



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS
FACULDADE DE ENGENHARIA QUÍMICA

FERNANDA PALMEIRA BEATRIZ

ANÁLISE TÉCNICO-ECONÔMICA DA PRODUÇÃO DE
LIPÍDIOS E BUTANOL A PARTIR DE MICROALGAS EM
DESTILARIAS CANAVIEIRAS

Campinas — SP

2021

FERNANDA PALMEIRA BEATRIZ

ANÁLISE TÉCNICO-ECONÔMICA DA PRODUÇÃO DE LIPÍDIOS E
BUTANOL A PARTIR DE MICROALGAS EM DESTILARIAS
CANAVIEIRAS

Dissertação apresentada à Faculdade de
Engenharia Química da Universidade
Estadual de Campinas como parte dos
requisitos exigidos para a obtenção do
título de Mestra em Engenharia Química

Orientador: Prof. Dr. Adriano Pinto Mariano
Coorientadora: Dra. Luisa Fernanda Ríos Pinto

ESTE TRABALHO CORRESPONDE À
VERSÃO FINAL DA DISSERTAÇÃO
DEFENDIDA PELA ALUNA
FERNANDA PALMEIRA BEATRIZ E
ORIENTADA PELO PROF. DR.
ADRIANO PINTO MARIANO

Campinas — SP

2021

Ficha catalográfica
Universidade Estadual de Campinas
Biblioteca da Área de Engenharia e Arquitetura
Rose Meire da Silva - CRB 8/5974

B38a Beatriz, Fernanda Palmeira, 1993-
Análise técnico-econômica da produção de lipídios e butanol a partir de microalgas em destilarias canavieiras / Fernanda Palmeira Beatriz. – Campinas, SP : [s.n.], 2021.

Orientador: Adriano Pinto Mariano.
Coorientador: Luisa Fernanda Ríos Pinto.
Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Campinas, Faculdade de Engenharia Química.

1. Microalgas. 2. Cana-de-açúcar. 3. Biorrefinaria. 4. Análise econômica. 5. Butanol. I. Mariano, Adriano Pinto, 1978-. II. Pinto, Luisa Fernanda Ríos, 1981-. III. Universidade Estadual de Campinas. Faculdade de Engenharia Química. IV. Título.

Informações para Biblioteca Digital

Título em outro idioma: Techno-economic analysis of microalgae-based lipid and butanol production in sugarcane distilleries

Palavras-chave em inglês:

Microalgae
Sugarcane
Biorefinery
Economic analysis
Butanol

Área de concentração: Engenharia Química

Titulação: Mestra em Engenharia Química

Banca examinadora:

Adriano Pinto Mariano [Orientador]
Marija Tasic
Pablo Andrés Silva Ortiz

Data de defesa: 10-08-2021

Programa de Pós-Graduação: Engenharia Química

Identificação e informações acadêmicas do(a) aluno(a)

- ORCID do autor: <https://orcid.org/0000-0001-5363-7759>

- Currículo Lattes do autor: <http://lattes.cnpq.br/3526412848235768>

Folha de Aprovação da Dissertação de Mestrado defendida por FERNANDA PALMEIRA BEATRIZ e aprovada em 10 de agosto de 2021 pela Comissão Examinadora constituída pelos doutores:

Prof. Dr. Adriano Pinto Mariano
Presidente e Orientador
FEQ/UNICAMP
Videoconferência

Profa. Dra. Marija Tasic
University of Nis
Videoconferência

Dr. Pablo Andrés Silva Ortiz
FEQ/UNICAMP
Videoconferência

A Ata da defesa com as respectivas assinaturas dos membros encontra-se no SIGA/Sistema de Fluxo de Dissertação/Tese e na Secretaria do Programa da Unidade.

Aos meus pais, Lara e Adilson, que
sempre me apoiam e me dedicam tanto
amor.

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, ao Prof. Dr. Adriano Mariano, por aceitar e persistir nessa orientação, pelos ensinamentos, pela compreensão e pela autonomia permitida no momento de escolha do tema do trabalho.

À Dra. Luisa Ríos Pinto, por ter aceitado esse desafio de me coorientar. Obrigada por tanta dedicação e preocupação não só com o trabalho, mas também com minha saúde mental. Você foi um doce e inesperado presente que a qualificação me proporcionou e que fez toda a diferença.

À Prof.^a Dra. Marija Tasić e ao Dr. Pablo Ortiz, pela avaliação minuciosa do trabalho durante a defesa e pelas valiosas contribuições para melhorá-lo. Ao Prof. Dr. Leonardo Fregolente, igualmente pela avaliação e contribuições na qualificação.

Ao Dr. Jean-Christophe Bonhivers (FAPESP - Processo 2017/27092-3), por gentilmente compartilhar os resultados da sua pesquisa, bem como auxiliar na integração com este trabalho. Ao Dr. Bruno Klein, pela solicitude e gentileza quando precisei de esclarecimentos sobre o tema.

Ao corpo docente e funcionários técnicos e administrativos da FEQ, pela oportunidade e suporte durante o desenvolvimento desse projeto.

O presente trabalho foi realizado com o apoio do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) (Processo 133743/2018-7), ao qual agradeço o auxílio financeiro, tornando possível a produção dessa dissertação. À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) - Processo 2015/20630-4, pelo financiamento do projeto temático.

Agradeço também ao Prof. Dr. João Severo Júnior, ao Dr. Diego Coêlho e ao Prof. Dr. Roberto Souza, pelas orientações durante a graduação na UFS e incentivo a continuar os estudos na Unicamp. Obrigada também pelo apoio mesmo nos anos seguintes.

À Anna Salim, pelo atencioso suporte emocional.

Aos amigos que tornaram a transição Aracaju–Campinas mais fácil. Inclusive, a partir daqui, me permitirei me apoiar na facultatividade do artigo definido antes de nomes de pessoas, uma das evidências mais emblemáticas dessa transição.

Agradeço a Ellen, pela companhia durante os primeiros meses, e que fez falta nos anos seguintes. À Elisa, ao Raul, ao Breno e ao Fernando, pela calorosa hospitalidade de um caminhão carregado de tempero nordestino e mineiro. A Henrique, por trazer alegria durante esse tempo — nem sempre consegui acompanhar seu pique, mas reconheço o

valor de cada convite. A Karina, pela amizade mesmo após o curto período de convivência. Ao pessoal da república Jogaçaum, por sempre me receberem tão bem, como se fosse parte da casa.

Aos amigos que a dança me presenteou. Por incrível — e, ao mesmo tempo, óbvio — que pareça, as semanas de mais forró eram as semanas mais produtivas do mestrado. Uma pena não ter conhecido vocês desde o início. Obrigada especialmente a Suelen, Marina e Helena, pela amizade, parceria e compartilhamentos de queixas.

Agradeço também aos amigos que não pude conviver fisicamente durante esse período, mas que foram uma rede de apoio à distância fundamental. Aos amigos da UFS, do NGF, do Dinâmico, da UCSB e Guiguil. Obrigada pela amizade e apoio de sempre.

Agradeço à minha família, especialmente às “Beatriz Vip” e a Cellini. Obrigada pelas palavras de incentivo que tanto me motivaram. Agradeço também à minha irmã felina, Mia, que não lê, não fala, nem sabe o que é mestrado, mas parecia saber quando eu precisava de um carinho ou ouvir um miado fofamente imperfeito.

Agradeço a Tiago, por todo amor e companheirismo. Por mais clichê que isso soe, você foi meu porto seguro em Campinas. Você acompanhou todas as minhas dificuldades e fraquezas e sempre conseguiu trazer mais leveza com o melhor abraço e palavras de carinho.

Finalmente, agradeço aos meus professores da vida: minha mãe e meu pai. Só de ser filha de professores como vocês já seria o suficiente para me sentir muito sortuda. Mas, para além da questão profissional, minha maior sorte foi ser filha de duas pessoas tão amorosas. Obrigada por todo esse amor e conforto que sempre me dedicaram e por acreditarem em mim em todas as circunstâncias.

Eu nunca tive problemas em estar sozinha; pelo contrário, sempre tive muito apreço pela solidão. Nesse período do mestrado, no entanto, foi a primeira vez que eu tive momentos de real solidão. Felizmente, esses momentos nunca foram longos o suficiente para me desconcertar por completo, porque sempre tive o apoio de alguma das pessoas que agradei aqui. Diante disso, correndo o risco de ser piegas, não pude deixar de considerar uma epígrafe sobre aquilo que me deu mais força para continuar este trabalho.

*“Fundamental é mesmo o amor
É impossível ser feliz sozinho”*

Wave — Tom Jobim

“É um ‘bichinho’ bonito, verdinho, que dá na água”

Spirogyra Story — Jorge Ben Jor

RESUMO

A influência de altas emissões de gases do efeito estufa sobre as mudanças climáticas já é um consenso na comunidade científica. À vista disso, acordos e políticas públicas para a mitigação dessas emissões vêm sendo estabelecidos globalmente, sobretudo no que diz respeito ao setor energético. No Brasil, a indústria canavieira tem importante papel nesse percurso. É diante desse contexto que este trabalho buscou estudar a viabilidade técnica e econômica da integração de um processo de microalgas a uma destilaria convencional de etanol de cana-de-açúcar, com o auxílio de simulações em planilhas eletrônicas. Para essa integração, a vinhaça da destilaria é submetida à biodigestão anaeróbia, produzindo biogás. Em seguida, a vinhaça biodigerida e o dióxido de carbono emitido pela destilaria são utilizados no crescimento de microalgas; cuja biomassa alimenta a produção de lipídios, ração animal e butanol (via fermentação ABE). Foi avaliado (i) se a produção do butanol é vantajosa, observando se a produção apenas de lipídios e ração traria maior benefício econômico; e (ii) se algum dos cenários propostos é competitivo. Para todos os cenários foi calculado o preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios que tornaria o processo viável, além de observar condições que possam minimizar o PMV. O PMV foi também comparado com os preços de venda de lipídios equivalentes no mercado para analisar a competitividade dos lipídios. Foi concluído que a produção de butanol via fermentação ABE não é vantajosa no processo proposto, uma vez que a presença dessa rota aumenta o PMV dos lipídios. Quanto à competitividade, o único cenário próximo de ser competitivo (cenário SC) foi o que considerou a extração dos lipídios via extração com CO₂ supercrítico (sem a produção subsequente de butanol), o qual alcançou um PMV de 14,83 USD galão⁻¹. Contudo, para tal, a manutenção de uma alta produtividade é necessária (cerca de 200 kg ha⁻¹ dia⁻¹). Possíveis formas de reduzir esse PMV incluem redução do custo da aquisição de tanques de crescimento; concessão de subsídios ou mecanismos de mercado (p. ex. comercialização de créditos de carbono); e o direcionamento do cultivo de microalgas para a produção de uma biomassa de alto teor lipídico (> 60%) e baixo teor de carboidratos (< 15%). Apenas atingindo a biomassa ideal é possível reduzir o PMV para 6,70–7,60 USD galão⁻¹.

Palavras-chave: Análise econômica. Microalgas. Destilaria autônoma. Fermentação ABE. Integração de processos.

ABSTRACT

The influence of high greenhouse gas emissions on climate change is already a scientific consensus. Consequently, agreements and public policies for the mitigation of such emissions have been globally established, especially when it comes to the energy sector. In Brazil, the sugarcane industry plays an important role to address this issue. It is in this context that this work aimed to study the technical and economic viability of the integration of an microalgae process to a conventional sugarcane ethanol distillery, with the aid of spreadsheet simulations. In this integration, vinasse from the distillery undergoes anaerobic digestion, where biogas is produced. Next, biodigested vinasse and carbon dioxide (from distillery) are used for microalgae growth, of which biomass is used for producing lipids, animal feed and butanol (via ABE fermentation). We analyzed (i) if butanol production is advantageous, observing if producing only lipids and animal feed would bring more economic benefit; and (ii) if any of the proposed scenarios is competitive. For all scenarios, the minimum price (MSP) for lipids needed to be sold to make the process viable, besides observing which conditions could minimize MSP. Such MSP was also compared with the selling prices of equivalent lipids in the market to analyze the microalgae-based lipid competitiveness. It was concluded that butanol production by ABE fermentation is not advantageous in the proposed process, since adding this route increases lipid MSP. With respect to competitiveness, the only scenario near to be competitive was the one which considered lipid extraction with supercritical CO₂ (without subsequent butanol production), which reached an MSP of 14.83 USD gallon⁻¹. Nevertheless, to do so, keeping a high productivity (200 kg ha⁻¹ day⁻¹) is necessary. Possible ways to decrease MSP are lowering the cost of microalgae growth ponds, the granting of subsidies or market mechanisms (e.g., carbon credit market), and targeting a microalgae biomass with high lipid content (>60%) and low carbohydrate content (<15%). By only reaching the ideal biomass composition it is possible to lower MSP to 6.70–7.60 USD gallon⁻¹.

Keywords: Economic analysis. Microalgae. Autonomous distillery. ABE fermentation. Process integration.

LISTA DE FIGURAS

Figura 2.1 — Esquema do processo convencional de uma usina de açúcar com destilaria anexa.....	21
Figura 2.2 — Principais subprodutos da produção convencional de etanol 1G.....	23
Figura 2.3 — Principais estratégias para redução de custos da fermentação ABE convencional.	28
Figura 2.4 — Curva típica do crescimento microbiano.	38
Figura 2.5 — Sistemas de cultivo de microalgas. À esquerda: aberto (<i>raceway</i>); à direita: fechado (fotobiorreator cilíndrico).	39
Figura 2.6 — Esquematização dos métodos de extração de metabólitos tradicionais. .	42
Figura 3.1 — Entradas e saídas monetárias de um processo de produção (sem entrar em pormenores).	53
Figura 3.2 — Exemplo de diagrama de tornado.....	54
Figura 3.3 — Exemplo de superfície de resposta de um planejamento de misturas (n = 3).	55
Figura 4.1 — Cenários avaliados.	57
Figura 4.2 — Diagrama de blocos da destilaria autônoma.	59
Figura 4.3 — Fluxograma do sistema de cogeração de energia.....	60
Figura 4.4 — Fluxograma do cenário SC. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.....	61
Figura 4.5 — Fluxograma do cenário SC-ABE. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.	62
Figura 4.6 — Fluxograma do cenário HX-ABE. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.	63
Figura 4.7 — Fluxograma da captação de CO ₂ (Área 100).	64
Figura 4.8 — Fluxograma da biodigestão anaeróbia (Área 200).	65
Figura 4.9 — Fluxograma do sistema de inóculo (Área 300).	68
Figura 4.10 — Fluxograma do crescimento celular de microalgas (Área 400).	69
Figura 4.11 — Fluxograma da colheita de microalgas (Área 450).	72
Figura 4.12 — Fluxograma de extração com CO ₂ supercrítico.	73
Figura 4.13 — Fluxograma da fermentação ABE (Área 600).	74

Figura 4.14 — Fluxograma da destilação (Área 700).....	76
Figura 4.15 — Fluxograma do pré-tratamento da biomassa de microalgas (Cenário HX-ABE) (Área 800).....	78
Figura 4.16 — Fluxograma da extração com hexano (Área 900; cenário HX-ABE)...	80
Figura 5.1 — Custo de aquisição e instalação (ISBL) dos três cenários.....	88
Figura 5.2 — Custos operacionais dos três cenários.....	89
Figura 5.3 — Preço de venda de alguns óleos em comparação ao PMV dos lipídios de microalgas em todos os cenários.....	92
Figura 5.4 — Fluxograma do cenário alternativo (SC-ABE com hidrólise ácida).	93
Figura 5.5 — Diagrama de tornado para o cenário SC.	96
Figura 5.6 — Diagrama de tornado para o cenário SC-ABE.	97
Figura 5.7 — Diagrama de tornado para o cenário HX-ABE.	97
Figura 5.8 — Cotação dos créditos de carbono entre Abril/2016 e Abril/2021.....	98
Figura 5.9 — Sensibilidade do PMV à produtividade de microalgas.	99
Figura 5.10 — Cenário SC: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9912$).	101
Figura 5.11 — Cenário SC-ABE: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9913$).	101
Figura 5.12 — Cenário HX-ABE: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9920$).	102
Figura 5.13 — Diferença entre os PMV dos cenários SC e SC-ABE (mal ajustado).	103
Figura E.1 — Cenário SC: Resumo dos efeitos no PMVE.....	141
Figura E.2 — Cenário SC-ABE: Resumo dos efeitos no PMVE.	141
Figura E.3 — Cenário HX-ABE: Resumo dos efeitos no PMVE.....	141

LISTA DE TABELAS

Tabela 2.1 — Desempenho de fermentações ABE sob diferentes substratos e configurações.	32
Tabela 2.2 — Algumas aplicações resultantes do processamento de biomassa microalgal.	33
Tabela 2.3 — Composição de algumas espécies de microalgas.....	37
Tabela 2.4 — Vantagens de um sistema de cultivo em relação ao outro.	40
Tabela 2.5 — Eficiências de diferentes métodos de extração de carboidratos.....	44
Tabela 2.6 — Eficiências de diferentes métodos de extração de lipídios.	46
Tabela 2.7 — Eficiências de diferentes métodos de extração simultânea de carboidratos e lipídios.....	47
Tabela 4.1 — Composição química da vinhaça.	65
Tabela 4.2 — Parâmetros da biodigestão anaeróbia.....	66
Tabela 4.3 — Parâmetros do sistema de inóculo.....	68
Tabela 4.4 — Parâmetros da etapa de crescimento celular de microalgas.	70
Tabela 4.5 — Parâmetros da extração com CO ₂ supercrítico.	73
Tabela 4.6 — Parâmetros utilizados na fermentação ABE.	75
Tabela 4.7 — Parâmetros do pré-tratamento da biomassa de microalgas (Cenário HX-ABE).	78
Tabela 4.8 — Parâmetros da extração com hexano.....	80
Tabela 4.9 — Valores de CEPCI utilizados.	82
Tabela 4.10 — Preços de venda e compra assumidos.....	83
Tabela 4.11 — Fatores do planejamento de misturas.....	84
Tabela 5.1 — Entradas na planta de microalgas.....	85
Tabela 5.2 — Produção de microalgas.	86
Tabela 5.3 — Produção anual na planta de microalgas.....	86
Tabela 5.4 — Despesas de capital [em milhões de dólares].....	87
Tabela 5.5 — Balanço da produção e demanda de eletricidade.	89
Tabela 5.6 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].....	90
Tabela 5.7 — Preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios.....	91

Tabela 5.8 — Perfil lipídico de óleos vegetais, do óleo de peixe e dos lipídios de algumas espécies de microalgas.....	91
Tabela 5.9 — Despesas de capital [em milhões de dólares].....	93
Tabela 5.10 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].....	94
Tabela 5.11 — Parâmetros inseridos no modelo como referência.	95
Tabela 5.12 — Variação dos parâmetros na análise de sensibilidade.	96
Tabela 5.13 — Variação do PMV dos lipídios conforme preço do crédito de carbono.	98
Tabela 5.14 — Diferença entre os PMV dos cenários SC e SC-ABE em diferentes composições.	103
Tabela A.1 — Balanço de massa do cenário SC.	122
Tabela A.2 — Balanço de massa do cenário SC (continuação).	123
Tabela A.3 — Balanço de massa do cenário SC (continuação).	124
Tabela A.4 — Balanço de massa do cenário SC-ABE.....	125
Tabela A.5 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).	126
Tabela A.6 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).	127
Tabela A.7 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).	128
Tabela A.8 — Balanço de massa do cenário HX-ABE.	129
Tabela A.9 — Balanço de massa do cenário HX-ABE (continuação).	130
Tabela A.10 — Balanço de massa do cenário HX-ABE (continuação).	131
Tabela B.1 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário SC.	132
Tabela B.2 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário SC-ABE.	133
Tabela B.3 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário HX-ABE.	134
Tabela C.1 — Despesas de capital [em milhões de dólares].....	135
Tabela C.2 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].....	135
Tabela C.3 — Indicadores econômicos.....	136
Tabela E.1 — PMV do cenário SC [em USD galão ⁻¹].	140
Tabela E.2 — PMV do cenário SC-ABE [em USD galão ⁻¹].	140
Tabela E.3 — PMV do cenário HX-ABE [em USD galão ⁻¹].	140

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

1G	Primeira geração
2G	Segunda geração
ABE	Acetona, butanol e etanol
AGMI	Ácido graxo monoinsaturado
AGPI	Ácido graxo poli-insaturado
AGS	Ácido graxo saturado
CAPEX	<i>Capital expenditure</i>
CBio	Crédito de descarbonização
DAP	Fosfato diamônico
DQO	Demanda química de oxigênio
ISBL	<i>Inside battery limits</i>
MTC	Milhões de toneladas de cana-de-açúcar
MUSD	Milhões de dólares americanos
NREL	<i>National Renewable Energy Laboratory</i>
OGM	Organismo geneticamente modificado
OPEX	<i>Operational expenditure</i>
OSBL	<i>Outside battery limits</i>
PMV	Preço mínimo de venda
RenovaBio	Política Nacional de Biocombustíveis
TIR	Taxa interna de retorno
USD	Dólar americano
VPL	Valor presente líquido

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	18
<hr/>		
1.1	Apresentação do tema e justificativa	18
1.2	Objetivos	19
1.2.1	Objetivo Geral	19
1.2.2	Objetivos específicos	20
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	21
<hr/>		
2.1	Indústria canavieira	21
2.1.1	Aproveitamento de subprodutos do processamento da cana	23
2.1.2	Vinhaça	24
2.2	Biodigestão anaeróbia	25
2.2.1	Produção de biogás: estado da arte	26
2.3	Butanol	27
2.3.1	Produção de butanol via fermentação ABE	27
2.4	Microalgas	33
2.4.1	Cultivo de microalgas	34
2.4.2	Extração de metabólitos	41
2.5	Integração entre microalgas e cana-de-açúcar	48
2.5.1	Desafios	49
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	52
<hr/>		
3.1	Análise técnico-econômica	52
3.2	Planejamento de misturas	55
4	METODOLOGIA	56
<hr/>		
4.1	Descrição do Processo	56
4.1.1	Destilaria-base	58
4.1.2	Pontos de integração entre os processos	60

4.1.3	Área 100: Captação de CO ₂	64
4.1.4	Área 200: Biodigestão anaeróbia	64
4.1.5	Áreas 300, 400 e 450: Cultivo de microalgas	67
4.1.6	Área 500: Extração de lipídios com CO ₂ supercrítico	72
4.1.7	Área 600: Fermentação ABE	74
4.1.8	Área 700: Destilação	76
4.1.9	Área 800: Pré-tratamento (hidrólise ácida)	77
4.1.10	Área 900: Extração de lipídios com hexano	79
4.2	Premissas do modelo	80
4.3	Análise econômica	81
4.3.1	Análise de sensibilidade	83
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	85
5.1	Desempenho técnico	85
5.2	Desempenho econômico	87
5.2.1	Despesas de capital	87
5.2.2	Custos operacionais e receitas	88
5.2.3	Viabilidade econômica	90
5.3	Viabilidade da produção de butanol	102
6	CONCLUSÕES	105
6.1	Considerações finais	106
6.2	Sugestões de trabalhos futuros	107
	REFERÊNCIAS	108
	APÊNDICE A: Balanços de Massa	122
	APÊNDICE B: Custos Instalados de Equipamentos	132
	APÊNDICE C: Resumo de Custos e Desempenho Econômico	135
	APÊNDICE D: Curvas Individuais de Sensibilidade	137
	APÊNDICE E: Resultados do Planejamento de Misturas	140

1 INTRODUÇÃO

1.1 Apresentação do tema e justificativa

O Brasil é reconhecido internacionalmente por suas medidas de incentivo ao uso de biocombustíveis em prol de uma matriz energética mais limpa (KHOSLA; KAMAT; NARAYANAMURTI, 2020). Tendo como principais biocombustíveis líquidos o etanol de cana-de-açúcar e o biodiesel de soja, o país manteve a segunda posição entre os maiores produtores de biocombustíveis em 2019 (STATISTA, 2020). Naquele ano, com efeito, a produção de etanol de cana-de-açúcar atingiu o número recorde de 34 bilhões de litros (CONAB, 2020). Diante de tamanha produção, os desafios do setor canavieiro costumam receber protagonismo nos debates sobre sustentabilidade e segurança energética do país.

A mais recente ação governamental brasileira no âmbito das energias de fontes renováveis é a nova Política Nacional de Biocombustíveis — o *RenovaBio*. Seu principal objetivo é a descarbonização dos combustíveis produzidos no país, por meio de metas anuais até 2029, incentivando a expansão desse mercado em conformidade com o Acordo de Paris (MINISTÉRIO DE MINAS E ENERGIA, 2019). Esse incentivo acontece através da possibilidade de comercialização de Créditos de Descarbonização (CBio) pelos produtores certificados que adotarem medidas em favor da mitigação da emissão de gases do efeito estufa (ANP, 2020). No primeiro ano do programa, 2020, esse mercado de créditos movimentou cerca de 650 milhões de reais (MINISTÉRIO DE MINAS E ENERGIA, 2021). No que se refere ao setor sucroenergético, no mesmo ano, 65% das empresas produtoras de etanol (~85% da produção nacional) foram certificadas para comercializar CBios (BONANOMI, 2020). Posto isso, medidas de descarbonização na indústria canavieira são de grande interesse.

Nesse contexto de descarbonização do setor sucroenergético, uma dentre muitas alternativas é a integração do cultivo de microalgas, uma vez que esses microorganismos são capazes de capturar parte do CO₂ emitido pelas usinas (SYDNEY et al., 2019). O uso da vinhaça como meio de crescimento para microalgas também vem sendo estudado, embora resultados satisfatórios tenham sido obtidos apenas após tratamento (como a biodigestão anaeróbia) ou diluição da vinhaça (MARQUES et al., 2013; TASIĆ et al., 2016; TREVISAN et al., 2020). Apesar de promissora, a integração de microalgas com usinas de cana-de-açúcar ainda está sob investigação, sendo o alto investimento no

processo de microalgas o principal gargalo para sua implementação. Por consequência, estudos sobre tal integração tem-se concentrado em redução dos custos com o crescimento das microalgas através de processos mais eficientes, bem como em formas de valorizar a biomassa de microalgas (BRASIL; SILVA; SIQUEIRA, 2017; KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018).

A produção de biodiesel tem sido principal foco no estudo do processamento de microalgas. Contudo esse destino, isoladamente, não tem se mostrado competitivo quando comparado às culturas vegetais tradicionais na produção de biodiesel (ANANTHI et al., 2021; FERREIRA et al., 2019). Nesse caso, uma estratégia usualmente adotada é o aproveitamento da biomassa residual das microalgas para a fabricação de coprodutos, tais como ração animal (KLEIN et al., 2019b), etanol (BEAL et al., 2015), carotenoides (ABDO et al., 2020) e butanol (YEONG et al., 2018). Encaminhar os lipídios para outro destino que não a produção de biodiesel também é uma alternativa (ALBARELLI et al., 2018).

Neste trabalho, propomos o processamento da biomassa de microalgas cultivadas em vinhaça biodigerida para a produção de lipídios de valor agregado maior que o biodiesel, além da produção de ração animal — valorizando também, dessa forma, os carboidratos e proteínas da biomassa. Alternativamente, consideramos a adição de uma rota de butanol para a valorização dos carboidratos, tornando a ração mais proteica, ao mesmo tempo em que se produz um biocombustível: o butanol. Buscamos, dessa forma, responder se a adição da rota de butanol torna o processo economicamente mais atraente. Posto isso, esse estudo busca auxiliar tomadores de decisão ao se considerar a produção de butanol dentro do contexto de integração de microalgas a destilarias de etanol de cana-de-açúcar.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo Geral

O objetivo principal deste trabalho foi analisar técnica e economicamente a integração de um processamento de microalgas a uma destilaria autônoma de etanol de cana-de-açúcar. Foi considerado para essa integração um processo simples, de caráter

preliminar, que valoriza a biomassa da microalga, além de reduzir a pegada de carbono da destilaria e auxiliar no tratamento da vinhaça.

Para o processo proposto, foram considerados três cenários, sendo dois deles com a adição de uma rota de butanol a partir da conversão dos carboidratos das microalgas. Buscou-se, portanto, responder as seguintes questões:

- I. Qual é o destino economicamente mais atrativo para os carboidratos presentes na biomassa das microalgas: convertê-los a butanol ou preservá-los na biomassa (utilizada na produção de ração animal)?
- II. Algum dos cenários propostos (com ou sem butanol) é viável e lucrativo, da perspectiva da destilaria receptora?

1.2.2 Objetivos específicos

Para alcançar o objetivo geral, os seguintes objetivos específicos foram estabelecidos:

- i. Propor cenários para o estudo, considerando as operações unitárias mais convencionais de cada etapa;
- ii. Realizar balanços de massa e energia para cada cenário;
- iii. Calcular as despesas de capital e operacionais, bem como as receitas;
- iv. Calcular o preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios das microalgas, o qual será considerado como indicador de desempenho econômico;
- v. Analisar a sensibilidade, alterando parâmetros e observando sob que circunstâncias o PMV é minimizado;
- vi. Comparar o PMV com o preço de venda de lipídios equivalentes no mercado.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

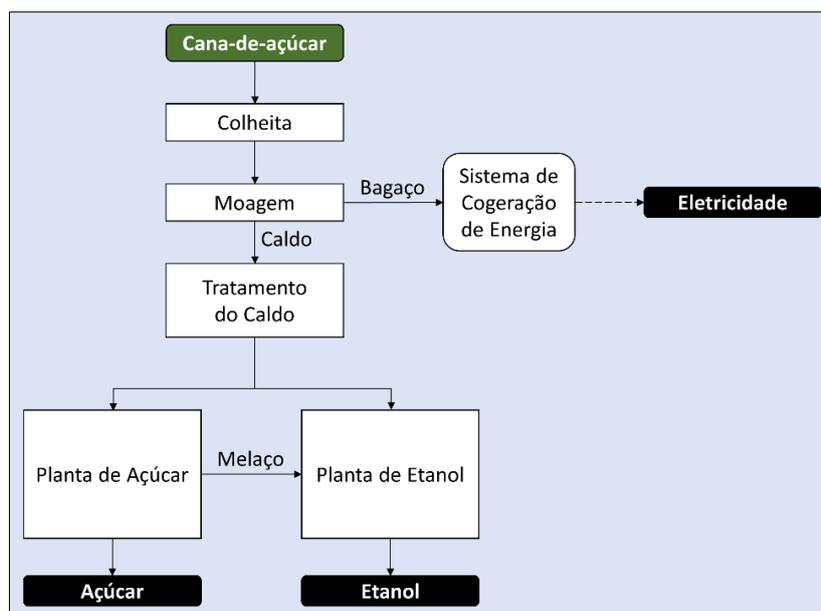
2.1 Indústria canavieira

A cadeia produtiva da indústria canavieira no Brasil foca geralmente na conversão dos carboidratos da cana-de-açúcar em etanol e/ou açúcar. Segundo Klein, Bonomi e Maciel Filho (2018), essas plantas industriais podem ser distinguidas em três categorias:

- usina de açúcar, quando os carboidratos da cana-de-açúcar são destinados exclusivamente à produção de açúcar;
- destilaria autônoma, quando somente etanol é produzido;
- usina com destilaria anexa, quando é produzido tanto etanol quanto açúcar.

Resumidamente, em uma usina com destilaria anexa convencional as etapas de produção costumam ser (**Figura 2.1**): limpeza e tratamento da cana recebida; moagem para extração do caldo; tratamento do caldo; parte desse caldo segue para a planta de açúcar (concentração, cristalização e secagem); a outra parte, junto ao melaço (resíduo da produção de açúcar), segue para a planta de etanol (concentração, fermentação, destilação e desidratação do etanol). O bagaço residual do processo de moagem é encaminhado ao sistema de cogeração de energia (caldeira). O trabalho de Junqueira (2015) apresenta as etapas desse processo mais detalhadamente.

Figura 2.1 — Esquema do processo convencional de uma usina de açúcar com destilaria anexa.



Fonte: Adaptado de Junqueira (2015).

O etanol produzido sob a configuração descrita acima chama-se etanol de primeira geração (1G), pois o substrato usado na sua produção é a sacarose prontamente disponível no caldo extraído da cana (RODRIGUEZ; MANOCHIO; MORAES, 2019). Contudo também é possível produzir etanol a partir de resíduos da colheita e processamento da cana, especialmente o bagaço e a palha. Esses resíduos contêm polissacarídeos (i.e., celulose e hemicelulose) que, após serem hidrolisados e separados da lignina, podem ser fermentados a etanol. O etanol gerado a partir de resíduos lignocelulósicos é chamado de etanol de segunda geração (2G), ou etanol celulósico¹ (JUNQUEIRA, 2015). Atualmente existem duas plantas capazes de produzir etanol 2G em escala comercial no Brasil: uma é da GranBio; outra, da Raízen. Ambas enfrentam dificuldades para atingir as metas de capacidade anteriormente previstas, devido, principalmente, à etapa de hidrólise. Dessa forma, para que o processo do etanol celulósico se consolide no país mais favoravelmente, tem-se focado no desenvolvimento de tecnologias nacionais para diminuir custos com importação, como a de enzimas para a hidrólise (LORENZI et al., 2019; RAMOS, 2020).

A produção de etanol 2G contribui para valorizar resíduos do processo, além de poder manter alguma produtividade durante o período de entressafra da cana. No entanto o uso do bagaço nessa rota pode competir com outras destinações também valiosas, cujos benefícios devem ser ponderados (FURTADO JÚNIOR et al., 2020). Já a possível improdutividade no período de entressafra também pode ser superada através do armazenamento de xarope invertido ou melaço para processamento nesse período. O cultivo da cana-energia, uma espécie de cana mais produtiva e adaptável do que a cana comum, também pode ser estratégico (KLEIN et al., 2019a).

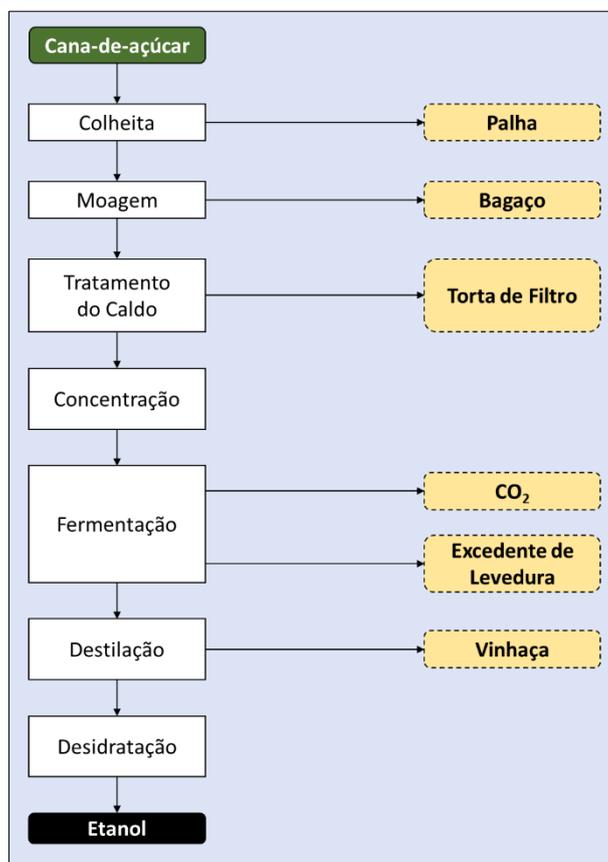
Uma prática agrícola recomendada para o período de entressafra é a rotação de culturas. Ela auxilia na amenização de possíveis danos ao solo causados por extensas monoculturas de cana-de-açúcar, além de auxiliar no combate a pestes. Milho, sorgo, amendoim e soja costumam ser fortes opções de culturas para rotação (JUNQUEIRA, 2015; MOREIRA et al., 2020; SOLANKI et al., 2017). Além das vantagens agrônômicas, essas culturas também podem ser matéria-prima para a produção de outros produtos, como biodiesel e ração animal, e colaborar para aumentar a diversidade de produtos fabricados na usina. Todavia, quando se trata da inserção de novos produtos, aqueles derivados de resíduos do processo principal recebem maior destaque, por fortalecer práticas de economia circular.

¹ Essa denominação vale para outros substratos além da cana-de-açúcar, como o milho e a beterraba.

2.1.1 Aproveitamento de subprodutos do processamento da cana

Os principais subprodutos de uma destilaria autônoma são palha, bagaço, torta de filtro, CO₂, excedente de levedura e vinhaça; cujas etapas onde são gerados estão ilustradas na **Figura 2.2**. Vale lembrar que, quando anexa à produção de açúcar, há também o melaço (JUNQUEIRA, 2015). Contudo, neste trabalho, será dado maior foco às destilarias autônomas, para fins de simplificação.

Figura 2.2 — Principais subprodutos da produção convencional de etanol 1G.



Fonte: Adaptado de Klein et al. (2019a).

Uma das aplicações dos subprodutos lignocelulósicos (bagaço e palha) foi mencionada acima: a produção de etanol 2G. Entretanto essa destinação ainda necessita de melhorias para que seu potencial seja aproveitado de maneira pertinente. Atualmente a destinação mais comum do bagaço é sua utilização em sistemas de cogeração de energia (JUNQUEIRA, 2015). A palha, por sua vez, é tipicamente mantida no solo, para manter a qualidade do solo a longo prazo. Contudo uma parte da palha, em conjunto com o bagaço, pode também ser utilizada para geração de bioeletricidade. Essa bioeletricidade

é utilizada para o consumo interno da usina; se houver excedente, esse pode ser vendido à rede. Nos últimos anos, é crescente a produção excedente de bioeletricidade pelas usinas brasileiras, de modo que, em 2019, 200 usinas (de um total de 369) comercializaram eletricidade (CARVALHO et al., 2017; UNICA, 2019). Para que esse número de usinas que comercializam eletricidade continue a crescer, é fundamental que sejam adotadas práticas de redução de consumo de energia nas operações internas, bem como procurar agregar novas formas ou novas fontes de gerar mais bioeletricidade.

Além da produção de bioeletricidade e etanol 2G, o bagaço apresenta ainda uma grande variedade possível de reaproveitamentos. Junto ao melaço e ao excedente de levedura, ele fornece uma ração animal altamente nutritiva (KLEIN et al., 2019a). Ademais, o bagaço pode ainda contribuir indiretamente para outras finalidades, como suporte para imobilização de células microbianas e como material adsorvente (ALVES et al., 2016; DOS SANTOS VIEIRA et al., 2020; NGUYEN et al., 2018). Como material adsorvente, Guo et al. (2020) demonstraram que o bagaço pode ser um bom aliado na redução das emissões do dióxido de carbono proveniente da fermentação. Mas esse dióxido de carbono também pode ser aproveitado: se recuperado, sais industriais podem ser produzidos por meio de fixação química (KLEIN et al., 2019a). Outro aproveitamento do CO₂ é a sua utilização no crescimento de microalgas, das quais novas rotas de produção podem ser agregadas (SYDNEY et al., 2019).

Já a torta de filtro pode ser utilizada como fertilizante (DA MOTA et al., 2019) ou ser submetida à biodigestão anaeróbia, processo no qual bactérias digerem matéria orgânica e produzem biogás (BARROS et al., 2017). Essas duas aplicações também são os possíveis aproveitamentos da vinhaça, subproduto que será discutido na subseção a seguir.

2.1.2 Vinhaça

A vinhaça é o efluente líquido da destilação do etanol, de cor amarronzada e pH ácido (3,5–5,0). Sua composição é complexa, contendo sais, nutrientes e elevada carga orgânica, cuja demanda química de oxigênio (DQO) pode variar de 15 a 150 g L⁻¹ (MORAES; ZAIAT; BONOMI, 2015; RULLI; VILLEGAS; COLIN, 2020). Esse efluente é gerado em altas proporções, cerca de 8–15L de vinhaça para cada 1L de etanol produzido, o que requer cuidados sobre seu tratamento e destinação (JUNQUEIRA, 2015).

Devido à quantidade de água e presença de nutrientes — especialmente o potássio, mas também nitrogênio e fósforo —, a vinhaça geralmente é direcionada à fertirrigação, processo no qual ela é aplicada como irrigação da cultura de cana-de-açúcar (FUESS et al., 2018; MORAES; ZAIAT; BONOMI, 2015). No entanto o uso da vinhaça *in natura* na fertirrigação deve ser cauteloso, uma vez que sua alta concentração de nutrientes e carga orgânica pode causar, a longo prazo, danos ao solo. Além disso, devido aos grandes volumes de vinhaça produzidos, sua utilização na fertirrigação fica limitada a culturas próximas à usina. Caso contrário, o custo com transporte seria inviável (NETO, 2016).

Um tratamento da vinhaça que tem sido mais discutida ultimamente é a biodigestão anaeróbia, processo no qual bactérias digerem matéria orgânica e produzem biogás. Se enviada para a fertirrigação, a vinhaça biodigerida tem um potencial de contaminação menor do que a vinhaça *in natura*, já que a eficiência de biodegradação é maior (ELAIUY, 2016). Mas, além de tratar a vinhaça, a biodigestão anaeróbia traz uma grande atração: a produção de biogás. O biogás pode ser utilizado como uso automotivo da frota interna da usina, bem como na produção de bioeletricidade, o que reduz a demanda por combustíveis fósseis. Rodriguez et al. (2019) observaram que a energia fornecida pelo biogás pode deixar uma parte dos subprodutos lignocelulósicos livre da queima; isto é, parte do bagaço que iria para a cogeração de energia pode ser direcionado para outro fim, sem redução de oferta interna de energia.

2.2 Biodigestão anaeróbia

A biodigestão anaeróbia é o processo em que uma cultura microbiana degrada matéria orgânica na ausência de oxigênio. Esse processo tem como produto o biogás: gás composto por metano, dióxido de carbono e impurezas.

A biodigestão ocorre em quatro etapas: hidrólise, acidogênese (fermentação), acetogênese sintrófica e metanogênese acetoclástica. Na hidrólise, enzimas auxiliam na solubilização de substratos aprisionados na matéria orgânica, os quais os microorganismos não conseguem acessar. Na acidogênese, os substratos solubilizados são convertidos em ácidos orgânicos e álcoois. Na acetogênese, os produtos gerados na acetogênese são convertidos a acetatos. Finalmente, na metanogênese, os acetatos são transformados em metano e dióxido de carbono (ELAIUY, 2016).

Quanto às condições físico-químicas, o pH ideal é na faixa de 6,6 a 7,8. Já no que diz respeito à temperatura, a biodigestão anaeróbia pode ser classificada em psicrófila (< 30°C), mesófila (30 a 45°C) e termófila (> 45°C). As condições mesófila e termófila são as mais comuns nos reatores anaeróbios (ELAIUY, 2016).

2.2.1 Produção de biogás: estado da arte

Quando o biogás é purificado a metano — podendo, então, ser chamado de biometano —, esse se torna uma alternativa mais limpa ao diesel ou ao gás natural. Possíveis aplicações do biometano incluem seu uso como combustível em veículos pesados, bem como o abastecimento doméstico em cidades. Na Alemanha, por exemplo, a planta de biogás da Nawaro Bioenergie AG, em Güstrow, alimenta a rede de gás natural com o biometano produzido a partir de rejeitos agrícolas, podendo suprir a demanda energética de uma cidade com mais de 50.000 casas (MUSTAFAI; AGARWAL, 2020).

Já no Brasil, a previsão desse mercado é ainda de expansão, em especial após a implementação do RenovaBio. Em 2016, segundo Elaiuy (2016), um dos desafios para produção de biogás em escala industrial era a falta de valorização do biogás como fonte energética viável. Hoje, em 2021, o cenário nacional já mostra avanços ao possuir três usinas de biometano dentro do padrão exigido pela Agência Nacional do Petróleo, Gás Natural e Biocombustíveis (ANP). No Ceará, a usina Gás Natural Renovável Fortaleza (GNR Fortaleza) supriu 40% da demanda de gás do estado (DURÃO, 2021); enquanto no estado de São Paulo é previsto que, em 2022, Presidente Prudente seja a primeira cidade do Brasil a ser abastecida exclusivamente por biometano produzido a partir de vinhaça. O projeto vem de uma parceria do governo de São Paulo com a usina Cocal e a distribuidora de gás natural GasBrasileiro (PRESIDENTE PRUDENTE, 2021).

No setor canavieiro, apesar do substrato mais discutido para a biodigestão anaeróbia ser a vinhaça, outros resíduos orgânicos também podem ser submetidos ao processo. Os rejeitos que serão utilizados pela usina Cocal, no projeto supracitado, são a torta de filtro, a palha e a vinhaça. Em outubro de 2020, a Raízen inaugurou uma planta de biogás a partir da biodigestão anaeróbica de vinhaça e torta de filtro. A planta, localizada em Guariba (SP), é a primeira do mundo a produzir biogás em escala comercial utilizando esses dois substratos (VITAL, 2020).

2.3 Butanol

O butanol, especificamente o n-butanol, é um álcool cuja principal demanda vem do mercado de produtos químicos, sendo mais utilizado como matéria-prima ou solvente na produção de diversos produtos, como acrilatos, fluidos hidráulicos, tintas, plásticos e cosméticos (PATIL et al., 2019). Seu mercado, já bem estabelecido globalmente, continua em expansão, de modo que a previsão é que cresça a uma taxa de 3,5% por ano até 2024 (ESFAHANI; KHOSHSIMA; PAZUKI, 2020). Além disso, demandas de outros setores podem surgir nos próximos anos.

A tendência da substituição da nafta por gás natural em processos petroquímicos pode causar uma diminuição da oferta de butano para a manufatura de uma cadeia de produtos. O butanol, por também conter quatro carbonos na molécula, poderia suprir essa eventual falta de butano como molécula-plataforma (*building block*). Além disso, o butanol tem sido apontado como alternativa promissora de biocombustível, uma vez que ele apresenta características químicas que resultam em um desempenho e praticidade de utilização superiores em relação ao etanol (MARIANO et al., 2020).

O butanol pode ser produzido por rota química ou fermentativa. A rota química tornou-se preferível devido à sua maior eficiência de conversão, tornando o processo mais econômico (PATIL et al., 2019). Atualmente, o butanol é majoritariamente produzido por uma rota química chamada processo oxo (ou hidroformilação), onde propileno é convertido a butiraldeído, seguido de hidrogenação. No entanto o uso de propileno de origem fóssil no processo químico vem encorajando que outras rotas ganhem espaço, como é o caso da fermentação ABE (Acetona–Butanol–Etanol) (MARIANO et al., 2020).

2.3.1 Produção de butanol via fermentação ABE

A fermentação ABE não é uma novidade do nosso século. Ela já era utilizada comercialmente durante a Primeira Guerra Mundial, devido à alta demanda de acetona naquela época. Todavia ela perdeu espaço para a rota química e derivada de fontes fósseis, por ser menos competitiva economicamente. Dessa forma, para que a fermentação ABE se restabeleça industrialmente, é necessário que esforços sejam direcionados para a redução de custos nesse processo (PATIL et al., 2019).

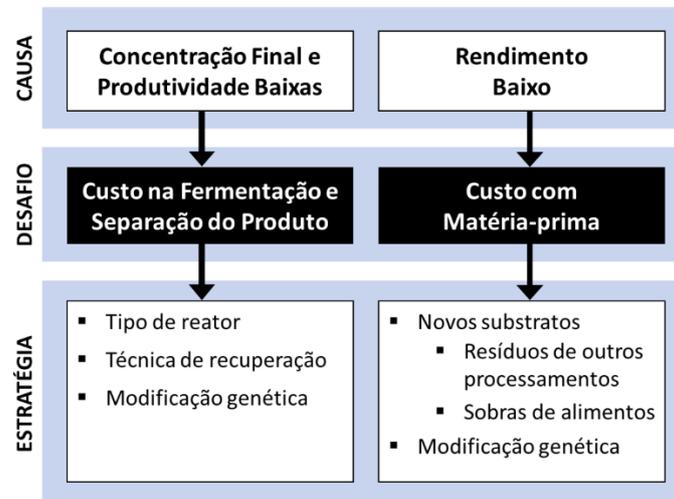
Convencionalmente, a fermentação ABE ocorre em batelada, seguida de destilação. Isso traz custos expressivos à produção, uma vez que as *Clostridium* spp.

(principal bactéria fermentadora) têm baixa tolerância ao produto, resultando em baixa concentração final de butanol. Além disso, a fermentação é lenta, resultando em baixa produtividade. Para superar esses desafios, tem sido cada vez mais comuns pesquisas sobre diferentes configurações de fermentação e recuperação do produto, bem como a fermentação por *Clostridia* geneticamente modificadas para maior tolerância ao butanol (MARIANO et al., 2020; PATIL et al., 2019).

Outro ponto que merece atenção é o baixo rendimento (produto/substrato) da fermentação, o que pode acarretar custos consideráveis com matéria-prima. Sendo assim, a tendência é que substratos mais baratos do que os convencionais sejam implementados. Outra forma de lidar com o rendimento baixo é também o desenvolvimento de novas linhagens de microrganismos, que favoreçam a produção de ABE — ou do butanol perante os demais coprodutos (MARIANO et al., 2020; PATIL et al., 2019).

A **Figura 2.3** esquematiza os principais desafios do processo convencional, associados às principais estratégias propostas na literatura. Tais estratégias serão discutidas a seguir.

Figura 2.3 — Principais estratégias para redução de custos da fermentação ABE convencional.



Fonte: Autora.

2.3.1.1 Custo na fermentação e separação

Durante a fermentação, os principais produtos — acetona, butanol e etanol (ABE) — são produzidos durante a fase solventogênica, a uma proporção em torno de 3:6:1 (MARIANO; MACIEL FILHO, 2012). Mas vale lembrar que também há uma pequena produção de ácido butírico e ácido acético, remanescentes de uma fase metabólica

anterior, a fase acidogênica. Todos esses produtos são tóxicos para as *Clostridia* a concentrações relativamente baixas. Porém o butanol, por ser o produto de maior concentração, é o que acaba limitando a fermentação em batelada e, por sua vez, sua própria concentração final (BUEHLER; MESBAH, 2016). Essa baixa concentração final somada à baixa produtividade tornam o processo convencional de fermentação ABE custoso (MARIANO et al., 2020). As estratégias para torná-lo mais barato geralmente abordam três aspectos: tipos de biorreator; técnicas de recuperação do produto e microrganismos geneticamente modificados (OGM).

Nos biorreatores de batelada, quando atinge concentrações tóxicas à bactéria, o butanol inibe a sua captação de carboidratos e seu crescimento celular. Diante disso, outro ponto a se evidenciar é que o excesso de substrato não convertido no meio pode complicar o descarte dos efluentes. Assim sendo, a concentração inicial de carboidratos a ser adicionada ao meio fica limitada, de forma que é recomendado que a concentração inicial de carboidratos não ultrapasse 60 g L^{-1} (BUEHLER; MESBAH, 2016; QURESHI et al., 2005). Em vista disso, uma batelada alimentada entra como alternativa de melhoramento, uma vez que é facilitada a manutenção da concentração de substrato em níveis baixos (PANG et al., 2016). Entretanto os biorreatores de sistemas contínuos oferecem condições para desempenho ainda melhores, visto que eles tiram o contato entre as células e o meio contendo butanol a concentrações tóxicas, o que auxilia no aumento do título do produto. Além disso, a fermentação pode ser mais rápida e fornecer produtividades expressivamente maiores, já que as bactérias já estão em estado estacionário de crescimento celular, sem precisar do tempo inicial de adaptação e de preparação do reator (BHARATHIRAJA et al., 2017). O sistema contínuo pode ainda ter recirculação de células ou células imobilizadas, sendo que essa última pode resultar em produtividades na ordem de $15 \text{ g L}^{-1}\text{h}^{-1}$, enquanto a produtividade em batelada é tipicamente em torno de $0,5 \text{ g L}^{-1}\text{h}^{-1}$ (MARIANO et al., 2020).

A baixa concentração final não só influencia no custo da etapa de fermentação, mas também na separação do produto. Tradicionalmente, a separação ocorre por destilação; e trabalhar com correntes diluídas nesse sistema gera um alto consumo energético (MARIANO et al., 2020). Dessa forma, o emprego de recuperações *in situ* pode ser estratégico, por retirar o produto tóxico do meio à medida que ele é produzido, além de aumentar a produtividade (ABDI et al., 2016). Dentre as técnicas de recuperação *in situ* sugeridas na literatura, valem destaque a pervaporação, a extração líquido-líquido,

o arraste por gás (*gas stripping*) e a recuperação a vácuo (MARIANO et al., 2020; YEONG et al., 2018).

Além das diferentes configurações de fermentação e separação, a engenharia genética também pode promover melhorias. Pode-se manipular geneticamente *Clostridium* spp. para que sejam mais tolerantes ao butanol; ou manipular outros microrganismos para produzir ABE, como a *E. coli*, que é aeróbia e de crescimento rápido (PATIL et al., 2019). Contudo essas manipulações ainda não têm trazido resultados tão promissores (MARIANO et al., 2020).

2.3.1.2 Custo com matéria-prima

Os rendimentos da fermentação ABE são considerados baixos — cerca de 0,20 g de butanol/g de carboidratos —, o que demanda uma grande quantidade de matéria-prima ao processo (PATIL et al., 2019). Além disso, no processo original, os carboidratos para a fermentação são provenientes de culturas amiláceas (p. ex. milho) ou de culturas com carboidratos prontamente fermentescíveis (p. ex. cana-de-açúcar). Esses substratos fazem parte do mercado de alimentos, cujo uso em alguns países pode enfrentar embates de segurança alimentar, causando limitações de fornecimento ou preços de aquisição altos (ASSUMPCÃO et al., 2020). Sendo assim, a tendência que se segue é a utilização de substratos mais baratos e que não disputem com o mercado de alimentos.

Assim como o etanol de segunda geração (vide Seção 2.1.1), o butanol também pode ser obtido a partir de resíduos lignocelulósicos, como bagaço de cana, palha de arroz e/ou bagaço de sorgo. O uso desses resíduos é interessante não só pelo fato de ser uma matéria-prima barata, mas também por dar a um resíduo um fim que agregue valor, em vez de direcioná-lo ao descarte. No entanto é preciso lembrar que resíduos lignocelulósicos requerem pré-tratamento para deslignificação e hidrólise, cujo custo deve ser levado em consideração (IBRAHIM et al., 2017). Nesse contexto, vale ressaltar outras duas possíveis matérias-primas não lignocelulósicas: microalgas e sobras de alimentos.

As microalgas também podem requerer algum pré-tratamento; entretanto, por não conter lignina, o pré-tratamento é mais barato em relação aos materiais lignocelulósicos (HOSSAIN et al., 2020). Além disso, uma vez que estamos considerando redução de custos, seria preferível que fossem utilizadas microalgas residuais de outro processamento. Nesse caso, provavelmente as células já teriam sido rompidas, o que já

deixaria os carboidratos disponíveis. Mas é importante considerar que há processos que utilizam microalgas sem ruptura celular, o que necessitaria de um pré-tratamento, como é o caso de tratamento de efluentes domésticos (ELLIS et al., 2012). No referente às sobras de alimentos, Qureshi et al. (2020) alcançaram considerável redução de custo ao utilizá-las para a fermentação ABE, sem necessidade de pré-tratamento. O butanol atingiu preço mínimo de venda de 0,42 USD kg⁻¹ utilizando sobras de alimentos, enquanto, ao utilizar resíduos lignocelulósicos, atingiu 0,73–1,43 USD kg⁻¹.

Um dos motivos do baixo rendimento na fermentação é a formação de ácido butírico e ácido acético, fazendo com que parte do substrato seja consumida para sua produção, em vez de produzir ABE. Uma maneira de contornar essa situação é buscar novas linhagens de bactérias que favoreçam a fase solventogênica. Ou, quando convier, linhagens que favoreçam apenas a produção do butanol, seja reduzindo a produção de acetona e etanol, seja por outras vias metabólicas — como a fermentação IBE (Isopropanol–Butanol–Etanol) (MARIANO et al., 2020; PATIL et al., 2019).

A título de comparação, a **Tabela 2.1** apresenta algumas fermentações de substratos alternativos, considerando também diferentes estratégias de fermentação ora mencionadas.

Tabela 2.1 — Desempenho de fermentações ABE sob diferentes substratos e configurações.

Substrato	Espécie (bactéria fermentadora)	Tipo de reator	Recuperação <i>in situ</i>	Rendimento de butanol (ABE) [g (g-substrato) ⁻¹]	Produção de butanol (ABE) [g L ⁻¹]	Produtividade de butanol (ABE) [g L ⁻¹ h ⁻¹]	Referência
Padrão (valores típicos)	<i>Clostridium</i> sp.	Batelada	Não	~0,20 (~0,35)	< 13 (n.d.)	n.d. (< 0.50)	Mariano et al. (2020)
	Glicose <i>C. acetobutylicum</i>	Batelada	ELL	0,25 (0,38)	21,40 (31,6)	0,27 (~0,40)	González-Peñas et al. (2020)
	Celobiose + xilose <i>C. saccharoperbutylacetonicum</i>	Contínuo (com recirculação de células)	Não	n.d. (0,214)	n.d. (n.d.)	n.d. (6,09)	Kihara et al. (2019)
Resíduos lignocelulósicos							
	Palha de arroz <i>C. beijerinckii</i>	Batelada	Não	0,245 (0,402)	4,85 (7,95)	0,040 ^a (0,066) ^a	Valles et al. (2020)
	Borra de cerveja <i>C. beijerinckii</i>	Batelada	Não	0,2 (0,26)	6,1 (8,2)	0,06 (0,08)	Plaza et al. (2017)
	Bagaço de sorgo <i>C. acetobutylicum</i>	Batelada	Não	0,17 (0,25)	7,37 (10,93)	0,061 (0,090)	Su et al. (2020)
	Bagaço + melaço de cana <i>C. saccharoperbutylacetonicum</i>	Batelada alimentada	Não	0,31 (n.d.)	10,8 (n.d.)	0,15 (n.d.)	Chacón et al. (2020)
	Palha de milho <i>C. acetobutylicum</i> G.O.	Batelada	Não	0,21 (0,35)	11,3 (18,7)	0,13 ^a (n.d.) ^a	Wu et al. (2021)
Microalgas (b. residual)							
	Após tratamento de ED <i>C. saccharoperbutylacetonicum</i>	Batelada	Não	n.d	3,74 (5,23)	n.d. (0,021) ^a	Castro et al. (2015)
	Após ext. de lipídios <i>C. saccharobutylicum</i>	Batelada	Não	0,25 (0,39)	8,05 (12,44)	n.d. (0,35)	Gao, Orr e Rehmann (2016)
	Após ext. de lipídios <i>C. acetobutylicum</i>	Batelada	Não	0,09 (0,14)	3,86 (6,32)	n.d. (n.d.)	Cheng et al. (2015)
Sobras de alimentos	<i>C. beijerinckii</i>	Batelada	A vácuo	n.d. (0,36)	n.d. (27,2)	n.d. (0,49)	Huang, Singh e Qureshi (2015)

n.d.: não disponível; ELL: extração líquido-líquido; G.O.: geneticamente modificada; b.: biomassa; ED: efluente doméstico; ext.: extração.

^a O tempo de pré-tratamento entrou no cálculo da produtividade.

2.4 Microalgas

Microalgas são microorganismos unicelulares, procariontes ou eucariontes, que podem crescer em águas doces ou salgadas. A atividade fotossintética das microalgas corresponde a cerca de 50% da atividade fotossintética global. Sendo assim, elas são fundamentais para manutenção dos níveis de oxigênio atmosférico, além de poderem auxiliar na mitigação do CO₂ na atmosfera (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

A composição da biomassa das microalgas consiste, grosso modo, de proteínas, lipídios e carboidratos; além de outros componentes em menores quantidades que, por vezes, são referidos em conjunto como “cinzas” ou são desprezados. Todavia, a depender da espécie, nessas cinzas podem também existir quantidades consideráveis de bioativos de alto valor agregado, como pigmentos, vitaminas e minerais. Devido a essa biomassa rica em bioativos de interesse industrial, as microalgas têm potencial para substituir matérias-primas de origem vegetal e, até mesmo, de origem animal. **O Erro! Fonte de referência não encontrada.** traz algumas aplicações e respectivos bioativos passíveis de extração da biomassa microalgal (MOBIN; CHOWDHURY; ALAM, 2019).

Tabela 2.2 — Algumas aplicações resultantes do processamento de biomassa microalgal.

Aplicação		Principais Bioativos de Interesse	Referência
Biocombustíveis e solventes	Etanol	Carboidratos	Gohain et al. (2021)
	Biodiesel	Lipídios	Mandik et al. (2020)
	Butanol	Carboidratos	Yeong et al. (2018)
	Biogás	Biomassa residual (matéria orgânica)	Koutra et al., (2018)
	Biocombustível de aviação	Lipídios/biomassa completa	Kim et al. (2020); Wang, Bluck e Van Wie (2014)
Uso pessoal	Cosméticos	Carotenoides, proteínas, lipídios e compostos fenólicos	Koutra et al. (2018); Mourelle, Gómez e Legido (2017)
	Nutracêuticos	Carotenoides, AGPI, vitaminas (A, B12, C, E) e minerais	Koyande et al. (2019)
	Ingrediente alimentício	Proteína, vitamina A, ferro e AGPI	Triton Algae Innovations (s.d.)
	Corante alimentício	Clorofila e carotenoides	Mobin, Chowdhury e Alam (2019)
Outros	Bioplástico	Poli-hidroxialcanoatos	Costa et al. (2019)
	Ração animal	AGPIs e proteína	de Medeiros et al. (2020)
	Biofertilizante	Biomassa residual (minerais)	Koutra et al. (2018)

AGPI: Ácidos graxos poli-insaturados (p. ex. ômega-3 e ômega-6); s.d.: sem data.

Além da sua composição bioquímica, há outras vantagens que incentivam a produção de microalgas em larga escala. Perante monoculturas terrestres (tais como soja e cana-de-açúcar), as microalgas apresentam uma taxa de crescimento maior, o que resulta numa produção mais rápida, numa área de cultivo menor. Além disso, o uso da sua biomassa em outras aplicações não ameaça a segurança alimentar local. Outra vantagem é sua alta adaptabilidade de crescimento, o que permite que elas cresçam em ambientes estratégicos, como em alguns efluentes líquidos e ocupando a área de solos que não são mais agricultáveis (ANANTHI et al., 2021).

Entretanto apesar dessas vantagens, o cultivo de microalgas traz alguns desafios, que serão mais bem discutidos nos tópicos a seguir.

2.4.1 Cultivo de microalgas

As primeiras publicações a respeito do cultivo e isolamento de microalgas se concentram na última década do século XIX, apesar de alguns casos isolados anteriores (PREISIG; ANDERSEN, 2005). Desde então, esforços têm sido direcionados a encontrar as melhores condições para que as microalgas atinjam uma produtividade máxima (de biomassa ou de um bioativo de interesse), além de uma otimização do aproveitamento da sua biomassa. No entanto, apesar das microalgas serem seres relativamente simples, as peculiaridades de cada espécie tornam difícil uma padronização geral. Desse modo, deve-se levar em consideração uma série de fatores externos e internos para cada estudo de caso.

Quanto ao metabolismo da microalga, o cultivo pode ser autotrófico, heterotrófico, mixotrófico ou foto-heterotrófico. No cultivo autotrófico, a microalga obtém sua fonte de energia e de carbono a partir da fotossíntese, isto é, a partir de CO₂ e luz. No heterotrófico, a microalga utiliza compostos orgânicos como fonte de energia e de carbono. No mixotrófico, a microalga é capaz de apresentar tanto comportamento fotoautotrófico como heterotrófico, sendo adaptável às condições externas, como baixa luminosidade ou baixa disponibilidade de fontes orgânicas no meio. Já no foto-heterotrófico, ela utiliza apenas a luz como fonte de energia e compostos orgânicos como fonte de carbono (ANANTHI et al., 2021). A diferença entre os dois últimos é que no foto-heterotrófico a microalga não consome carbono inorgânico e requer a disponibilidade de luz e carbono orgânico simultaneamente; enquanto, no mixotrófico, ela alterna entre as fontes de carbono conforme disponibilidade (SANTANA et al., 2017).

Uma vez que os processos metabólicos da microalga dependem diretamente da luminosidade do ambiente e/ou da disponibilidade de fontes orgânicas no meio, é natural inferirmos que esses fatores influenciam no crescimento da microalga. Porém, além deles, muitos outros fatores também podem influenciar. Dessa forma, quando se pretende cultivar microalgas, é necessário avaliar se é possível reproduzir um conjunto de fatores que favorecem ou limitam seu crescimento.

A localização geográfica interfere diretamente no crescimento das microalgas, ao ponto de que a incidência natural de algumas espécies só ocorre em determinadas regiões. Isso se deve ao fato de que cada localidade apresenta condições ambientais que podem ser ideais para algumas espécies, mas não tão favoráveis ou até inibitórias para outras. São exemplos dessas condições: incidência solar, fotoperíodo (claro:escuro), temperatura, mudanças de temperatura ao longo do ano, umidade do ar, velocidade do vento e sombreamento por nuvens (KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018; RIOS PINTO; FERREIRA; TASIĆ, 2021).

Além das condições regionais, outros fatores pontuais também podem interferir no crescimento, tais como pH, agitação do meio, salinidade, nutrientes, tipo de reator e densidade populacional. Todos os fatores já citados são os chamados fatores abióticos. Já os fatores bióticos incluem a presença de bactérias, vírus ou fungos que limitem o crescimento das microalgas devido à competição entre as espécies (COSTA et al., 2019). Toda essa soma de fatores ambientais afetam não somente a taxa metabólica e o crescimento celular, mas também a composição da microalga (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

2.4.1.1 Influência das condições de cultivo na composição da microalga

A composição da biomassa, ora mencionada, muitas vezes é resumida como lipídios, carboidratos e proteínas, cujos teores dependem não somente da espécie, mas também das condições de crescimento. Uma vez que lipídios e carboidratos têm função de reserva energética para as microalgas, torna-se clara a compreensão de que fatores externos interferem diretamente nos teores dos mesmos e, portanto, de toda a composição. Conseqüentemente, a manipulação das condições ambientais pode ser estratégica para direcionar a acumulação de algum componente na sua biomassa (DE FARIAS SILVA; SFORZA, 2016).

Geralmente, situações de “estresse” no cultivo direcionam ao acúmulo de lipídios e carboidratos. Há numerosos estudos de limitação de nutrientes que resultam na acumulação de lipídios e carboidratos, sendo nitrogênio e fósforo os mais estudados (COSTA et al., 2018; DE FARIAS SILVA; SFORZA, 2016). Mas, além desses dois, outros nutrientes – como enxofre, magnésio e potássio – também podem interferir em algumas espécies (MARTÍN-JUÁREZ et al., 2017). Outros fatores do cultivo também já mostraram interferir na composição, tais como temperatura (SILVA et al., 2017), intensidade da luz solar, salinidade (MARTÍN-JUÁREZ et al., 2017) e campo magnético (VEIGA et al., 2020).

Além da manipulação de fatores externos, outra forma de direcionar a composição da biomassa a um acúmulo desejado é através de modificação genética em culturas de microalgas (SHANMUGAM et al., 2021). A **Tabela 2.3** traz composições de diferentes espécies de microalgas, bem como alguns estudos onde houve alguma manipulação, via fatores externos ou internos, para alterá-la.

Vale ressaltar que situações de estresse no cultivo, apesar de direcionar ao acúmulo de interesse, pode diminuir a produtividade de biomassa de microalgas (DE FARIAS SILVA; SFORZA, 2016). Isso se deve, geralmente, devido à queda de divisão celular causada por respostas metabólicas às alterações ambientais ou mesmo por morte celular (MARTÍN-JUÁREZ et al., 2017). Além disso, quando há uso de microrganismos geneticamente modificados, lidar com as regulações adicionais pode não ser do interesse dos tomadores de decisão (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014). Sendo assim, antes de pensar em algum tipo de manipulação no cultivo, é mais interessante primeiramente considerar qual espécie, na sua forma mais natural, é adequada para o processo desejado.

Tabela 2.3 — Composição de algumas espécies de microalgas.

Espécie	Estratégia de Manipulação	Composição (% ^a)				Referência
		Lipídios	Carboidratos	Proteínas	Outros	
<i>Chlorella vulgaris</i>	–	18,01	18,61	63,38	–	Mahdy et al., (2014)
	–	14–22	12–17	51–58	–	Suganya et al. (2016)
	Def. de nitrogênio e intensidade da luz	28,0–37,4	46,6–27,9	n.d.	n.d.	de Farias Silva e Sforza (2016)
	Temperatura (25°C)	14,71	n.d.	n.d.	n.d.	Converti et al. (2009)
	Temperatura (30°C)	5,90	n.d.	n.d.	n.d.	
<i>Chlorella minutissima</i>	–	13,21	n.d.	48,71	n.d.	Costa et al. (2018)
	Def. de nitrogênio	18,54	n.d.	41,34	n.d.	
<i>Spirulina</i> sp.	–	11,40	n.d.	57,70	n.d.	Costa et al. (2018)
	Def. de nitrogênio	13,67	n.d.	48,24	n.d.	
	–	14,0	21,2	67,5	2,0	Veiga et al. (2020)
	Campo magnético	13,4	6,1	64,8	9,4	
	Def. de nitrogênio e adição de NaHCO ₃ (pH e carbono)	9,5	59,1	17,2	14,2	Braga et al. (2018)
<i>Spirulina platensis</i>	–	4–9	8–14	46–63	–	Suganya et al. (2016)
<i>Spirulina maxima</i>	–	6–7	13–16	60–71	–	Suganya et al. (2016)
<i>Scenedesmus obliquus</i>	–	12–14	10–17	50–56	–	Suganya et al. (2016)
<i>Desmodesmus</i> sp.	–	15,0	n.d.	n.d.	n.d.	Rios et al. (2015)
	Def. de nitrogênio	23,0	n.d.	n.d.	n.d.	
<i>Desmodesmus subspicatus</i>	Temperatura (20°C)	20,0	n.d.	n.d.	n.d.	Silva et al. (2017)
	Temperatura (30°C)	10,0	n.d.	n.d.	n.d.	
<i>Chlamydomonas reinhardtii</i>	–	12,60	22,64	64,76	–	Mahdy et al. (2014)
	–	~9,5	n.d.	n.d.	n.d.	Tan e Lee (2017)
	Modificação genética	15,0	n.d.	n.d.	n.d.	
<i>Chlamydomonas biconvexa</i>	–	2,06	31,61	30,96	35,37	Santana et al. (2017)
<i>Nannachloropsis oceanica</i>	–	48,3	n.d.	n.d.	n.d.	Han et al. (2020)
	Modificação genética	79,9	n.d.	n.d.	n.d.	
<i>Dunaliella tertiolecta</i>	–	22,0	40,5	27,2	10,3	Kim et al. (2015)
<i>Dunaliella salina</i>	–	6,0	32,0	57,0	11,0	Suganya et al. (2016)
<i>Staurosira</i> sp.	–	36,0	21,0	41,0	2,0	Beal et al. (2015)
	Def. de nitrogênio	46,0	23,0	31,0	–	

Def...: deficiência; n.d.: não disponível, –: não se aplica.

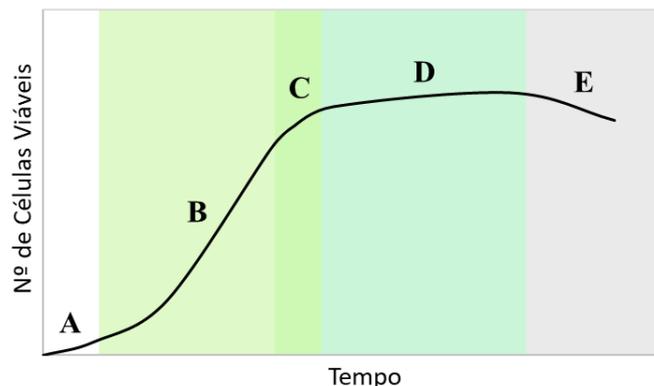
^a Biomassa seca.

2.4.1.2 Etapas de crescimento

O crescimento da população de microalgas segue o padrão de crescimento microbiano, cuja evolução pode ser dividida em cinco etapas (**Figura 2.4**):

- A) Fase *lag*: adaptação das microalgas ao meio, aumentando a biomassa, mas com pequena variação da densidade populacional;
- B) Fase *log* ou de crescimento exponencial: intensa atividade metabólica, atingindo a maior taxa de crescimento;
- C) Fase de redução de crescimento: a taxa de crescimento é reduzida;
- D) Fase estacionária: geralmente, é a fase mais longa do crescimento, na qual o número de células novas se iguala ao número de mortes celulares;
- E) Fase de declínio ou morte: taxa negativa de crescimento, pela presença de inibidores.

Figura 2.4 — Curva típica do crescimento microbiano.



Fonte: Adaptado de Andrade e Colozzi Filho (2014)

O tempo de duração de cada etapa varia conforme espécie (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014). Conhecendo como o crescimento da espécie da microalga se comporta, é possível manipular os nutrientes, as condições e a concentração celular do meio para garantir um sistema contínuo, mantendo o crescimento na fase *log* ou estacionária. Além disso, conhecer o crescimento da espécie é útil quando se deseja acumular algum metabólito específico (como dito na Seção 2.4.1.1). Deficiência precoce de nitrogênio (Fase C da **Figura 2.4**) direciona à acumulação de carboidratos, enquanto

a deficiência tardia (Fase D da **Figura 2.4**) direciona à acumulação de lipídios (GIFUNI et al., 2019).

2.4.1.3 Sistemas de crescimento

Os sistemas de cultivo podem ser classificados em dois grandes grupos: sistemas abertos ou fechados. Os sistemas abertos são tanques abertos (*open pond*) de pequena profundidade, entre 15 e 20 cm. Eles podem ter vários formatos (circular, elíptico ou até quadrado) e ter ou não agitação (via aeração ou pás rotativas). Os circulares e elípticos com agitação costumam ter melhor desempenho por distribuírem mais homogeneamente os nutrientes no meio e o acesso à luz, além de evitar sedimentação. O tanque do tipo pista de corrida (*raceway*) é um dos mais utilizados. Já os sistemas fechados são fotobiorreatores cujas principais formas são coluna vertical, cilíndrico e placas. Eles podem ser instalados tanto em um ambiente aberto, quanto ao abrigo em casas de vegetação (**Figura 2.5**) (BANERJEE; RAMASWAMY, 2017; RIOS PINTO; FERREIRA; TASIC, 2021).

Figura 2.5 — Sistemas de cultivo de microalgas. À esquerda: aberto (*raceway*); à direita: fechado (fotobiorreator cilíndrico).



Fonte: Cyanotech (s.d.).



Fonte: Lempert (2016).

Uma das principais desvantagens do cultivo aberto é a vulnerabilidade das microalgas a contaminações e a oscilações nas condições ambientais, além de altas taxas de evaporação de água. Os cultivos fechados, por outro lado, são uma solução para essas questões; no entanto, os custos de instalação e manutenção são consideravelmente mais elevados. O **Tabela 2.4** resume as principais vantagens de um cultivo em relação ao outro

(ANANTHI et al., 2021; COELHO et al., 2019; RIOS PINTO; FERREIRA; TASIĆ, 2021).

Tabela 2.4 — Vantagens de um sistema de cultivo em relação ao outro.

Cultivo aberto	Cultivo fechado
Mais simples	Menor contaminação (poluição e microrganismos)
Exposição direta à luz solar	Menor vulnerabilidade às condições ambientais
Menor custo de instalação e manutenção	Possibilidade de menor área de ocupação
	Evita evaporação e perda de CO ₂ para o ar
	Maior controle dos parâmetros
	Maior produtividade

Dois estratégias para poder considerar simultaneamente as vantagens do cultivo aberto e do fechado são os sistemas híbridos e os sistemas cobertos. Os sistemas híbridos dividem o cultivo em dois estágios: o primeiro sendo um cultivo fechado, para fortalecer o inóculo e favorecer as divisões celulares; o segundo sendo um cultivo aberto, com uma colônia já amadurecida, podendo focar na acumulação de bioativos (Seção 2.4.1.1) (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014). Um sistema coberto também pode ser estratégico: cobre-se um tanque aberto com vidro ou plástico transparente, evitando evaporação e diminuindo possíveis contaminações (ANANTHI et al., 2021).

2.4.1.4 Tipos de colheita

Para produção de microalga em larga escala, é preciso que a etapa de colheita seja definida com bastante cautela, pois, uma vez que os sistemas são aquosos e bem diluídos, ela pode representar uma boa parcela dos custos. Andrade e Colozzi Filho (2014) apontam que a colheita pode chegar a representar 20 a 30% dos custos de produção de biomassa de microalgas.

Algumas etapas de pré-tratamento podem ser utilizadas para concentrar a biomassa e facilitar a colheita. As técnicas mais comuns são a coagulação e floculação, que podem ser realizadas por agentes físicos, químicos ou biológicos. Estudos mais recentes apontam nanopartículas magnéticas como um pré-tratamento promissor, especialmente pela eficiência, rapidez e reusabilidade do material (ABO MARKEB et al., 2019; VASISTHA et al., 2020).

Já a colheita, propriamente dita, pode ser realizada por centrifugação, sedimentação ou filtração, sendo a centrifugação a mais comum. A centrifugação tem um custo energético elevado, entretanto, a sedimentação e a filtração também trazem desvantagens. Enquanto a sedimentação é dispendiosa em termos de tempo, a filtração pode enfrentar dificuldades com entupimentos (VASISTHA et al., 2020).

2.4.1.5 Conservação da biomassa

Após a colheita, a biomassa recuperada eventualmente pode não ser utilizada de imediato, sendo preferível conservá-la por um período curto ou prolongado. A secagem e o congelamento são práticas consideradas para tal, podendo preservar suas propriedades e qualidade por muitos meses após a colheita (JERNIGAN et al., 2013). Existem vários métodos de secagem, podendo ser citados o uso de secadores solares, a secagem por atomização (*spray drying*) e a secagem por liofilização (congelamento) (ANDRADE; COLOZZI FILHO, 2014).

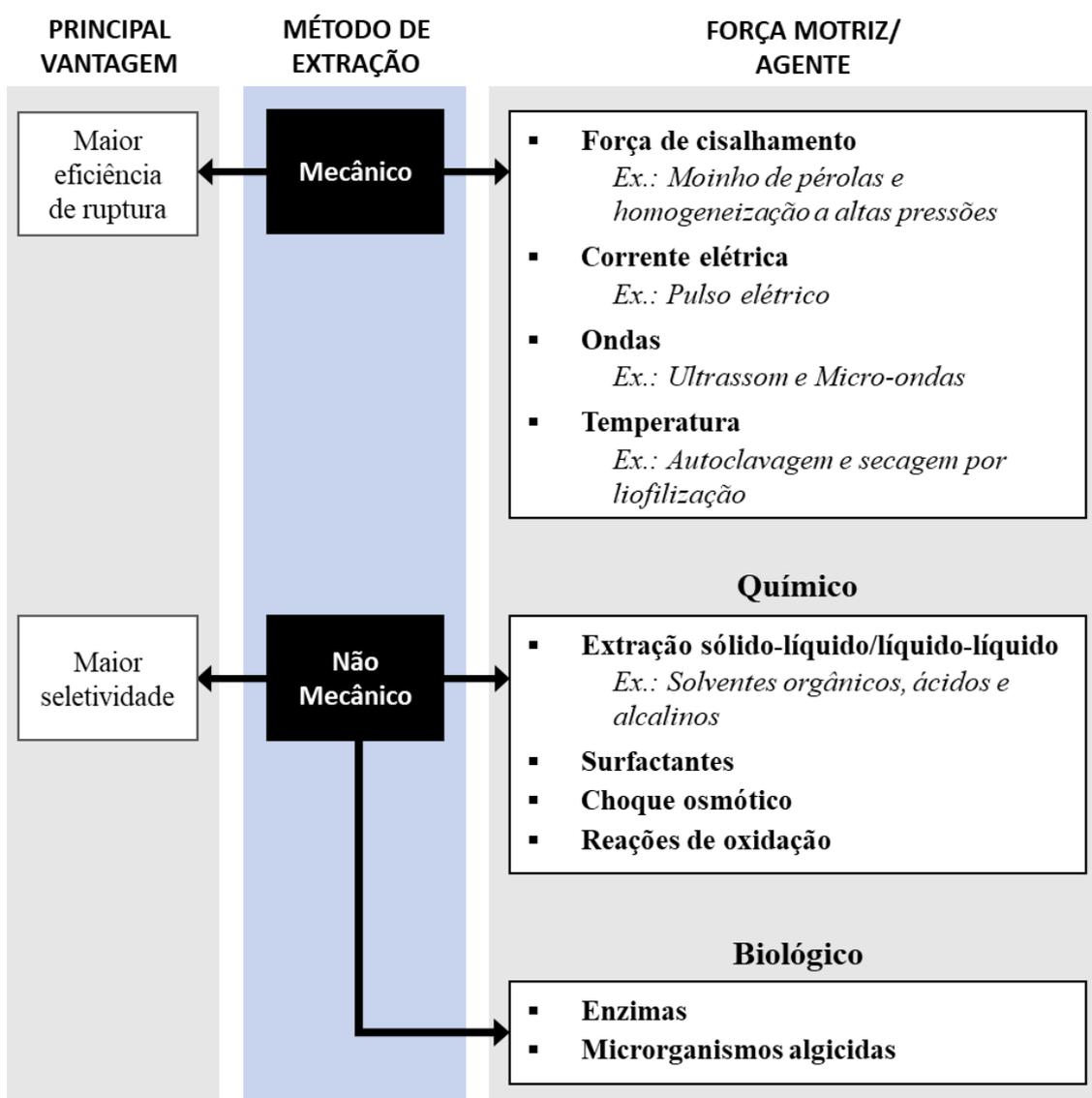
A etapa de secagem pode ser bastante custosa energeticamente, portanto é importante observar se ela é realmente necessária. Em alguns casos, o uso da biomassa úmida já pode ser suficiente para manter o processo, o que reduz custos, ao mesmo tempo que torna o processo mais simples (JAFARI et al., 2021). Essa alternativa de utilizar biomassa úmida é bastante explorada para produção de biodiesel (transesterificação *in situ*) (KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018).

2.4.2 Extração de metabólitos

Em geral, os metabólitos de interesse comercial se localizam no interior das células das microalgas, tornando quase sempre necessário um método de ruptura celular antes do fracionamento dos componentes (LEE et al., 2017). Os métodos de ruptura mais tradicionais podem ser mecânicos e/ou não mecânicos. Os métodos mecânicos podem usar força de cisalhamento, corrente elétrica, ondas e/ou temperatura. Os mais comuns incluem o uso de moinho de pérolas, homogeneização a altas pressões, pulso elétrico, ultrassom, micro-ondas, liquefação hidrotérmica, autoclavagem e o próprio processo de secagem por liofilização. Já os métodos não mecânicos podem ser químicos ou biológicos. Os métodos químicos são os mais tradicionais, por incluírem as extrações do

tipo sólido-líquido e líquido-líquido (utilizando solventes ácidos, alcalinos ou orgânicos), além de apresentarem uma seletividade maior do que os métodos mecânicos tradicionais. Outros métodos químicos também podem utilizar surfactantes, choque osmótico e reações de oxidação. Os métodos biológicos, por sua vez, podem ocorrer pela ação de enzimas ou microrganismos com função algicida (COSTA et al., 2020; LEE et al., 2017). As informações dos métodos mencionados acima estão esquematizadas na **Figura 2.6** a seguir.

Figura 2.6 — Esquematização dos métodos de extração de metabólitos tradicionais.



Fonte: Autora.

Apesar da boa seletividade dos métodos químicos tradicionais, eles carregam uma desvantagem que merece atenção: o uso de solventes tóxicos. Costa et al. (2020) trazem

uma revisão sistemática sobre os métodos físico-químicos mais recentes que trazem alternativas ecologicamente mais promissoras. Dentre os métodos mencionados por eles, destaca-se a extração por fluido supercrítico; que utiliza fluidos supercríticos, ou seja, fluidos acima da temperatura e pressão do ponto crítico (COSTA et al., 2020). Essa extração será discutida na Subseção 2.4.2.2.

Os métodos mecânicos são geralmente ótimos facilitadores para ruptura celular, podendo atuar como um pré-tratamento para um método não mecânico. No entanto, por vezes, um método não mecânico já pode ser suficiente para a extração desejada, não sendo necessário o custo adicional com a demanda de energia de um método mecânico. A necessidade da realização de mais de um método de ruptura vai depender não só do componente a ser extraído, mas também da espécie da microalga, uma vez que a rigidez da parede celular difere de espécie para espécie (COSTA et al., 2020). Vale lembrar que há algumas espécies de microalgas que excretam bioativos de forma passiva, o que, a depender do caso, pode permitir que a ruptura celular seja dispensada, além de também poder dispensar as etapas de colheita e secagem (LIU; POHNERT; WEI, 2016). O perfil dessa matéria orgânica extracelular, além de depender da espécie, pode também depender das condições ambientais (BARONI et al., 2020).

Em vista da eficácia de ruptura e baixa seletividade dos métodos mecânicos tradicionais, como também a maior seletividade dos métodos não mecânicos, é comum combinar as extrações de mais de um bioativo da mesma microalga. Pois, enquanto o primeiro auxilia no desprendimento de vários bioativos intracelulares, o segundo auxilia no fracionamento deles. Alavijeh et al. (2020), por exemplo, combinaram o moinho de pérolas (método mecânico) com uma hidrólise enzimática (método não mecânico); liberando proteínas e carboidratos para o meio, ao mesmo tempo que concentra lipídios na biomassa da *Chlorella vulgaris*. Já Kulkarni e Nikolov (2018), para a mesma espécie, também usaram métodos mecânicos para a extração de proteínas, todavia, utilizaram etanol como solvente para extrair clorofilas e carotenoides. Diante da multiplicidade de componentes passíveis de extração, esse trabalho dará uma atenção especial a dois grupos: os carboidratos e os lipídios.

2.4.2.1 Extração de carboidratos

Microalgas podem acumular uma boa quantidade de carboidratos na sua biomassa, cuja maioria é encontrada sob a forma de amido ou glicose livre no interior das

células. Contudo vale ressaltar que a parede celular também é formada por polissacarídeos, como celulose e hemicelulose, além de algumas espécies também serem capazes de produzir polissacarídeos extracelulares (MARTÍN-JUÁREZ et al., 2017; SUAREZ RUIZ et al., 2020).

A extração de carboidratos de microalgas ocorre conforme a ideia geral da extração de metabólitos mencionada na seção anterior: métodos mecânicos, térmicos, químicos, biológicos e/ou suas combinações. Os métodos químicos e biológicos costumam ser recorridos para a quebra dos polissacarídeos a carboidratos mais simples (fermentescíveis), por meio da hidrólise — processo também chamado de sacarificação. Assim sendo, além de extrair os carboidratos, esses métodos de extração também os preparam para o processo; neste caso, convertendo carboidratos não fermentescíveis (polissacarídeos) em carboidratos fermentescíveis. Por consequência, os métodos de extração de carboidratos também são referidos por alguns autores como um pré-tratamento (PHWAN et al., 2018). A **Tabela 2.5** a seguir traz resultados de algumas extrações de carboidratos de microalgas da literatura e suas respectivas eficiências.

Tabela 2.5 — Eficiências de diferentes métodos de extração de carboidratos.

Espécie	Método de Extração/Sacarificação	Eficiência ^a [%]	Referência
Cultura mista ^b	Ozônio + hidrólise enzimática	80,6	Keris-Sen e Gurol (2017)
	US + hidrólise enzimática	49,5	
	Hidrólise alcalina (NaOH) + hidrólise enzimática	48,8	
	Hidrólise ácida (H ₂ SO ₄) + hidrólise enzimática	38,6	
<i>Scenedesmus</i> sp.	LHT + hidrólise enzimática	89,32	Yuan et al. (2016)
<i>Golenkinia</i> sp.	LHW + hidrólise enzimática	75,4	Choi et al. (2015)
<i>Scenedesmus</i> sp.	US + hidrólise ácida (H ₂ SO ₄) e autoclave	93	Sivaramakrishnan e Incharoensakdi (2018)
Cultura mista	Hidrólise enzimática	95,1	Shokrkar, Ebrahimi e Zamani (2017)
<i>Scenedesmus</i> sp.	US + hidrólise enzimática	91	de Farias Silva et al. (2020)

US: Ultrassom; HTL: Liquefação hidrotérmica; LHW: Liquid hot water (tipo de liquefação hidrotérmica).

^a Eficiência da extração com relação à quantidade inicial de carboidratos na biomassa seca.

^b Majoritariamente *Chlorococcum* sp.

2.4.2.2 Extração de lipídios

Não só a quantidade de lipídios varia muito entre as espécies (vide Seção 2.4.1.1), mas também o perfil lipídico. Os lipídios das microalgas podem ser classificados como lipídios neutros — principalmente triacilgliceróis e ácidos graxos livres — e lipídios polares — principalmente fosfolipídios e glicolipídios. Os que recebem maior destaque no processamento de microalgas são os triacilgliceróis e os ácidos graxos, os quais também têm grande variabilidade.

Lang et al. (2011) identificaram 76 ácidos graxos diferentes ao avaliarem o perfil lipídico de mais de 2000 linhagens de microalgas. Dentre os ácidos graxos, esses podem ser classificados em ácidos graxos saturados (AGS), ácidos graxos monoinsaturados (AGMI) e ácidos graxos poli-insaturados (AGPI); cujas insaturações são referentes à presença de ligações duplas na cadeia carbônica. Os AGPI são os lipídios de maior valor agregado; são a classificação em que se encontram o ômega-3 e o ômega-6. Como exemplo de AGMI, tem-se os lipídios que também são encontrados no azeite de oliva, como o ômega-9. Já os AGS são lipídios considerados de menor valor, cuja principal utilização é na produção de biocombustíveis (FERREIRA et al., 2019).

Assim como os carboidratos, também é possível encontrar lipídios extracelulares nas microalgas. No entanto ainda há poucos estudos dessa situação, além de por ora estar limitado apenas às espécies do gênero *Botryococcus* (FERREIRA et al., 2019). Dessa forma, as extrações que envolvem ruptura celular são ainda as mais comumente aplicadas. Além disso, as opções de extração de lipídios também seguem aquela mesma linha geral de extração: métodos mecânicos, químicos, térmicos e biológicos. Os mais tradicionais são as extrações químicas, sobretudo utilizando solventes orgânicos, como álcoois, hidrocarbonetos (especialmente hexano) e clorofórmio. Contudo esses solventes geralmente são utilizados em grande quantidade, além de serem tóxicos. A utilização de ácidos, bases, enzimas ou surfactantes também pode facilitar a ruptura celular para a extração dos lipídios (VASISTHA et al., 2020).

Ultimamente tem crescido o interesse em utilizar tecnologias mais limpas, como a utilização de solventes mais limpos numa extração química, tais como os líquidos iônicos. Os métodos mecânicos de ruptura celular que utilizam ultrassom e micro-ondas também vêm ganhando espaço nos tempos mais recentes, entretanto, a demanda energética costuma desencorajar o uso deles (COSTA et al., 2020).

Um método de extração que vem atraindo atenção é a extração por fluidos supercríticos, sobretudo por CO₂ supercrítico. Esse método apresenta boa seletividade de lipídios neutros, além de utilizar solvente atóxico, inerte, não inflamável e com a possibilidade de recuperação (COSTA et al., 2020). Mas a aplicação da extração por fluido supercrítico pede que haja um estudo de otimização para cada caso, pois as condições aplicadas podem interferir bastante no resultado. Obeid et al. (2018), para extração da *Chlorella vulgaris*, obtiveram apenas 12,5% de recuperação de lipídios da biomassa, às condições: 50°C; 45 MPa; 2h. Quando eles utilizaram co-solvente (etanol) e aumentaram o tempo para 3 horas e meia, essa recuperação subiu para 97%. No entanto Lorenzen et al. (2017) afirmam que o uso desse co-solvente não é aplicável em larga escala, por medidas de segurança. Sem co-solvente, eles conseguiram recuperar 92% dos lipídios de uma cultura mista contendo majoritariamente *Scenedesmus obliquus*, a condições mais amenas, porém por um período mais longo: 20°C; 12MPa; 14h. A **Tabela 2.6** traz a comparação dessas eficiências com algumas obtidas por outros métodos de extração de lipídios.

Tabela 2.6 — Eficiências de diferentes métodos de extração de lipídios.

Espécie	Método de Extração	Eficiência [%]	Referência
<i>Nannochloropsis</i> sp.	Base + enzimas	90 ^a	Wu et al. (2017)
	Hexano + surfactante	78,8 ^a	
	HTL	41 ^b	Tang et al. (2016)
<i>Nannochloropsis oceanica</i>	Autoclavagem + enzimas	88,3 ^a	Chen et al. (2016)
	HTL	60 ^c	Caporgno et al. (2016)
<i>Staurorsira</i> sp.	Hexano	50 ^{b,d}	Beal et al. (2015)
<i>Spirulina platensis</i>	HTL	50 ^b	Zhang et al. (2018)
<i>Spirulina</i> sp.	HTL	33,3 ^b	Tang et al. (2016)
<i>Scenedesmus obliquus</i> (Majoritariamente)	SC-CO ₂	92 ^a	Lorenzen et al. (2017)
<i>Desmodesmus</i> sp.	HTL	50 ^{a,d}	Beal et al. (2015)
<i>Chlorella pyrenoidosa</i>	Pulso elétrico + clorofórmio e metanol	12,8 ^b	Han et al. (2019)
<i>Chlorella vulgaris</i>	Hexano e metanol	63,5 ^a	Choi et al. (2014)
	Líquidos iônicos	87,5 ^a	
	SC-CO ₂ + etanol	67,52 ^{a,d}	Albarelli et al. (2018)
	SC-CO ₂	12,5 ^a	Obeid et al. (2018)
	SC-CO ₂ + etanol	97 ^a	

HTL: Liquefação hidrotérmica; SC: Supercrítico.

^a Com relação à massa inicial de lipídios na biomassa.

^b Com relação à massa inicial total de biomassa seca.

^c Com relação à massa inicial total de biomassa úmida.

^d Valor assumido em simulação.

2.4.2.3 Coextração de lipídios e carboidratos

Até aqui, pudemos observar bastantes semelhanças entre as extrações de carboidratos e lipídios. Ambos variam quantitativa e qualitativamente de espécie para espécie e têm função de reserva energética para a microalga (vide Seção 2.4.1.1). Ambos podem existir no interior e no exterior da célula da microalga, apesar do foco no interior ser mais comum. Ambos podem ser extraídos por métodos mecânicos, térmicos, químicos ou biológicos (vide Seções 2.4.2, 2.4.2.1 e 2.4.2.2). Dessa forma, a associação da extração desses dois metabólitos é natural, de modo que não são raros os trabalhos sobre a extração de um associado à extração do outro. A **Tabela 2.7** traz uma série de estudos envolvendo essa extração simultânea.

Tabela 2.7 — Eficiências de diferentes métodos de extração simultânea de carboidratos e lipídios.

Espécie	Método de Extração (Metabólito Extraído)	Eficiência ^a [%]		Referência
		Carb.	Lip.	
<i>Scenedesmus obliquus</i>	US + ozônio (ambos)	62	89	González-Balderas, Velásquez-Orta e Ledesma (2020)
Cultura mista ^d	CO ₂ supercrítico (lipídios) + água subcrítica (carboidratos)	60	75	Juárez et al. (2020)
<i>Spirulina platensis</i> ^b	Extração com hexano (lipídios)	41,52	n.d.	Lupatini et al. (2017)
	US + homogeneização (carboidratos)			
<i>Chlorella sorokiniana</i> ^b	Microondas + hexano/metanol (lipídios)	97,5	n.d.	Cheng et al. (2015)
	Ácido (carboidratos)			
<i>Chlorella vulgaris</i>	Moinho de pérolas + enzimas (ambos)	74	88	Alavijeh et al. (2020)
<i>Isochrysis galbana</i>	Clorofórmio/metanol + etanol (lipídios)	71,2	n.d.	Santos et al. (2018)
	Líquido Iônico (carboidratos)			
<i>Scenedesmus</i> sp.	Ácido + autoclave (ambos)	90,7 ^c	90,4 ^c	Davis et al. (2014)
	Hexano (lipídios)			

n.d.: não disponível.; US: ultrassom.

^a Eficiência da extração com relação à quantidade inicial do metabólito na biomassa seca.

^b Biomassa residual após extração de lipídios.

^c Valor assumido em simulação.

^d Majoritariamente *Scenedesmus* spp.

2.5 Integração entre microalgas e cana-de-açúcar

O crescimento de microalgas em biorrefinarias canavieiras não é novidade. Essa é uma relação mutualmente vantajosa, o que torna a integração naturalmente intuitiva. Uma das principais vantagens é que as microalgas podem consumir dois efluentes da indústria canavieira cujas destinações merecem atenção: a vinhaça e o CO₂. Nesse tipo de integração, o CO₂ é utilizado para a fotossíntese (fonte inorgânica de carbono), enquanto a vinhaça funciona como meio aquoso para o cultivo, contendo nutrientes e fonte orgânica de carbono (ANANTHI et al., 2021; SYDNEY et al., 2019). Devido à coexistência das fontes orgânica e inorgânica de carbono nesse contexto, o cultivo mixotrófico de microalgas tende a ser mais interessante, mas esse fato não é exclusivo para que a integração ocorra.

Espécies que são altamente autotróficas ou foto-heterotróficas geralmente não crescem bem em vinhaça *in natura*, devido ao impedimento da penetração da luz solar causado pela cor e turbidez da vinhaça, o que requer uma diluição — usualmente até concentrações abaixo de 50% (SANTANA et al., 2017; SYDNEY et al., 2019). Outra alternativa de diminuir a concentração da vinhaça é a digestão anaeróbia, que pode reduzir consideravelmente a carga orgânica, turbidez e cor da vinhaça (KLEIN et al., 2019b; TASIĆ et al., 2016).

Sydney et al. (2019) sugerem que, além do pouco acesso à luz, o excesso de potássio na vinhaça *in natura* também pode ser um fator limitante para o crescimento de microalgas. Já Marques et al. (2013) atribuem a limitação do crescimento da *Chlorella vulgaris* à alta carga orgânica da vinhaça. Ambos os casos, portanto, sugerem que um pré-tratamento da vinhaça poderia ser necessário não só para culturas dependentes de luz, mas também para as que absorvem carbono orgânico do meio.

Silva et al. (2017), por outro lado, cultivaram heterotroficamente *Desmodesmus subspicatus* em vinhaça *in natura* após crescimento de inóculo em meio sintético. Santana et al. (2017) sugerem que a habilidade da microalga crescer em vinhaça *in natura* provavelmente depende da espécie, com maiores chances para espécies autóctones. Eles conseguiram cultivar *Chlamydomonas biconvexa* heterotroficamente em vinhaça *in natura* clarificada. Com efeito, a microalga cultivada por eles é proveniente do isolamento de um tanque de estabilização de vinhaça, o que corrobora a teoria de que exista uma relação entre espécie e tolerância para crescer em vinhaça *in natura*. Dessa forma, seria interessante que houvesse mais pesquisas para afirmar essa relação de tolerância.

No caso do cultivo heterotrófico ou foto-heterotrófico de microalgas em vinhaça em biorrefinarias de cana-de-açúcar, uma vez que o CO₂ emitido pela usina não seria consumido pelas microalgas, seria interessante unir outra maneira de sequestrá-lo, como a captura e armazenamento geológico de carbono (BECCS) (CARMINATI et al., 2019) ou a sua utilização para a formação de sais industriais (KLEIN et al., 2019a). Mas o cultivo autotrófico ou mixotrófico seria mais atrativo por tornar o sequestro mais simples, sem necessidade de inserção de novas tecnologias, além de apresentar boas taxas de biofixação. Na integração proposta por Albarelli et al. (2018), foi simulado que 64,2 kg de CO₂ podem ser capturados a cada tonelada de cana processada.

Além do consumo dos efluentes da indústria canavieira pelas microalgas, outro fator que incentiva essa integração é a compatibilidade na demanda de condições ambientais para ambos os cultivos (cana-de-açúcar e microalgas). Além de outros fatores locais (vide Seção 2.4.1), uma boa incidência de radiação solar e pouca oscilação térmica ao longo do ano são desejáveis. Posto isso, são fortes candidatos para a integração os países situados — ou com áreas situadas — na zona intertropical do planeta, como Brasil, Colômbia, Índia, Tailândia e Austrália (MONCADA; TAMAYO; CARDONA, 2014; SYDNEY et al., 2021).

O Brasil, particularmente, dispõe de outros aspectos também favoráveis, como boa disponibilidade de água (para o plantio da cana) e área, o que dificilmente traria discussões acerca de uso do espaço com culturas não convencionalmente alimentícias (KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018). A primeira fábrica de óleo de microalgas no Brasil foi inaugurada em 2014, a partir de uma associação entre a Bunge e a TerraVia (antiga Solazyme), onde microalgas geneticamente modificadas crescem consumindo o açúcar presente no caldo da cana como fonte de carbono (BRASIL; SILVA; SIQUEIRA, 2017). Atualmente a empresa está sob o comando da Corbion e destina o óleo, rico em ômega-3, à aquicultura (BUNGE, 2018).

2.5.1 Desafios

O principal desafio dessa integração é indubitavelmente diminuir o custo com o crescimento e processamento das microalgas. Os gargalos para tornar esse processo economicamente viável são tipicamente relativos aos custos com cultivo e demanda de energia em algumas etapas (colheita, secagem e extração). Dessa forma, aumentar a eficiência e reduzir custos dessas etapas são cruciais (TRIVEDI et al., 2015).

Crescer microalgas em efluentes prejudica a produtividade da biomassa. Por ser um meio complexo, de composição variada, algumas espécies podem ser pouco tolerantes para crescer nesse meio (FERREIRA et al., 2019; SANTANA et al., 2017). Nessa integração, portanto, apesar da vinhaça ser um meio de cultivo barato, ela pode prejudicar fortemente a produtividade de algumas espécies. Isso é desafiador, pois, a produtividade — seja da biomassa, seja do bioativo de interesse — é um parâmetro que influencia bastante na etapa do cultivo. Dessa forma, condições que maximizem a produtividade são fundamentais nesse tipo de integração.

Na Seção 2.4.1.3, foi citado que o sistema fechado de cultivo é uma alternativa para aumentar a produtividade, mas seu alto custo de instalação e operação dificilmente torna o processo viável economicamente. Sistemas híbridos ou abertos com cobertura, por suas vezes, tendem a ser as opções de melhor custo-benefício. Já na Seção 2.4.1.1, foi mencionado que a manipulação genética e das condições do meio também são alternativas para melhorar a produtividade, direcionando à acumulação do bioativo desejado. Além disso, também é enfatizado que a escolha de uma espécie com a composição compatível com o processo desejado é fundamental. Ferreira et al. (2019) mencionam que *Chlorella* e *Scenedesmus* sp. têm alta tolerância a compostos orgânicos, sendo, portanto, boas candidatas ao crescimento em efluentes.

Vale lembrar que a localização geográfica também pode interferir consideravelmente na produtividade das microalgas. Banerjee e Ramaswamy (2017) avaliaram que a produtividade da *Nannochloropsis* sp. em tanque aberto praticamente triplicou ao considerar uma cidade de clima mais favorável do que outra, o que resultou numa redução de custo de produção de biomassa à metade. Quando as oscilações térmicas do local dificultam o cultivo contínuo ao longo do ano, é possível secar e armazenar o excesso de biomassa de microalgas de um período mais produtivo para manter uma produtividade constante (DAVIS et al., 2014; JERNIGAN et al., 2013). Contudo Davis et al. (2014) salientam que essa prática pode trazer complicações, tais como custos com mais equipamentos, uso de energia fóssil para a secagem e riscos de deterioração da biomassa armazenada.

Outra estratégia que tem sido adotada nos estudos de processamento de microalgas (com e sem integração) é a abertura para novas rotas de produção, sobretudo aquelas que possuem produtos de alto valor agregado, para compensar os custos de produção. Por muitos anos, o principal foco do processamento de microalgas foi para a produção de biodiesel. Produzir biodiesel é intuitivo, devido à preocupação global por

alternativas de energia que não compitam com o mercado de alimentos, além de não precisar lidar com burocráticas regulamentações de produtos de consumo humano ou animal. Todavia a produção de biodiesel de microalgas vem começando a ser desencorajada por, na maioria das vezes, ser inviável ou não competitiva com as fontes vegetais convencionais de produção de biodiesel (FERREIRA et al., 2019).

Entretanto, lembrando o que foi dito na Seção 2.4, a composição química das microalgas é bastante rica, podendo ser utilizada na fabricação de uma ampla variedade de produtos. Quando a biomassa residual após a extração de lipídios é aproveitada, como na produção de ração animal, ela traz vantagens econômicas (AHMAD ANSARI et al., 2020; KLEIN et al., 2019b). Albarelli et al. (2018) não consideraram uma produção de biodiesel, mas sim de uma corrente de lipídios, e observaram que valorizar os carotenoides das microalgas trouxe maior atratividade econômica do que vender apenas os lipídios.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

Nesta seção serão apresentados alguns conceitos básicos sobre análise técnico-econômica (Seção 3.1) e planejamento de misturas (Seção 3.2). Não será aprofundado, no entanto; limitando-se apenas ao necessário para facilitar a compreensão do trabalho posteriormente.

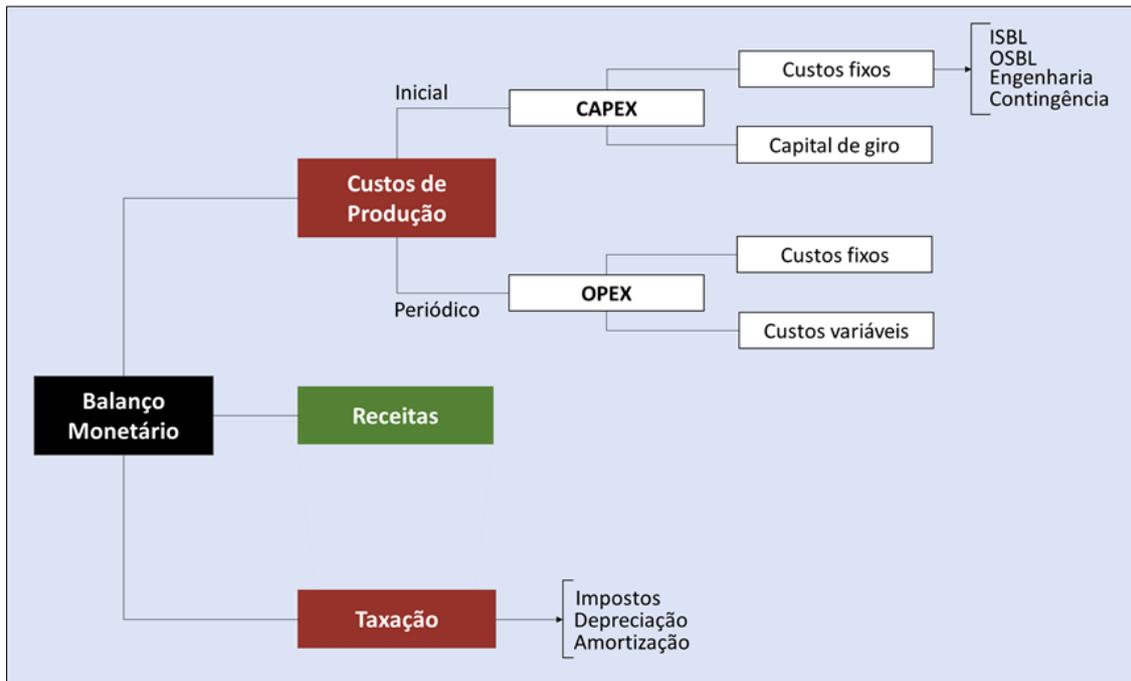
3.1 Análise técnico-econômica

A análise técnico-econômica auxilia no estudo da viabilidade de um processo; seja na construção de novas plantas (*greenfield*), seja na incorporação ou readequação de plantas já existentes. Para tal, como o próprio termo sugere, são considerados aspectos técnicos e o desempenho econômico do processo desejado. Os aspectos técnicos são referentes às configurações e condições do processo, cujas tomadas de decisão são auxiliadas por balanços de massa e energia. Já o desempenho econômico é avaliado conforme o custo necessário para a produção e o retorno financeiro ao longo de um tempo de projeto pré-definido.

Os custos para a produção incluem as despesas de capital (CAPEX, do inglês: *capital expenditure*) e as despesas operacionais (OPEX, do inglês: *operational expenditure*). O CAPEX se refere ao investimento inicial para aquisição de bens de capital, enquanto o OPEX se refere às despesas recorrentes para manter a produção da planta. Com base na **Figura 3.1**, no que diz respeito ao CAPEX, o custo de ISBL (*Inside Battery Limits*) é referente aos custos com a aquisição e instalação de equipamentos para o processo em si. O custo de OSBL (*Outside Battery Limits*), por outro lado, se refere aos custos com equipamentos e instalações necessários para assistir o processo (tais como equipamentos com utilidades, tratamento de efluentes, segurança, laboratórios, escritórios e afins), cujo valor se encontra tipicamente entre 20% e 50% do ISBL. Já os custos de engenharia são relacionados à contratação de serviços de engenharia, tais como: detalhamento do projeto, supervisão da construção, lucro da empreiteira, entre outros. Valores comuns com custos de engenharia são 30% da soma do ISBL e OSBL para plantas pequenas e 10% para plantas maiores. Por fim, os encargos de contingência são destinados a imprevistos, tais como variações de preços e moeda, problemas inesperados e eventuais pequenas mudanças no projeto. É recomendado que os projetos contenham no mínimo 10% da soma do ISBL e OSBL para contingência, podendo aumentar essa

proporção conforme incerteza do projeto (p. ex. novas tecnologias). Já o capital de giro é o custo com recursos para a planta começar a rodar e um fundo de segurança para pagamento de contas, podendo ser estimado de 5% do ISBL e OSBL a até altos valores como 30%, para processos mais sofisticados (TOWLER; SINNOTT, 2012).

Figura 3.1 — Entradas e saídas monetárias de um processo de produção (sem entrar em pormenores).



Fonte: Autora.

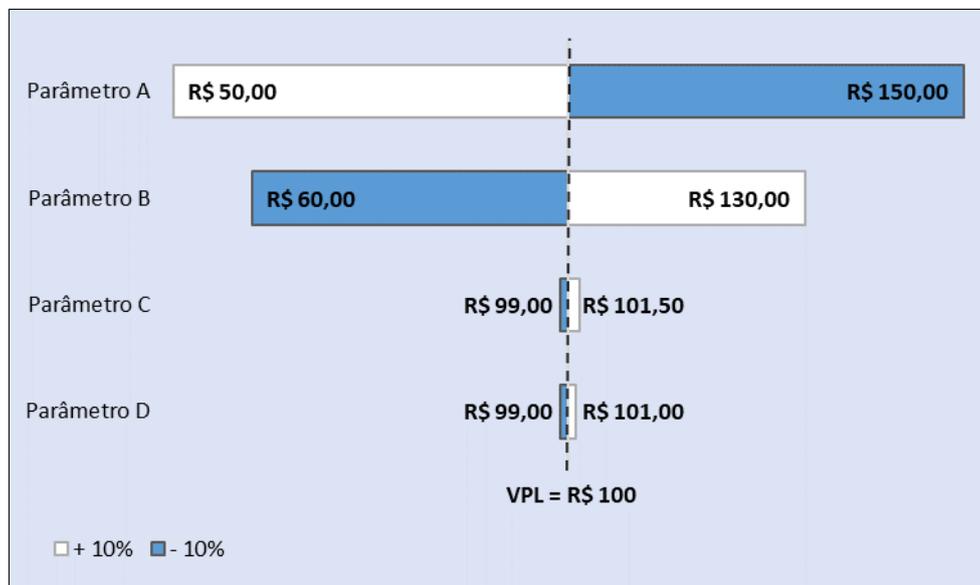
O OPEX, por sua vez, se divide em custos fixos e variáveis. Os custos fixos são relativos ao pagamento de salários de mão-de-obra, manutenção, seguradora, entre outros; enquanto os custos variáveis são relativos ao consumo de matéria-prima, utilidades, solventes, catalisadores e afins. Já as receitas são as entradas monetárias na planta a partir da venda dos produtos. Finalmente, além dos custos de produção e das receitas, há de se considerar também descontos com taxaço sobre lucros, depreciação e amortização de empréstimos, quando houver (PETERS; TIMMERHAUS; WEST, 2003; ZIMMERMANN et al., 2018).

Uma análise de fluxo de caixa da empresa ajuda a visualizar o balanço da entrada e saída monetária e sua disposição ao longo do tempo de vida do projeto. A partir desses balanços, é possível avaliar o desempenho econômico do projeto. Tempo de *payback*, taxa interna de retorno (TIR) e valor presente líquido (VPL) são alguns dos indicadores

de desempenho econômico. O primeiro expressa o tempo para que seja recuperado o valor que foi investido; o segundo, a que taxa esse retorno financeiro ocorre; e o último, o montante acumulado do fluxo de caixa ao final do projeto, levando em consideração as alterações do valor do dinheiro ao longo do tempo. O VPL precisa ser maior do que zero para que o processo seja lucrativo e, portanto, viável; sendo desejável a sua maximização o quanto possível (TOWLER; SINNOTT, 2012; ZHANG, 2017). Um conhecimento mais aprofundado sobre mais abordagens da análise técnico-econômica pode ser encontrado no relatório de Zimmermann et al. (2018) e no livro de Towler e Sinnott (2012).

Diante dos indicadores de desempenho econômico, recomenda-se fazer uma análise de sensibilidade. Nesse contexto, altera-se alguns parâmetros do processo para avaliar o impacto deles no desempenho econômico do projeto. Uma maneira comum de visualizar esse impacto é através de um diagrama de tornado, onde cada parâmetro é alterado individualmente para formar um diagrama como o da **Figura 3.2** (ZIMMERMANN et al., 2018). Nesse exemplo, a redução de 10% na grandeza do Parâmetro A provoca a redução do VPL de R\$ 100 para R\$ 50; e assim por diante. Dessa forma, é possível identificar quais etapas ou aspectos merecem mais atenção, observando eventuais gargalos do processo.

Figura 3.2 — Exemplo de diagrama de tornado.



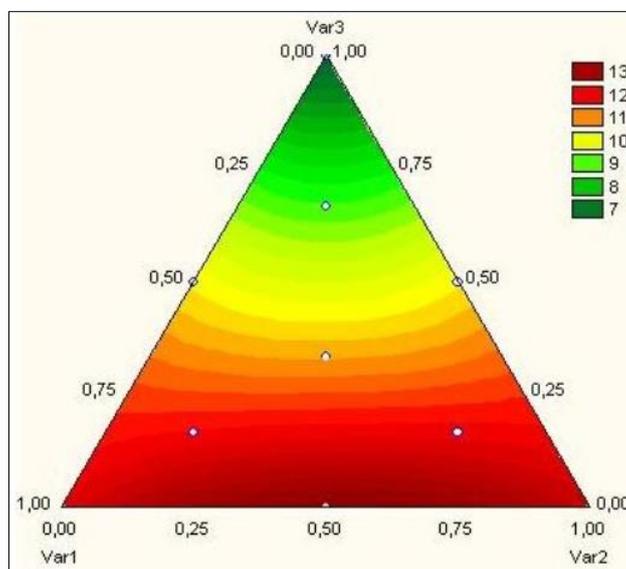
Fonte: Autora.

3.2 Planejamento de misturas

O planejamento de misturas é uma categoria de planejamento de experimentos que costuma ser utilizada em áreas de desenvolvimento de formulações, como pesquisas farmacêuticas, de alimentos e/ou de materiais. A principal diferença entre essa e as técnicas tradicionais de planejamento fatorial de experimentos é que os fatores estudados não são independentes; isto é, a alteração do valor de um deles necessariamente interfere no valor dos demais. Em outras palavras, são consideradas as proporções de cada fator (p. ex. componente ou ingrediente) na formulação, de forma que o aumento da proporção de um requer a diminuição da proporção de outro(s).

Assim como nos planejamentos fatoriais, superfícies de resposta auxiliam na análise dos resultados do planejamento de misturas. Uma formulação de três componentes forma um diagrama ternário, cuja leitura é análoga à de um diagrama de fases: cada vértice representa a composição de 100% de um componente. Na **Figura 3.3**, por exemplo, se o objetivo fosse maximizar a resposta, a mistura ideal seria próxima de 50% da variável 1, 50% da variável 2 e 0% da variável 3.

Figura 3.3 — Exemplo de superfície de resposta de um planejamento de misturas ($n = 3$).



Fonte: Sousa et al. (2007).

Caso seja do interesse do leitor um maior aprofundamento no assunto, pode-se recomendar a revisão de Bezerra et al. (2020), que discute a sua aplicação na química analítica, e o livro de Cornell (2011).

4 METODOLOGIA

4.1 Descrição do Processo

Foi proposto anexar um biodigestor anaeróbio, bem como o cultivo e processamento de microalgas, a uma destilaria autônoma de álcool de cana-de-açúcar. A destilaria produz etanol de primeira geração, fornecendo CO₂ e vinhaça como pontos de integração para o processo proposto. A vinhaça é, então, submetida a biodigestão anaeróbia. Em seguida, parte da vinhaça biodigerida se une ao CO₂ para cultivo de microalgas, enquanto outra parte segue para a fertirrigação. A partir daí, o processamento da biomassa de microalgas produzida se difere em três cenários:

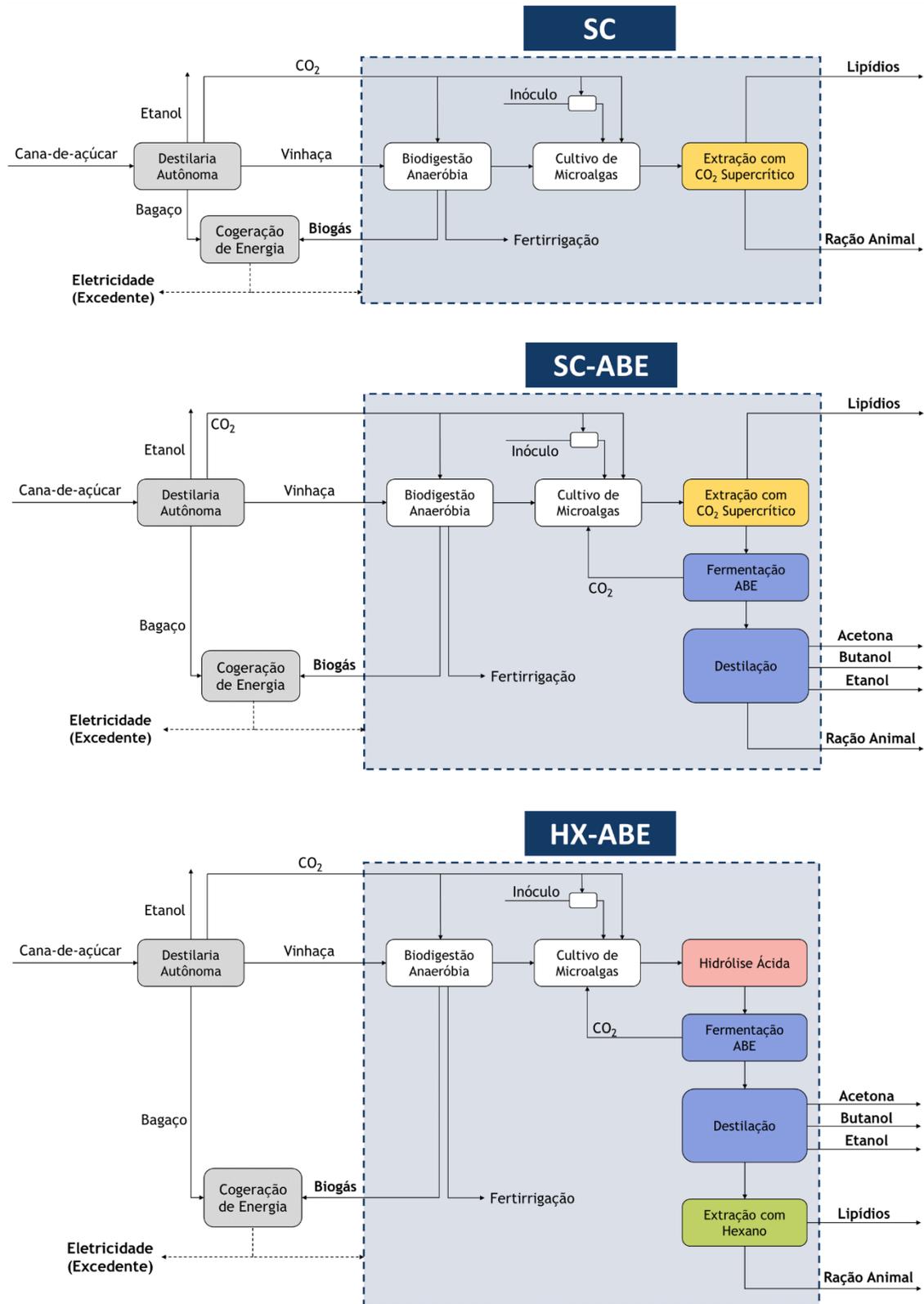
- **Cenário SC:** a biomassa de microalgas é submetida a extração de lipídios com CO₂ supercrítico — “SC” vem de “supercrítico”. Os produtos desse cenário são biogás (da biodigestão da vinhaça), lipídios e ração animal (resíduo proteico processamento da biomassa de microalgas);
- **Cenário SC-ABE:** a biomassa de microalgas é submetida a extração de lipídios com CO₂ supercrítico (SC) e, em seguida, à fermentação ABE dos carboidratos liberados. Os produtos desse cenário são biogás (da biodigestão da vinhaça), lipídios, ABE (acetona, butanol e etanol) e ração animal (resíduo proteico processamento da biomassa de microalgas);
- **Cenário HX-ABE:** a biomassa de microalgas é submetida a hidrólise ácida e os carboidratos liberados seguem para a fermentação ABE e destilação, cujo resíduo sólido é submetido a extração com hexano — “HX” vem de “hexano. Os produtos desse cenário são biogás (da biodigestão da vinhaça), lipídios, ABE (butanol, acetona e etanol) e ração animal (resíduo proteico processamento da biomassa de microalgas).

Em todos os cenários, o biogás produzido pela biodigestão da vinhaça é encaminhado ao sistema de cogeração de energia da destilaria, contribuindo para a produção de bioeletricidade da mesma. O processo completo e a diferença entre os cenários podem ser visualizados esquematicamente na **Figura 4.1**.

O trabalho de Klein et al. (2019b) e os relatórios do NREL (*National Renewable Energy Laboratory*) (DAVIS et al., 2014, 2016) foram massivamente utilizados como

referências para o desenvolvimento das etapas deste processo, cujas configurações e demais referências serão fornecidos nas subseções a seguir.

Figura 4.1 — Cenários avaliados.



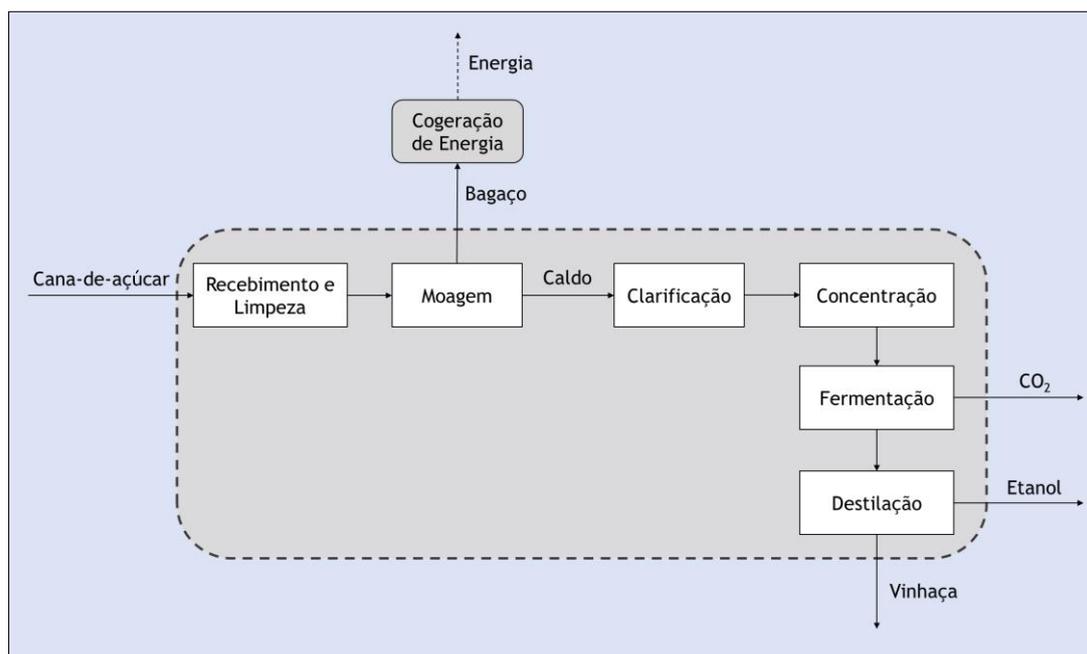
4.1.1 Destilaria-base

A destilaria receptora do processo proposto foi desenvolvida por outro membro do grupo de pesquisa, Jean-Christophe Bonhivers (DANTAS et al., 2020), que gentilmente forneceu seus resultados e colaborou com a integração entre o processo da cana-de-açúcar e o de microalgas, no que diz respeito à adição do biogás da vinhaça no sistema de cogeração de energia da destilaria. Os balanços de massa e de energia da destilaria, inclusive do sistema de cogeração de energia, foram realizados por ele em planilhas eletrônicas do MS Excel[®], utilizando propriedades termodinâmicas de vapor obtidas pelas funções da extensão X-Steam Tables, versão 2.5, conforme os padrões da IAPWS IF-97.

4.1.1.1 Destilaria autônoma

Foi considerada uma destilaria convencional de larga escala para produção de etanol de primeira geração, que opera 200 dias e processa 4 milhões de toneladas de cana-de-açúcar por ano. Cerca de 23% das usinas brasileiras têm essa capacidade de processamento de cana-de-açúcar (KLEIN et al., 2019a).

A cana recebida na destilaria passa primeiramente por processo de limpeza, moagem e clarificação do caldo. Em seguida, o caldo extraído é concentrado a 18% de sólidos via sistema de evaporação de múltiplos efeitos (cinco efeitos). O caldo concentrado é esterilizado, resfriado e encaminhado à fermentação, onde as leveduras convertem os carboidratos fermentescíveis em etanol (onde há produção de CO₂). O vinho resultante, contendo 8,3% de etanol, é submetido à destilação (que tem como efluente a vinhaça), seguido de destilação extrativa com etilenoglicol para sua desidratação. Ao fim, é produzido etanol anidro a 14,74 kg s⁻¹, o que corresponde a cerca de 255 mil toneladas por ano (**Figura 4.2**) (DANTAS et al., 2020).

Figura 4.2 — Diagrama de blocos da destilaria autônoma.

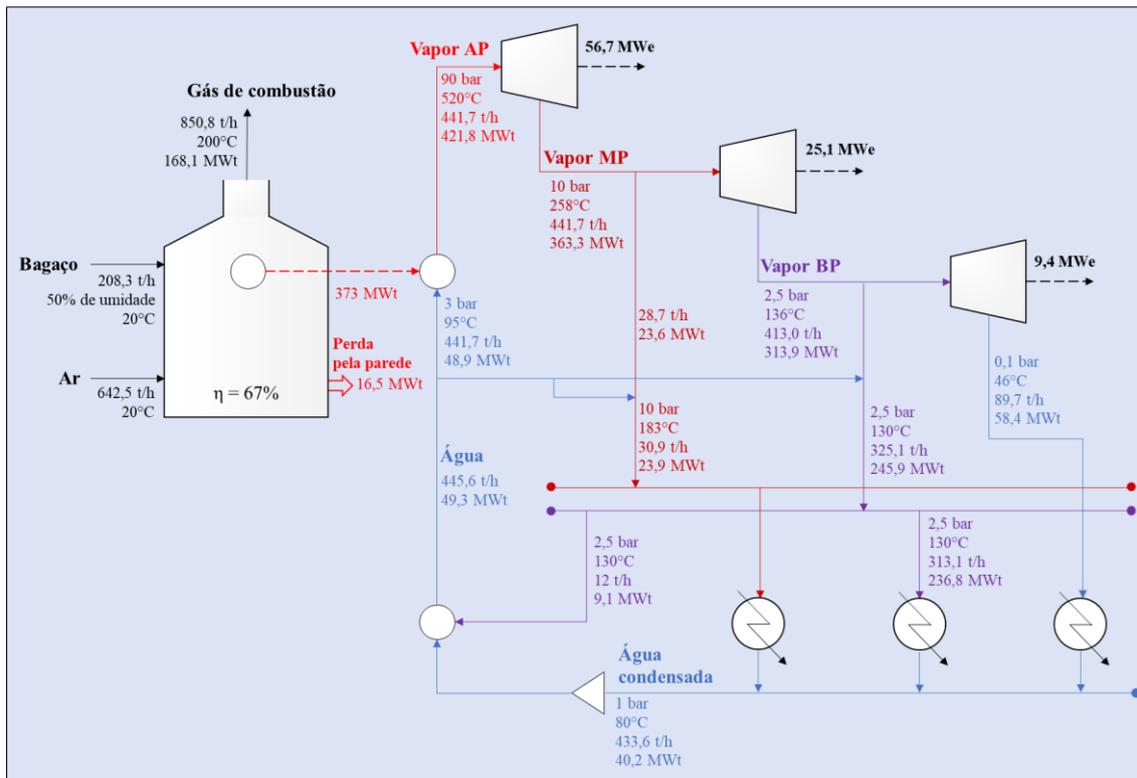
Fonte: Adaptado de Dantas et al. (2020).

4.1.1.2 Sistema de cogeração de energia

O bagaço resultante da moagem da cana (Seção 2.4.1.1) é encaminhado ao sistema de cogeração de energia, que inclui uma caldeira e três turbinas para geração de vapores de alta, média e baixa pressão (**Figura 4.3**).

Assume-se 50% de umidade no bagaço, o qual é composto por 47% de celulose, 28% de hemicelulose e 25% de lignina. O bagaço é alimentado a 104 t h^{-1} (base seca) à caldeira, que contém 2% de excesso de oxigênio. A combustão é considerada completa, de modo que o gás de combustão gerado na caldeira ($\sim 850 \text{ t h}^{-1}$, 200°C) é composto por 13,8% de CO_2 ; 0,3% de O_2 ; 57,4% de N_2 e 28,5% de vapor d'água (valores molares). A caldeira produz calor útil de 373 MW (eficiência de 67%) que aquece 442 t h^{-1} de água, gerando vapor de alta pressão (90 bar; 421,3 MW). Esse vapor alimenta uma série de três turbinas de condensação: a primeira, para geração de vapor de média pressão (10 bar; 56,7 MW); a segunda, para geração de vapor de baixa pressão (2,5 bar; 25,1 MW); a terceira, para condensação do vapor (0,1 bar; 9,4 MW). O sistema de cogeração de energia, portanto, tem uma capacidade de potência de 91,2 MW. A demanda de energia da destilaria considerada é de 25,2 MW. Dessa forma, há excesso de 66 MW do sistema de cogeração de energia para serem comercializados com a rede de distribuição de energia elétrica.

Figura 4.3 — Fluxograma do sistema de cogeração de energia.



Fonte: Adaptado de Dantas et al. (2020).

4.1.2 Pontos de integração entre os processos

O processo da cana-de-açúcar se integra ao processo proposto a partir de dois efluentes do processamento da cana-de-açúcar: a vinhaça e o CO_2 . A vinhaça é proveniente da destilação do etanol, enquanto o CO_2 é proveniente dos gases produzidos na fermentação (Seção 2.4.1.1). Além disso, existe mais um outro ponto de integração a partir do produto da biodigestão anaeróbia da vinhaça, o biogás, que alimenta o sistema de cogeração de energia da destilaria, aumentando a geração de bioeletricidade na unidade. As **Figuras 4.4–4.6**, a seguir, mostram os fluxogramas completos de cada cenário, de modo que cada área será detalhada nas seções subsequentes.

Figura 4.4 — Fluxograma do cenário SC. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.

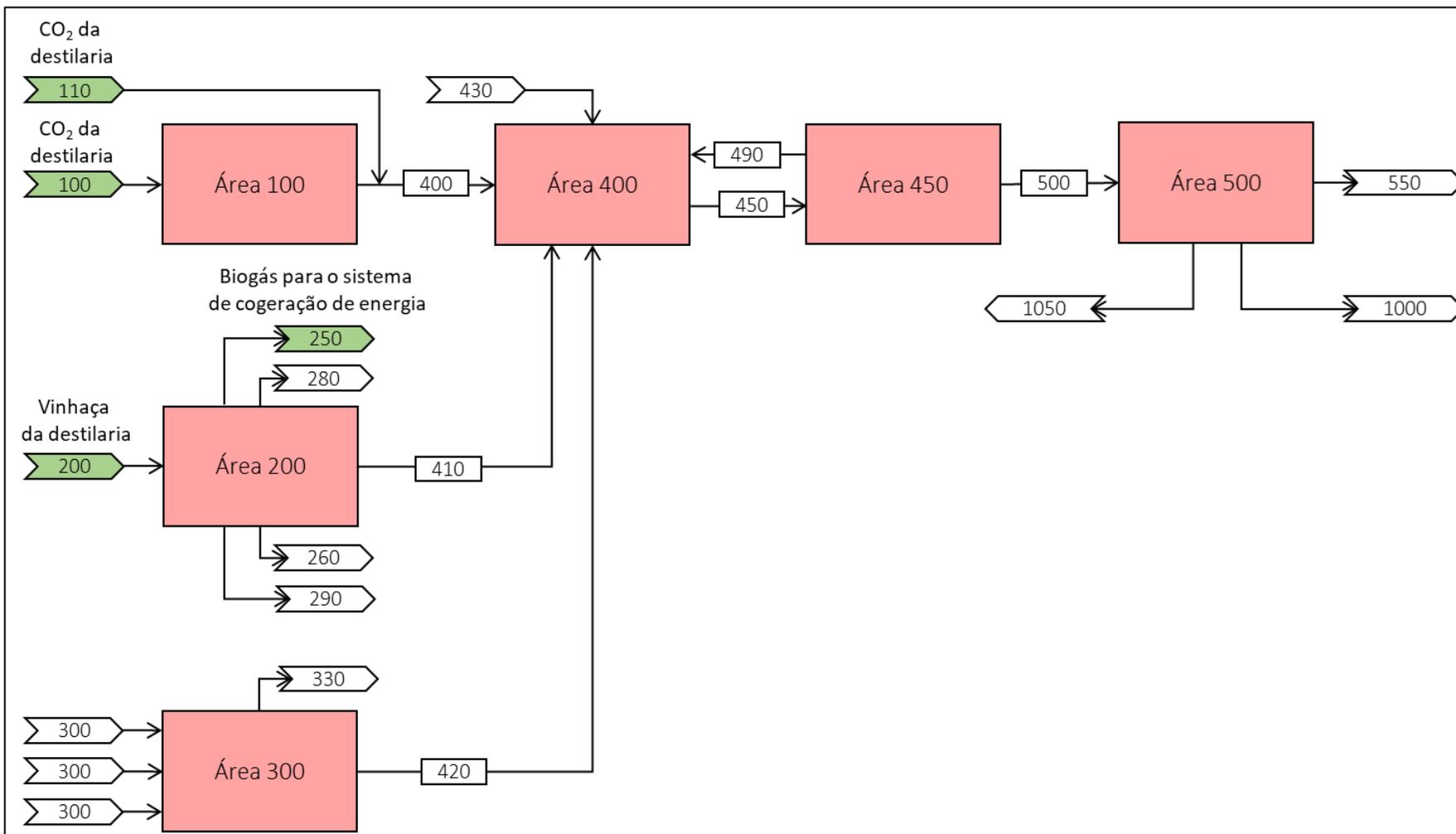


Figura 4.5 — Fluxograma do cenário SC-ABE. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.

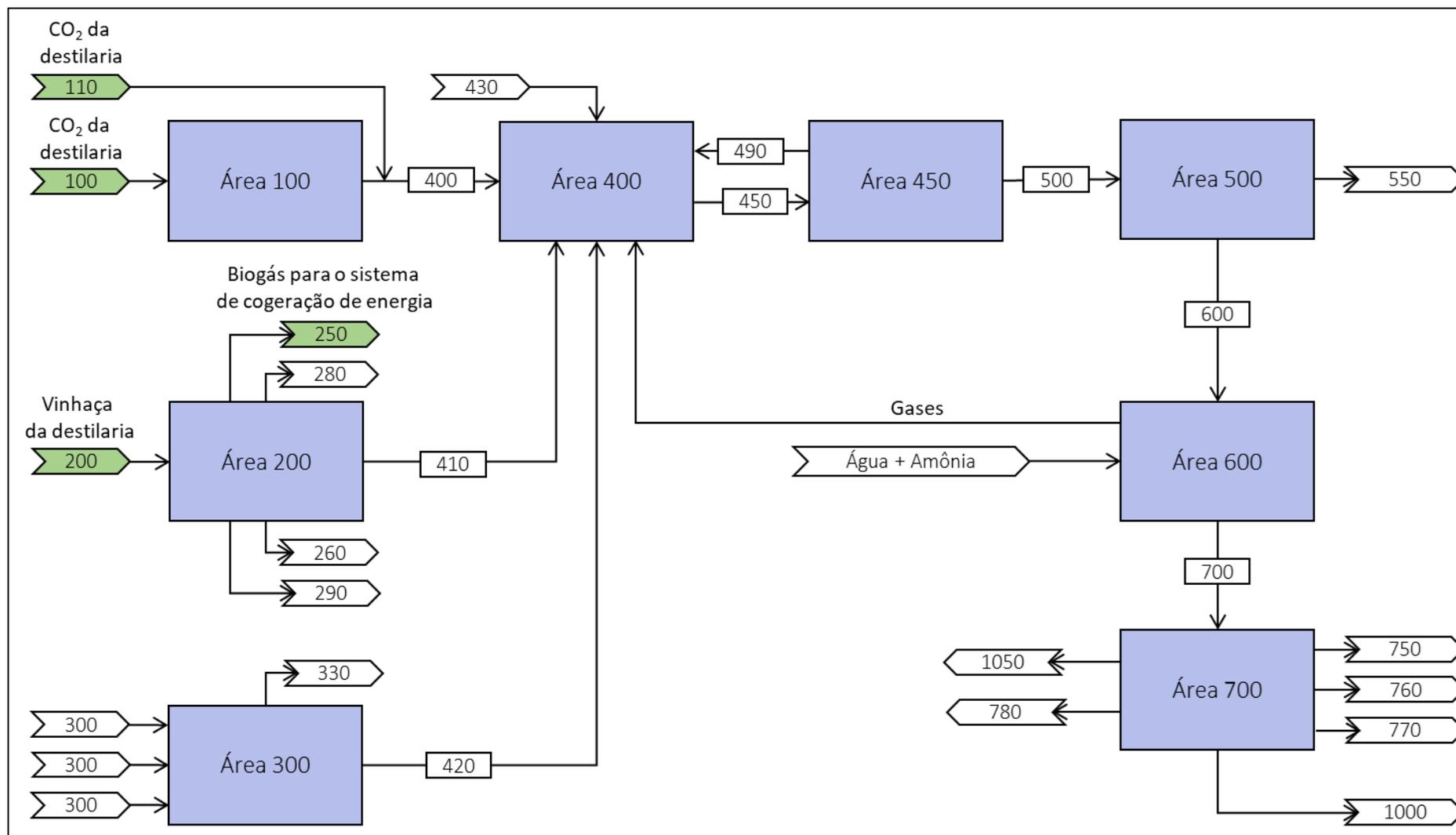
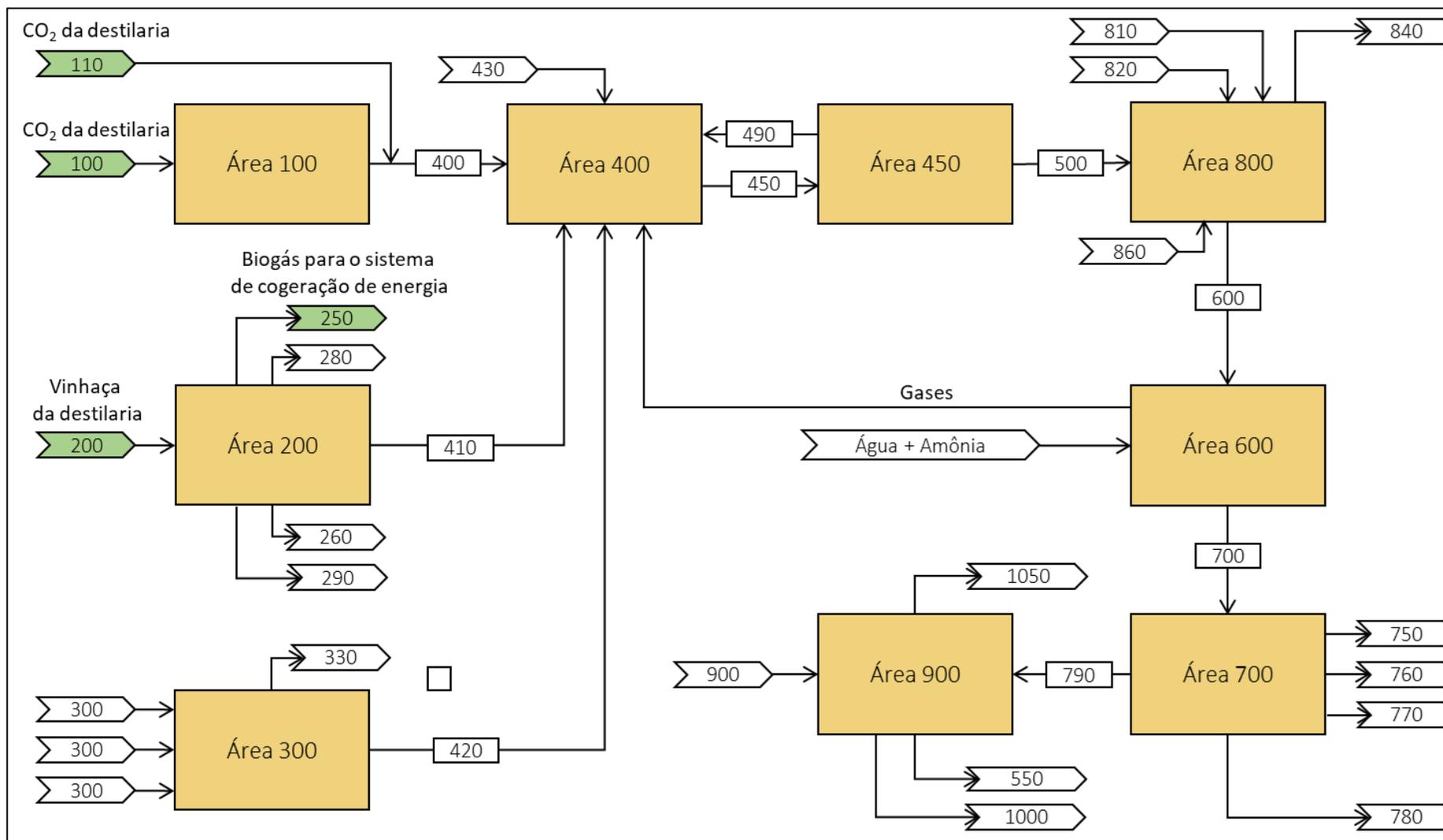


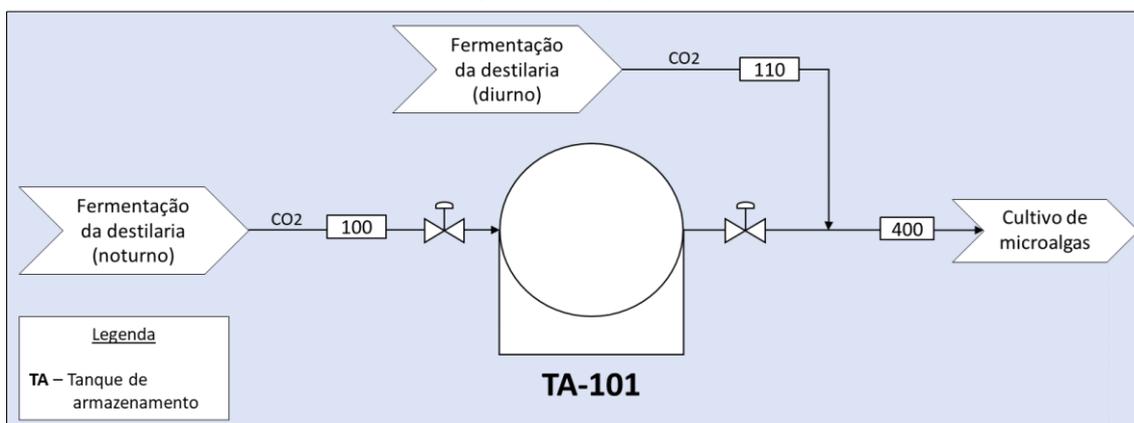
Figura 4.6 — Fluxograma do cenário HX-ABE. Etiquetas verdes correspondem às correntes de integração com a destilaria.



4.1.3 Área 100: Captação de CO₂

A corrente gasosa proveniente da fermentação é altamente rica em CO₂ (96%_{m/m}), contendo apenas poucas quantidades de água e de etanol. Dessa forma, não necessita de tratamento e pode ser aplicada diretamente no cultivo de microalgas. O CO₂ produzido durante a luz do dia pode ser aplicado diretamente no cultivo. Já o CO₂ produzido durante o período noturno necessita de armazenamento, para sua posterior utilização durante o dia (KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018). Posto isso, esse armazenamento foi baseado no relatório de Davis et al. (2016), no qual CO₂ é armazenado em um tanque esférico pressurizado a 4,4 bar (**Figura 4.7**). Foi considerado um fotoperíodo médio de 12h no cultivo.

Figura 4.7 — Fluxograma da captação de CO₂ (Área 100).



4.1.4 Área 200: Biodigestão anaeróbia

O objetivo dessa etapa é a produção de biogás e a redução da carga orgânica e da cor da vinhaça. A vinhaça gerada na destilação do etanol produzido na destilaria (~545 t h⁻¹) é alimentada no biodigestor anaeróbio (**Figura 4.1**). Os principais componentes da composição da vinhaça, que foram utilizados para os balanços de massa, estão apresentados na **Tabela 4.1** a seguir.

Tabela 4.1 — Composição química da vinhaça.

Característica	Valor	Referência
DQO [kg m ⁻³]	21	Klein et al. (2019b)
Nitrogênio [kg m ⁻³]	0,37	Moraes et al. (2014)
Outros [kg m ⁻³]	1,784	Souza, Fuzaro e Polegato (1992)

A biodigestão anaeróbia segue o que foi proposto por Davis et al. (2014) (**Figura 4.8**). A biodigestão é mesofílica (35°C) e é considerado que a vinhaça é resfriada até essa temperatura ainda na destilaria. O biogás produzido durante a biodigestão é direcionado ao sistema de cogeração de energia (Seção 4.1.1.2), onde atua como combustível junto ao bagaço. Após a biodigestão, o efluente é centrifugado. O resíduo sólido (lodo) pode ser reutilizado como adubo, já o efluente líquido (vinhaça biodigerida) tem dois destinos: parte da vinhaça biodigerida segue para a fertirrigação, enquanto outra parte segue para o cultivo de microalgas. Na Seção 4.1.5, é discutido como foi definida a quantidade da vinhaça biodigerida que segue para cada uma das correntes.

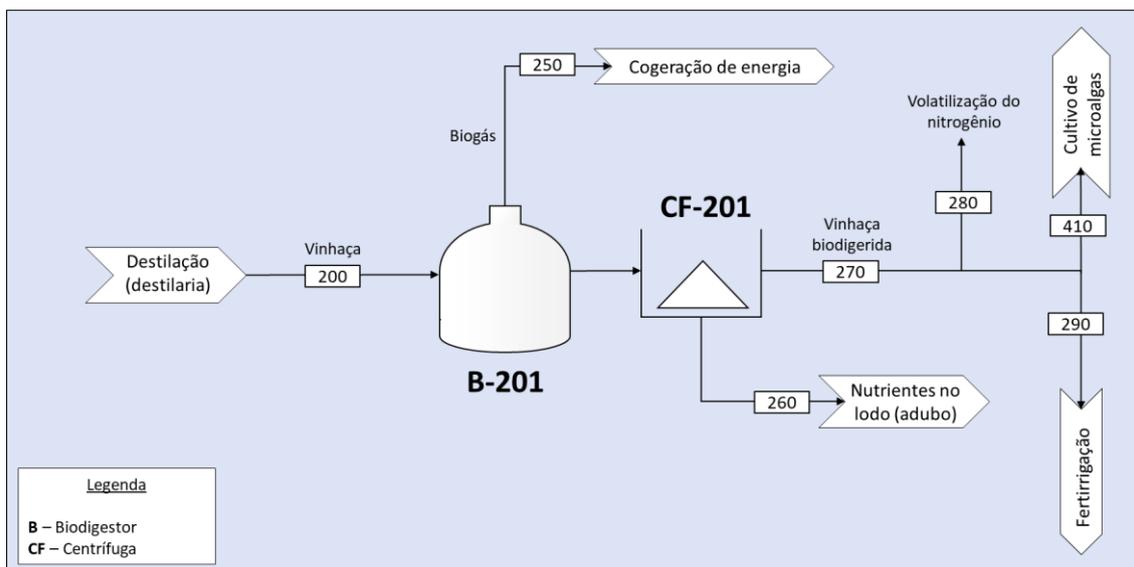
Figura 4.8 — Fluxograma da biodigestão anaeróbia (Área 200).

Tabela 4.2 — Parâmetros da biodigestão anaeróbia.

Parâmetro	Valor	Referência
Temperatura de operação [°C]	35	Davis et al. (2014)
Tempo de retenção hidráulica [dias]	20	Davis et al. (2014)
Consumo de energia [kWh (kg-sólidos) ⁻¹]	0,085	Davis et al. (2014)
Consumo de vapor [kWh (kg-sólidos) ⁻¹]	0,016	Davis et al. (2012)
Remoção de DQO [%]	85	Klein et al. (2019b)
Composição do biogás [fração volumétrica]		
Metano	0,76	Klein et al. (2019b)
Dióxido de carbono	0,23	
Outros gases	0,01	
Produção de metano [Nm ³ (kg de DQO removida) ⁻¹]	0,29	Junqueira (2015)
Demanda de NaHCO ₃ para correção de pH [kg (m ³ de vinhaça) ⁻¹]	6	Klein et al. (2019b)
Recuperação de nitrogênio no efluente líquido [%]	80	Davis et al. (2014)
Perda de nitrogênio na volatilização [%]	5	Davis et al. (2014)
Recuperação de fósforo no efluente líquido [%]	50	Davis et al. (2014)

O NaHCO₃ necessário para a correção do pH é obtido ao reagir NaOH com CO₂, esse último proveniente da destilaria (KLEIN et al., 2019b).

A quantidade de biogás produzida foi calculada conforme Eq. 1 a seguir, adaptada de Junqueira (2015):

$$Q_{\text{biogás}} = \frac{Q_{\text{vinhaça}} \cdot \text{DQO}_{\text{vinhaça}} \cdot \eta \cdot \Omega_{\text{CH}_4}}{f_{\text{CH}_4}} \quad (\text{Eq. 1})$$

Em que Q corresponde à quantidade de biogás produzida em Nm³ h⁻¹; \dot{m}_{DQO} , ao fluxo de entrada de DQO [kg h⁻¹]; η , à remoção de DQO [%]; Ω_{CH_4} , à produção de metano [Nm³(kg-DQO removida)⁻¹] e f_{CH_4} , à proporção de metano no biogás produzido [%].

4.1.5 Áreas 300, 400 e 450: Cultivo de microalgas

A região de cultivo de microalgas neste trabalho compreende as etapas de inóculo (Área 300), crescimento celular (Área 400) e colheita (Área 450); cujas configurações serão apresentadas a seguir.

4.1.5.1 Área 300: Inóculo

Manter um sistema de inóculo no processo é importante para o caso de uma eventual necessidade de recuperação de contaminações ou reinoculação para renovação da cultura; que pode ser planejada ou ocasionada por imprevistos que resultem no colapso de cultura (DAVIS et al., 2016). O sistema de inóculo desse processo é baseado no relatório de Davis et al. (2016) (**Figura 4.9**). Ele consiste em uma série de pequenos cultivos, cuja capacidade aumenta gradualmente, a fim de obter ao final uma cultura menos sensível e mais adaptável para crescer em tanques maiores. A primeira etapa é a inoculação de uma pequena cultura de microalgas (cultivadas em laboratório) em fotobiorreatores tubulares (PBR), para crescimento autotrófico por luz solar. Após atingir a concentração desejada ($1,5 \text{ g L}^{-1}$), a cultura é direcionada a um tanque coberto por um filme transparente, a fim de aumentar a capacidade do cultivo e favorecer maior adaptabilidade da cultura. A saída desse tanque é o inóculo, propriamente dito, do cultivo principal do processo (**Figura 4.9**). O sistema de inóculo é dimensionado de modo que essa corrente de saída provoque um aporte de 0,05% de sólidos no tanque principal da etapa subsequente. Na **Tabela 4.3**, estão dispostos os parâmetros considerados no sistema de inóculo.

Figura 4.9 — Fluxograma do sistema de inóculo (Área 300).

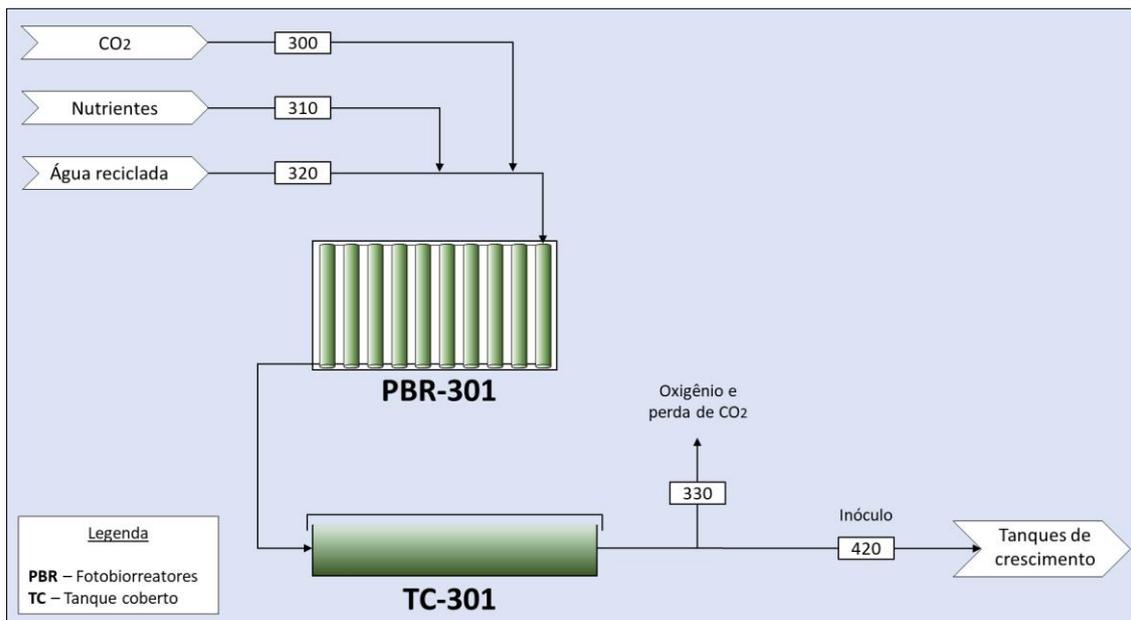
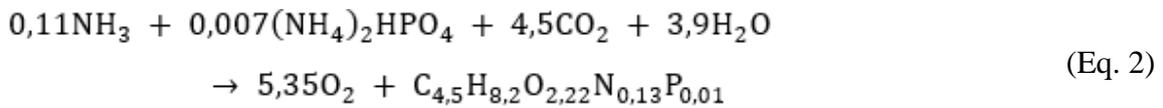


Tabela 4.3 — Parâmetros do sistema de inóculo.

Parâmetro	PBR	Tanque coberto	Referência
Captação de carbono [%]	90	90	Klein et al. (2019b)
Concentração inicial [g L ⁻¹]	0,1	0,1	Davis et al. (2016)
Concentração final [g L ⁻¹]	1,5	0,5	Davis et al. (2016)
Área demandada [% da área total do cultivo]	0,2	0,5	Davis et al. (2016)
Energia para aeração e mistura [kW acre ⁻¹]	3,9	1,3	Davis et al. (2016)
Nutrientes [kg (kg-microalga) ⁻¹]	0,288	0,288	Klein et al. (2019b)

A quantidade necessária de nutrientes (amônia e fosfato diamônico) foi calculada para que haja 20% de excesso de nutrientes com relação à demanda estequiométrica. Para fins de modelagem, foi considerada a composição por elementos (em base seca) assumida no modelo de Davis et al. (2014): 54% de carbono; 8,2% de hidrogênio; 1,8% de nitrogênio; 35,5% de oxigênio; 0,2% de enxofre e 0,22% de fósforo. A demanda por enxofre foi desconsiderada, uma vez que o custo para fornecer esse componente seria desprezível (DAVIS et al., 2016). Sendo assim, foi estimada a razão $C_{4,5}H_{8,2}O_{2,22}N_{0,13}P_{0,01}$

para o cálculo estequiométrico de nutrientes na formação de biomassa junto à reação de fotossíntese (Eq. 2).



4.1.5.2 Área 400: Crescimento celular

A etapa de crescimento celular é a etapa de produção de biomassa propriamente dita. Para essa produção, foram considerados tanques do tipo pista de corrida (*raceway pond*) cobertos por um filme plástico semitransparente, conforme a configuração proposta por Klein et al. (2019b), cujo esquema e principais parâmetros são demonstrados a seguir (**Figura 4.10**).

Figura 4.10 — Fluxograma do crescimento celular de microalgas (Área 400).

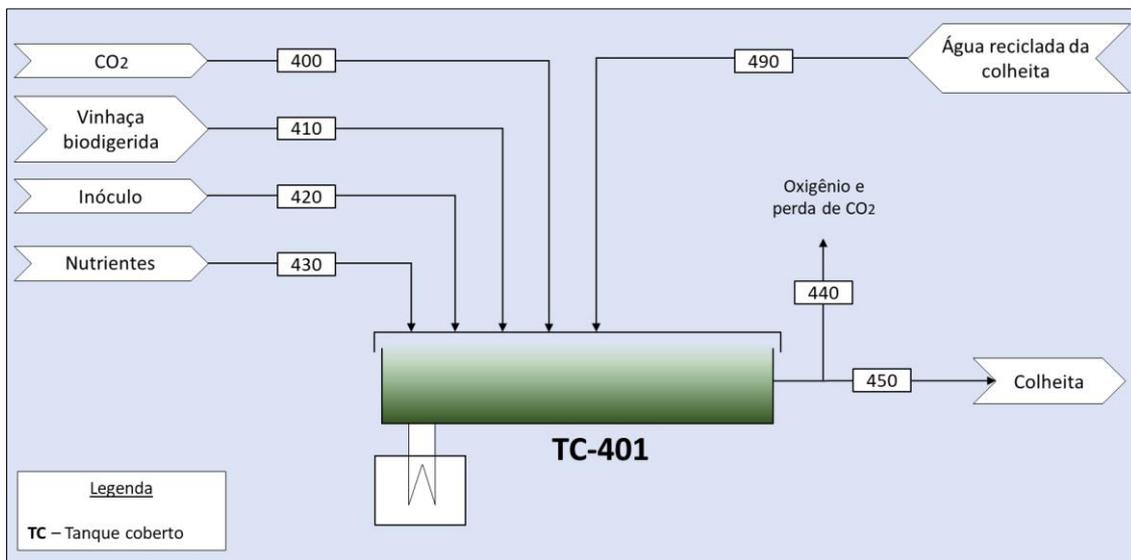


Tabela 4.4 — Parâmetros da etapa de crescimento celular de microalgas.

Parâmetro	Valor	Referência
Composição da microalga [%]:		
Carboidratos	30	Assumido
Lipídios	35	
Proteínas	30	
Cinzas	5	
Dentre os lipídios:		
Lipídios neutros [% dos lipídios]	85	Assumido com base em Davis et al. (2016)
Dentre os carboidratos:		
Carboidratos fermentescíveis [% dos carboidratos]	65	Assumido com base em Davis et al. (2014)
Absorção de CO ₂ [%]	90	Klein et al. (2019b)
Concentração final de microalgas [g L ⁻¹]	0,5	Klein et al. (2019b)
Profundidade dos tanques [m]	0,15	Klein et al. (2019b)
Aumento da área do cultivo devido a equipamentos auxiliares [%]	15	Klein et al. (2019b)
Temperatura do cultivo [°C]	25	Klein et al. (2019b)
Energia para a agitação (pás rotativas) [W m ⁻²]	0,22	Klein et al. (2019b)

Para manter a temperatura de 25°C, esse processo utiliza o sistema de controle de temperatura proposto por Klein et al. (2019b). Considerando-se um local com clima parecido com o de Piracicaba (SP), é necessário remover calor do meio, cuja quantidade varia conforme estação do ano. O sistema é composto por resfriadores de absorção e de compressão de vapor, cuja integração energética resulta em baixa demanda de eletricidade para a operação.

A utilização de toda a vinhaça biodigerida como meio de cultivo demandaria uma área de cultivo impraticável, além de requerer uma quantidade de CO₂ além do que a destilaria pode fornecer. Sendo assim, a corrente de CO₂ proveniente da usina foi o parâmetro que dimensionou toda a capacidade do sistema de cultivo, o qual foi baseado no cultivo autotrófico proposto por Klein et al. (2019b). Assumindo-se que a absorção de carbono pelas microalgas é de 90% e que a concentração de biomassa na saída do cultivo é de 0,5 g L⁻¹, foi calculada a quantidade de meio aquoso (vinhaça biodigerida) necessário para o cultivo. O excesso de vinhaça biodigerida não utilizada como meio de cultivo foi direcionado à fertirrigação.

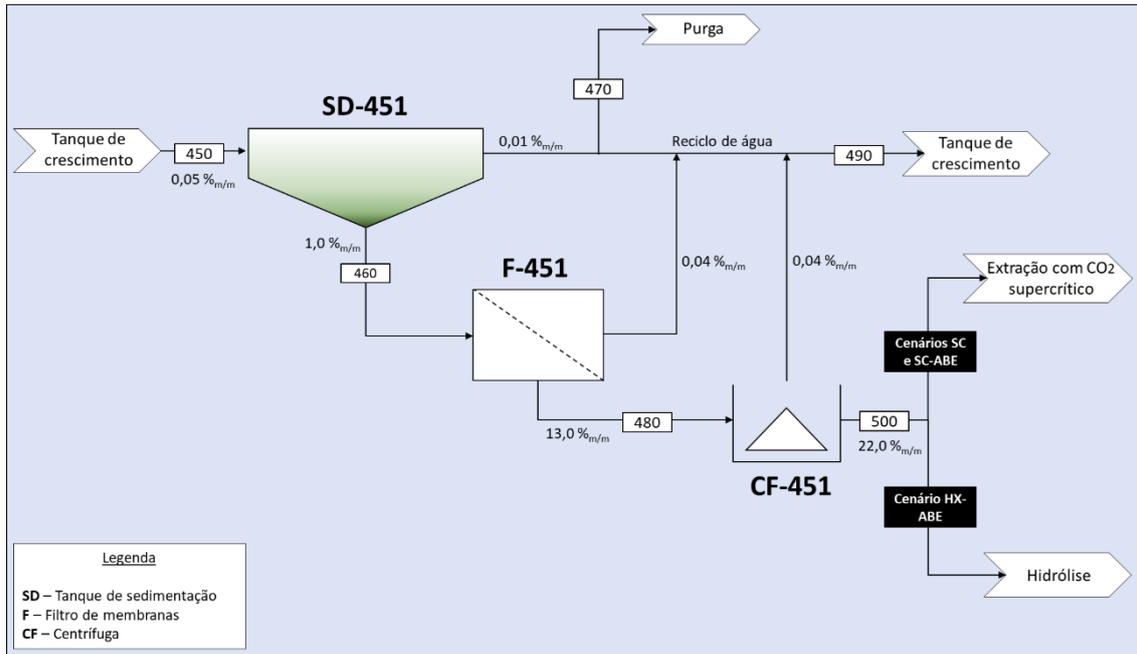
Diante da presença de carbono orgânico no meio (vinhaça) e fornecimento de CO₂, é assumido que a microalga consiga crescer mixotroficamente. No entanto, uma vez que a vinhaça biodigerida apresenta carga orgânica muito reduzida perante a quantidade de CO₂ que é fornecida, foi assumido que a assimilação de carbono orgânico pelas microalgas é desprezível.

Uma vez definida a quantidade de biomassa a ser produzida, calculou-se também a quantidade de nutrientes necessária para esse crescimento, da mesma maneira que foi calculado na etapa de inóculo (Seção 4.1.5.1). Teoricamente, a vinhaça biodigerida já contém uma quantidade de nutrientes. No entanto, a composição real de uma vinhaça pode diferir bastante do proposto aqui, por ser um meio complexo. Posto isso, neste trabalho é assumido que nenhum nutriente da vinhaça é absorvido, para que não haja negligência acerca dos custos com nutrientes. Entretanto vale frisar que, em uma situação real, o ideal seria estudar a composição da vinhaça biodigerida e a captação de seus nutrientes pelas microalgas ainda no laboratório de preparação do inóculo. Dessa forma, além de poder economizar com a compra de nutrientes, também poderia se evitar o impacto ambiental carregado pela prévia produção dos nutrientes (KLEIN et al., 2019b).

4.1.5.3 Área 450: Colheita

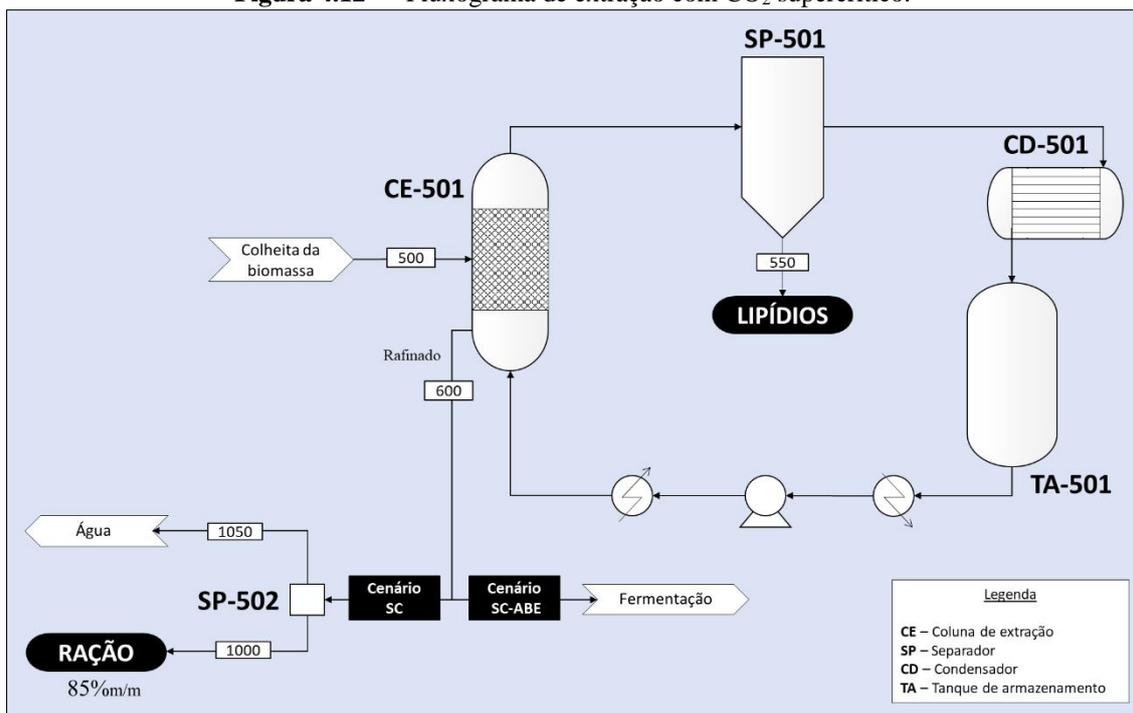
A colheita de biomassa ocorre em três etapas: sedimentação, filtração por membranas e centrífuga; sendo que as duas primeiras etapas são pré-tratamentos para tornar o meio menos diluído e consumir menos energia na centrifugação (DAVIS et al., 2016). Primeiramente, ao final de cada tanque da etapa de crescimento, há um tanque de sedimentação (tempo de residência de 4 horas), onde a força gravitacional concentra o meio de 0,5 g L⁻¹ (0,05%_{m/m} de sólidos) para 10 g L⁻¹ (1%_{m/m} de sólidos). Em seguida, a biomassa sedimentada ao fundo é removida (10 g L⁻¹) e passa por um filtro de membranas de fibras ocas, que concentra de 1%_{m/m} a 13%_{m/m}. Finalmente, a biomassa recuperada na filtração (agora com 130 g L⁻¹) segue para a última etapa: a centrifugação; onde é concentrada a 22%_{m/m} de sólidos.

O consumo energético desse sistema de colheita é 0,006 kWh m⁻³ (relativo ao total que entra nos tanques de sedimentação) (DAVIS et al., 2016). Os meios aquosos pobres em biomassa de cada etapa são recirculados aos tanques de crescimento da Área 400 (**Figura 4.11**).

Figura 4.11 — Fluxograma da colheita de microalgas (Área 450).

4.1.6 Área 500: Extração de lipídios com CO₂ supercrítico

Uma extração com CO₂ supercrítico tem convencionalmente a seguinte configuração: coluna de extração, seguida de um separador para recuperação do produto e reciclo do solvente (**Figura 4.12**). O solvente do processo aqui considerado é dióxido de carbono acima do ponto crítico, o qual pode ser aproveitado da destilaria, sem demandar compra de solvente. Assume-se que não há perda de solvente com o produto, desprezando-se, portanto, o fluxo de *make-up* (KLEIN et al., 2019b). O custo com o consumo inicial de CO₂ foi desprezado, uma vez que esse pode ser prontamente obtido da destilaria.

Figura 4.12 — Fluxograma de extração com CO₂ supercrítico.

Fonte: Carvalho (2016) e Klein et al. (2019b).

Tabela 4.5 — Parâmetros da extração com CO₂ supercrítico.

Parâmetro	Valor	Referência
Eficiência da extração de lipídios [%]	98	Klein et al. (2019b)
Consumo de energia [$MW_{\text{médio}} (\text{ton-biomassa})^{-1}$]	0,23	Klein et al. (2019b)
Eficiência de extração de carboidratos [%]	50	Assumido com base em Juárez et al. (2020)

A extração com CO₂ supercrítico é utilizada para a extração dos lipídios, não dos carboidratos. Mas foi assumido que seja possível realizar uma extração com água subcrítica no mesmo equipamento após a extração com CO₂ supercrítico, já que esse último funciona como um pré-tratamento para o primeiro (JUÁREZ et al., 2020). Dessa forma, o refinado (biomassa residual) se mantém no sistema e água no estado subcrítico (~120°C, ~50 bar) é aplicada para a extração de carboidratos, conforme as condições definidas nos trabalhos de Juárez et al. (2020) e Maravić et al. (2018). Contudo a viabilidade dessa sequência de extrações no mesmo equipamento necessitaria ainda de comprovação experimental.

4.1.7 Área 600: Fermentação ABE

A unidade de fermentação consiste em duas etapas: a primeira é referente à produção celular contínua de *Clostridia*; a segunda, à fermentação ABE em batelada (**Figura 4.13**). A corrente que contém os carboidratos é esterilizada a 100°C no Cenário SC-ABE; enquanto no Cenário HX-ABE essa esterilização é dispensada devido a uma etapa prévia de hidrólise. Em seguida, essa corrente se divide entre a produção celular e fermentação a uma razão volumétrica de 1,4:10. Antes de passar para os biorreatores de produção celular, a corrente é diluída a 20 g L⁻¹, esterilizada a 130°C (MARIANO et al., 2013b). Amônia também é alimentada para o crescimento celular (Eq. 8). Os gases produzidos durante a fermentação são reciclados ao cultivo de microalgas, após recuperação por absorção. Outros parâmetros utilizados na área de fermentação estão apresentados na **Tabela 4.6**.

Figura 4.13 — Fluxograma da fermentação ABE (Área 600).

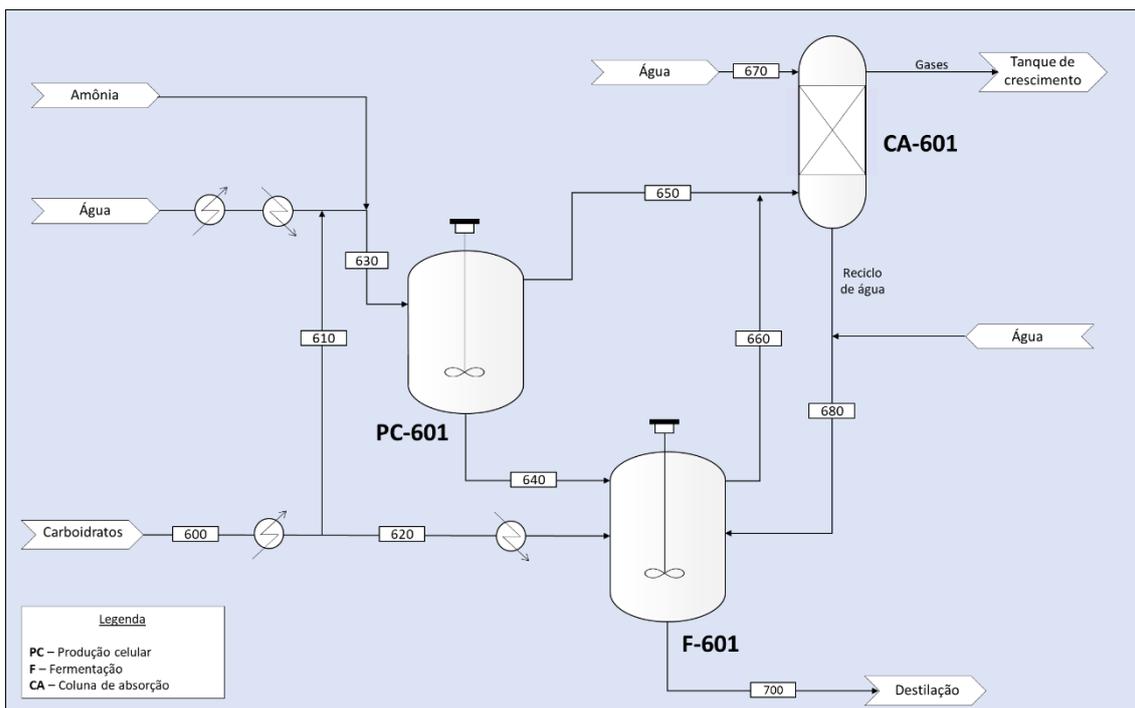


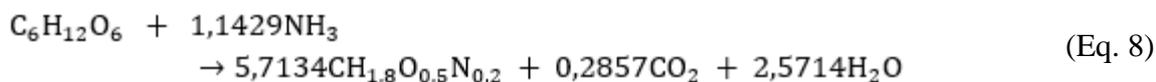
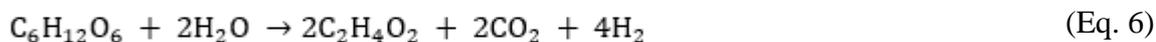
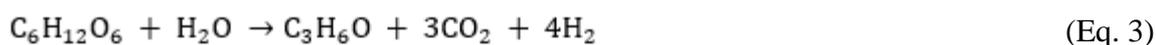
Tabela 4.6 — Parâmetros utilizados na fermentação ABE.

Parâmetro	Valor		Referência
Temperatura de fermentação [°C]	32		Mariano et al. (2013b)
Conversão de carboidratos [%]	100		Mariano et al. (2013a)
Produtividade de ABE [g L ⁻¹ h ⁻¹]	0,4 ^a		Assumido
Volume do fermentador [m ³]	500		Assumido
Excesso de amônia [%]	20		Assumido
Consumo de energia [W m ⁻³]	6		Humbird et al. (2011)
Rendimento [m/m]	PC	F	
Acetona	0,06	0,10	Mariano et al. (2013a)
Butanol	0,23	0,20	
Etanol	0,01	0,02	Mariano et al. (2013b)
Ácido acético	0,03	0,02	
Ácido butírico	0,05	0,01	
Células	0,14	0,07	

PC: etapa de produção celular; F: etapa de fermentação.

^a Inclui tempo morto de 6h (2h de carga e 4h de descarga e limpeza).

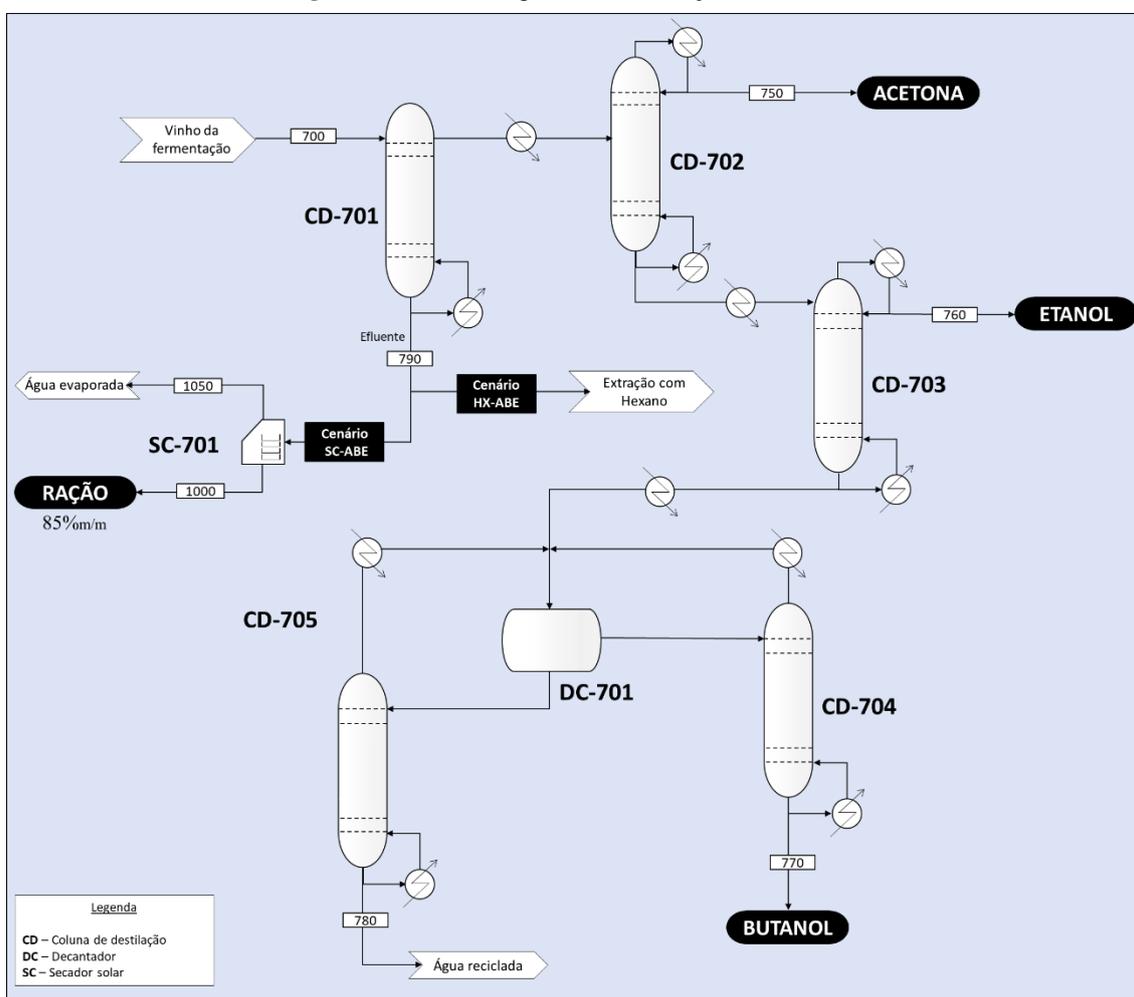
Para o balanço de massa foram consideradas as reações de formação de acetona (Eq. 3), butanol (Eq. 4), etanol (Eq. 5), ácido acético (Eq. 6), ácido butírico (Eq. 7) e células de *Clostridia* (Eq. 8) (MARIANO et al., 2011):



4.1.8 Área 700: Destilação

A unidade de destilação é composta por cinco colunas de destilação e um decantador (**Figura 4.14**) (MARIANO et al., 2011). O decantador é instalado para auxiliar na separação da mistura binária butanol/água, através da diferença das densidades. A saída do topo da coluna de acetona tem 99%_{m/m} de pureza; a de etanol tem 92 %_{m/m}; a de butanol, 99,9%_{m/m}; e a de água, 99,9% (ABDI et al., 2016). A perda de solvente nos gases da destilação é assumida 1,7%, para a acetona; 0,2%, para o butanol, e 1,4%, para o etanol (MARIANO et al., 2011).

Figura 4.14 — Fluxograma da destilação (Área 700).



O efluente gerado contém água, ácido acético, ácido butírico e células (microalgas e *Clostridia*). No cenário SC-ABE, esse efluente é encaminhado para secador solar para produção de ração animal, considerando umidade residual de 15% (Seção 4.1.4); enquanto no cenário HX-ABE, ele segue para a extração de lipídios (Seção 4.1.10).

O consumo energético de vapor foi definido a partir dos resultados de Mariano e Maciel Filho (2012), através da relação:

$$Q = 179,44C_{\text{but}}^{-0,779} \quad (\text{Eq. 9})$$

Sendo: Q, demanda de energia [MJ (kg-butanol)⁻¹]; C_{but}, concentração de butanol no vinho [g L⁻¹].

4.1.9 Área 800: Pré-tratamento (hidrólise ácida)

No cenário HX-ABE (**Figura 4.1**), foi introduzida a etapa de pré-tratamento após a colheita da biomassa. O objetivo dessa etapa é liberar os carboidratos intracelulares, além de facilitar a extração subsequente de lipídios com hexano.

A hidrólise é realizada conforme proposto no relatório do NREL de 2014 (DAVIS et al., 2014) (**Figura 4.15**). A corrente de biomassa passa por um reator vertical de pré-aquecimento por aplicação de vapor de alta pressão. Em seguida, ela passa por um reator horizontal de pressão de operação mais alta; no qual, além do vapor, também é introduzido ácido sulfúrico diluído. Ao fim da hidrólise, a corrente passa por um tanque tipo *flash*, seguido de mistura com amônia para neutralização (subir pH para 5). A **Tabela 4.7** traz os parâmetros utilizados na operação.

Figura 4.15 — Fluxograma do pré-tratamento da biomassa de microalgas (Cenário HX-ABE) (Área 800).

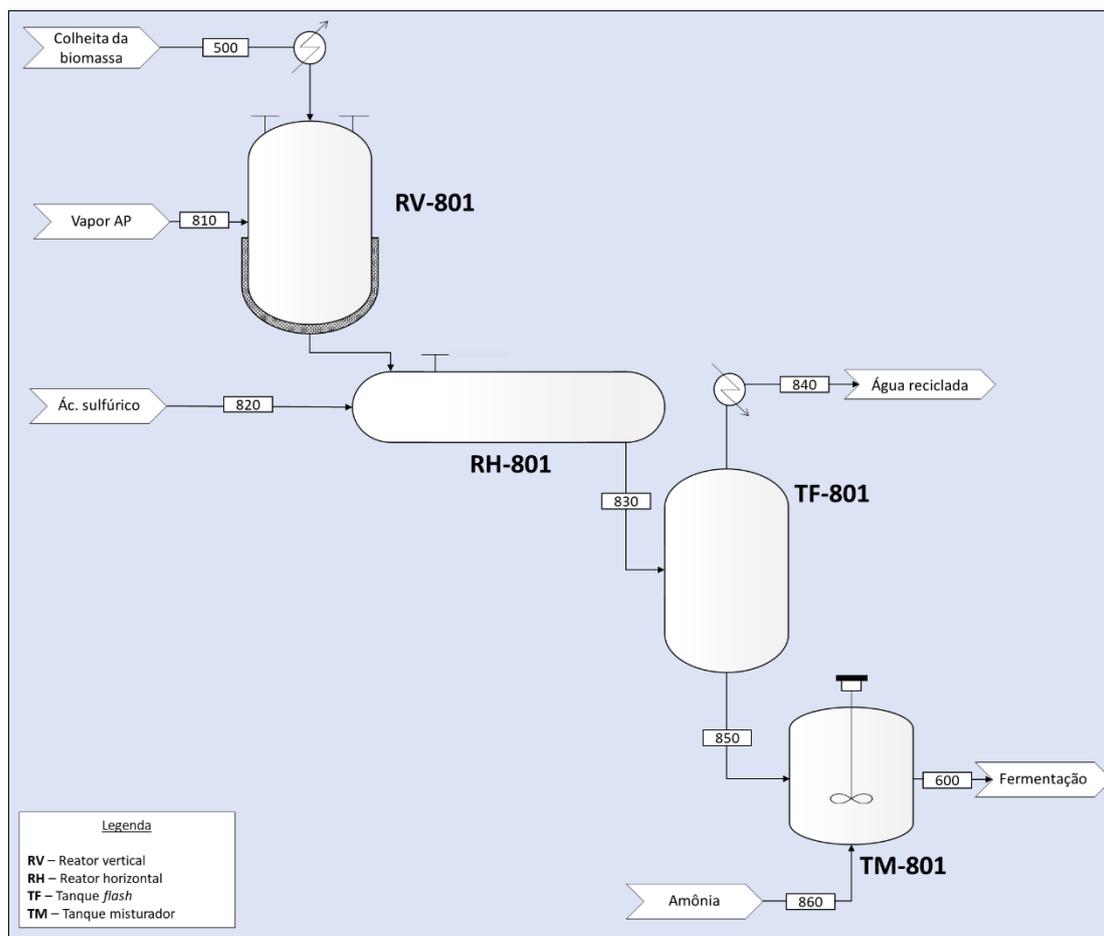


Tabela 4.7 — Parâmetros do pré-tratamento da biomassa de microalgas (Cenário HX-ABE).

Parâmetro	Valor	Referência
Alimentação de ácido sulfúrico (com relação ao fluxo da corrente de biomassa) [% _{m/m}]	1	Davis et al. (2014)
Tempo de residência (hidrólise) [min]	5	Davis et al. (2014)
Tempo de residência (neutralização) [min]	30	Davis et al. (2014)
Temperatura da hidrólise [°C]	150	Davis et al. (2014)
Temperatura de saída do sistema [°C]	100	Davis et al. (2014)
Eficiência da extração de carboidratos [%]	100	Estimado pelos resultados de Davis et al. (2014)
Pressão [atm]	4.6	Davis et al. (2014)
Consumo energético [MW _{médio} (ton-biomassa) ⁻¹]	0,063	Estimado pelos resultados de Davis et al. (2014)

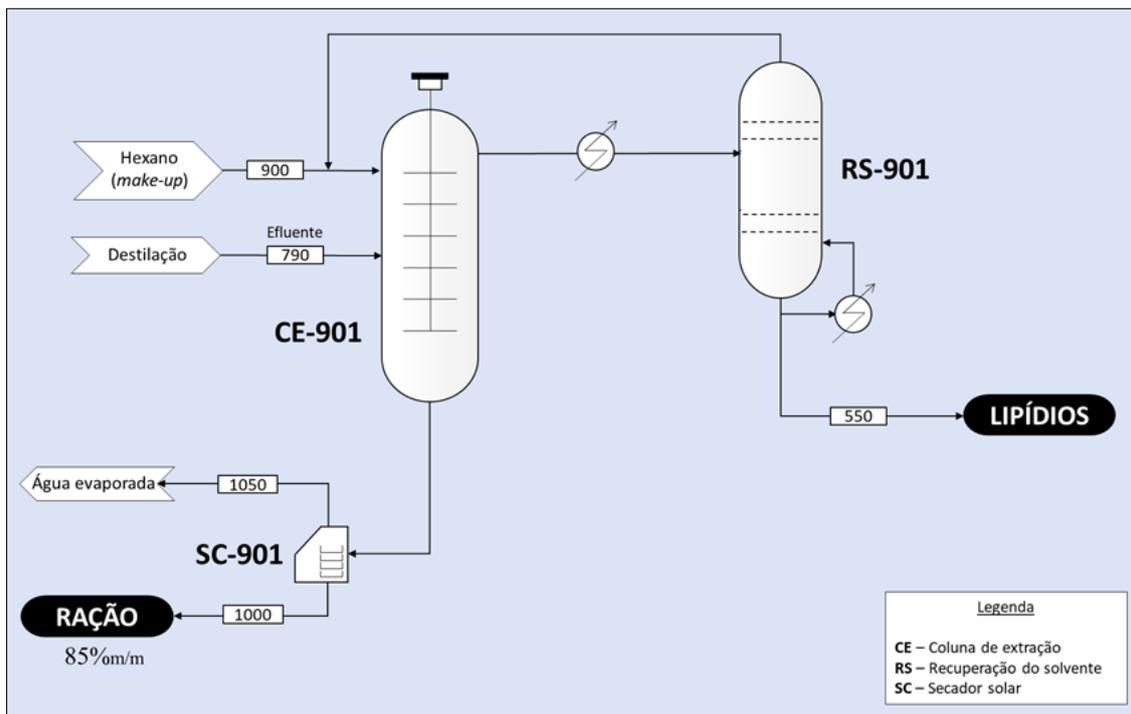
Alimentação de sólidos [% _{n/m}]	22	Assumido
---	----	----------

Esse pré-tratamento permite que carboidratos complexos também sejam liberados. Além disso, a hidrólise converte esses carboidratos em carboidratos fermentescíveis. Sendo assim, para o balanço de massa, foi considerada a conversão de amido em glicose (Eq. 10) para representar essa reação, cuja conversão é assumida 90%. Uma pequena quantidade desse amido (0,3%) é também convertida em hidroximetilfurfural (Eq. 11) (DAVIS et al., 2014):



4.1.10 Área 900: Extração de lipídios com hexano

O hexano é utilizado no cenário HX-ABE para comparar com o CO₂ supercrítico dos outros cenários. A extração ocorre por colunas de extração em múltiplos estágios, com recuperação de solvente (**Figura 4.16**). A coluna de extração opera em contracorrente com agitação (para evitar formação de emulsões). A razão em massa de solvente para biomassa na extração é 5:1, e demanda *make-up* de 0,54%. A recuperação do solvente ocorre por destilação por arraste de vapor. A corrente de saída (lipídios) apresenta uma pureza de 99,7% do produto (DAVIS et al., 2014). Já o refinado da coluna de extração é encaminhado para secador solar para reduzir a umidade e produzir ração animal.

Figura 4.16 — Fluxograma da extração com hexano (Área 900; cenário HX-ABE).

O hexano tem maior seletividade para os lipídios não polares (neutros), mas ainda extrai uma pequena quantidade de lipídios polares. A **Tabela 4.8** a seguir traz alguns outros parâmetros para essa operação.

Tabela 4.8 — Parâmetros da extração com hexano

Parâmetro	Valor	Referência
Extração de lipídios neutros [%]	95	Davis et al. (2014)
Extração de lipídios polares [%]	33	Davis et al. (2014)
Consumo energético [MWh (kg-biomassa) ⁻¹]	0,164	Estimado de Davis et al. (2014).

4.2 Premissas do modelo

Algumas premissas foram assumidas a fim de simplificar os cálculos. Entretanto vale frisar que algumas delas podem atribuir considerável incerteza aos resultados. São elas:

- A destilaria receptora tem área disponível para a implementação do processo proposto;
- O clima do local é similar ao de Piracicaba (SP);

- A microalga consegue crescer mixotroficamente;
- A cor residual da vinhaça biodigerida não interfere substancialmente no cultivo;
- É assumido que o meio de cultivo é isento de contaminações;
- A salinidade do meio é considerada ideal;
- É desconsiderada a perda de transmitância devido a poeira e envelhecimento da cobertura dos tanques de crescimento;
- As diferenças metabólicas entre as espécies de microalgas não são levadas em consideração ao se alterar a composição na análise de sensibilidade;
- O *make-up* de CO₂ na extração supercrítica é desprezado.

4.3 Análise econômica

Para cada cenário da **Figura 4.1**, foram realizados os balanços de massa e energia em planilhas eletrônicas no MS Excel[®], de acordo com os resultados das referências utilizadas em cada etapa, conforme descrito nas subseções da Seção 4.1.

Uma vez que cada área do processo já fora estudada separadamente por outros grupos de pesquisa, os custos de aquisição de equipamentos foram todos estimados conforme adequação de escala (Eq. 12):

$$C_{\text{aquisição}} = C_{\text{referência}} \left(\frac{Q_{\text{novo}}}{Q_{\text{referência}}} \right)^{0,6} \quad (\text{Eq. 12})$$

A equação acima é conhecida como Regra dos Seis Décimos, sendo C o custo do equipamento e Q, a capacidade ou fluxo. O expoente 0,6 trata-se de uma média geral, mas pode assumir valores mais altos ou mais baixos, a depender do processo.

Os custos com a instalação também foram assumidos conforme sugerido pelas referências, onde um fator ($f_{\text{instalação}}$) é multiplicado pelo custo de aquisição da (Eq. 12); para, dessa forma, se ter o valor conjugado da aquisição com a instalação:

$$C_{\text{aquisição+instalação}} = f_{\text{instalação}} C_{\text{aquisição}} \quad (\text{Eq. 13})$$

O projeto toma como base o ano de 2019, tornando necessário que os custos das referências tenham seus valores atualizados para o ano do projeto. Para isso, foi utilizado

o CEPCI (**Tabela 4.9**), um índice que corrige a inflação e deflação ao longo dos anos (Eq. 14):

$$C_{2019} = C_{\text{ano-referência}} \left(\frac{\text{CEPCI}_{2019}}{\text{CEPCI}_{\text{ano-referência}}} \right) \quad (\text{Eq. 14})$$

Tabela 4.9 — Valores de CEPCI utilizados.

Ano	CEPCI	Referência
2019	607,5	Jenkins (2020)
2018	603,1	Jenkins (2019)
2017	567,5	Jenkins (2018)
2016	541,7	Jenkins (2017)
2014	576,1	Jenkins (2015)
2012	584,6	Jenkins (2015)
2011	585,7	Hillestad (2012)
2009	521,9	Hillestad (2012)
2007	525,4	Hillestad (2012)

A partir dos custos de aquisição e instalação atualizados para todas as unidades, foram calculados os custos adicionais com OSBL (20% do ISBL), engenharia (10% do ISBL + OSBL) e contingência (30% do ISBL + OSBL). As receitas e o OPEX também foram calculados, com base nos valores assumidos na **Tabela 4.10**. Quanto ao OPEX, foram assumidos 2,5% do ISBL para mão-de-obra e 3%, para manutenção. Além disso, assumiu-se 10% de TIR e 20 anos de tempo de projeto.

Tabela 4.10 — Preços de venda e compra assumidos.

Insumo/Produto	Preço	Unidade	Referência
Compra			
DAP	1211,0	USD ton ⁻¹	Davis et al. (2016)
Amônia	550,0	USD ton ⁻¹	Davis et al. (2016)
NaOH	350,0	USD ton ⁻¹	Go 4 World Business (2020)
Ácido sulfúrico (93%)	110,0	USD ton ⁻¹	Davis et al. (2014)
Hexano	1189,0	USD ton ⁻¹	Davis et al. (2014)
Venda			
Ração animal (à base de soja, 44% de proteína)	353,00	USD ton ⁻¹	Kennedy (2019)
Acetona	900,00	USD ton ⁻¹	Pereira et al. (2018)
Butanol	1200,00	USD ton ⁻¹	Pereira et al. (2018)
Etanol	700,0	USD ton ⁻¹	Pereira et al. (2018)
Eletricidade	57,9	USD MWh ⁻¹	Klein et al. (2019b)

O preço de venda da ração animal foi considerado variável e proporcional à quantidade de proteína na ração animal produzida, tendo como base o valor na **Tabela 4.10** acima, conforme proposto por Klein et al. (2019b).

Para cada cenário considerado, foi realizada a análise do fluxo de caixa e estimado o preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios para que o VPL seja nulo, ou seja, para que não haja prejuízo. Os lipídios foram considerados para o cálculo do PMV, pois este é o único produto que existe em todos os cenários com composição similar. Vale lembrar que a ração animal no cenário com produção de butanol é mais proteica do que a ração dos cenários sem butanol, sendo, portanto, um produto de composição e qualidade diferente.

4.3.1 Análise de sensibilidade

Para análise de sensibilidade, foram variados em $\pm 10\%$ os seguintes parâmetros: quantidade de cana processada; produtividade das microalgas; CAPEX; OPEX; eficiência de extração dos lipídios; eficiência da extração de carboidratos; produtividade da fermentação; preço de venda do butanol e preço de venda da ração animal. Sendo assim, foi observado através de diagramas de tornado (Seção 3.1) qual ou quais parâmetros impactam mais no desempenho econômico desse processo. Foi também considerado o

impacto da comercialização de créditos de carbono, mas de maneira apenas aproximada: considerou-se a quantidade de CO₂ que deixou de ser emitido pela destilaria para o crescimento de microalgas e foi assumido o preço de 27,54 USD (ton-CO₂)⁻¹, cujo valor é referente à média do preço dessa *commodity* entre maio de 2018 e abril de 2021 (INVESTING, 2021).

Além disso, foi também avaliada a influência da composição das microalgas no desempenho econômico do processo, conforme descrito na subseção a seguir.

4.3.1.1 Planejamento de misturas

A composição da microalga foi originalmente assumida de forma genérica como 30% de carboidratos, 35% de lipídios, 30% de proteínas e 5% de cinzas. Para observar a influência da composição no desempenho, foi utilizado um planejamento de misturas de vértices extremos, cujos intervalos são apresentados a seguir:

Tabela 4.11 — Fatores do planejamento de misturas.

Componente	Valor Mínimo (%)	Valor Máximo (%)
Carboidratos	1	25
Lipídios	25	85
Proteínas	1	50

Optou-se por limitar os intervalos de cada fator (em vez de considerar de 0% a 100%), porque os valores fora dos limites definidos na **Tabela 4.11**, além de serem valores longe da realidade e pouco favoráveis, deixaram o modelo estatístico menos confiável.

O objetivo dessa análise é avaliar quais faixas de composição da biomassa são mais favoráveis economicamente. Sendo assim, pelos resultados, pode-se direcionar o cultivo a espécies mais adequadas ao processo. No entanto, é importante destacar que não estão sendo consideradas as diferenças metabólicas entre as múltiplas espécies já registradas na literatura, o que propaga incertezas ao resultado.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Desempenho técnico

As composições das correntes indicadas nas figuras da Seção 4.1 podem ser encontradas no Apêndice A. Vale ressaltar que é considerado o tempo de 24 horas por dia para as áreas 100 e 200, enquanto para as demais áreas é considerado o tempo do fotoperíodo. A **Tabela 5.1**, a seguir, apresenta as entradas anuais na planta de microalgas.

Tabela 5.1 — Entradas na planta de microalgas.

Parâmetro	SC	SC-ABE	HX-ABE	Unidade
Fornecimento de CO ₂ pela destilaria (Área 100)	119,2	119,2	119,2	kton ano ⁻¹
Produção de CO ₂ na fermentação ABE (Área 600)	–	3,6	7,4	kton ano ⁻¹
Entrada de CO ₂ na biodigestão anaeróbia (Área 200) – Controle de pH	7,9	7,9	7,9	kton ano ⁻¹
Entrada de CO ₂ no inóculo (Área 300)	2,5	2,6	2,7	kton ano ⁻¹
Entrada de CO ₂ na etapa crescimento de microalgas (Área 400)	112,7	116,3	120,2	kton ano ⁻¹
Vinhaça proveniente da destilaria	2629,3	2629,3	2629,3	kton ano ⁻¹
Vinhaça biodigerida direcionada à planta de microalgas	575,1	593,6	613,3	kton ano ⁻¹
DAP	0,49	0,51	0,52	kton ano ⁻¹
Amônia	1,02	1,15	1,82	kton ano ⁻¹
NaOH	7,17	7,17	7,17	kton ano ⁻¹
Hexano	–	–	0,81	kton ano ⁻¹
Ácido Sulfúrico	0,19	0,20	1,83	kton ano ⁻¹
Vapor	1,4	110,9	118,4	kton ano ⁻¹
Consumo energético	16532	16902	10574	MWh ano ⁻¹

O consumo energético mais alto nos cenários SC e SC-ABE se deve à etapa de extração com CO₂ supercrítico demandar mais energia do que a extração com hexano. Já o vapor mais alto nos cenários SC-ABE e HX-ABE se deve à etapa de destilação em ambos e à injeção direta de vapor na etapa de hidrólise do cenário HX-ABE.

O reciclo da produção de CO₂ da fermentação ABE aos tanques de crescimento de microalgas permite que uma maior quantidade de microalgas seja produzida nos cenários

SC-ABE e HX-ABE (**Tabela 5.2**). Consequentemente, uma maior quantidade de nutrientes e vinhaça também são requeridos (**Tabela 5.1**). O cenário HX-ABE requer ainda mais de ambos por liberar mais carboidratos fermentescíveis e, portanto, produzir mais CO₂ na fermentação ABE.

Tabela 5.2 — Produção de microalgas.

Parâmetro	SC	SC-ABE	HX-ABE	Unidade
Produção de microalgas	40,1	41,4	42,8	kton ano ⁻¹
Área requerida para o crescimento	985	1017	1051	ha
Área requerida para o inóculo	6,9	7,1	7,4	ha
Produtividade	198	198	198	kg ha ⁻¹ dia ⁻¹

Com respeito aos produtos da planta de microalgas, a maior produção de microalgas e de carboidratos fermentescíveis no HX-ABE resultaram em uma maior quantidade de todos os produtos (**Tabela 5.3**). Entretanto, apesar da maior quantidade de produtos gerados no cenário HX-ABE, as correntes de alguns produtos desse cenário apresentam uma qualidade inferior.

A corrente de lipídios do cenário HX-ABE contém impurezas, uma vez que o hexano também extrai uma pequena quantidade de lipídios polares, o que não ocorre na extração por CO₂ supercrítico (COSTA et al., 2020; DAVIS et al., 2014). Quanto à produção de ração animal, a ração do cenário SC contém uma menor concentração de proteínas visto que os carboidratos não foram extraídos nesse cenário. Já a ração do cenário HX-ABE apresenta uma concentração de proteínas inferior à produzida no cenário SC-ABE devido às impurezas provindas das etapas antecedentes no cenário HX-ABE.

Tabela 5.3 — Produção anual na planta de microalgas.

Parâmetro	SC	SC-ABE	HX-ABE	Unidade
Produção de biogás	16,0	16,0	16,0	kton ano ⁻¹
Produção de acetona	–	0,62	1,28	kton ano ⁻¹
Produção de butanol	–	1,33	2,76	kton ano ⁻¹
Produção de etanol	–	0,12	0,25	kton ano ⁻¹
Produção de lipídios	3413,9	3523,5	3756,5	mil gal ano ⁻¹
Conc. de lipídios neutros	100	100	93,9	%
Produção de ração animal	34,4	33,0	35,0	kton ano ⁻¹
Conc. de proteínas	35,0	37,6	36,6	%

Conc.: concentração.

5.2 Desempenho econômico

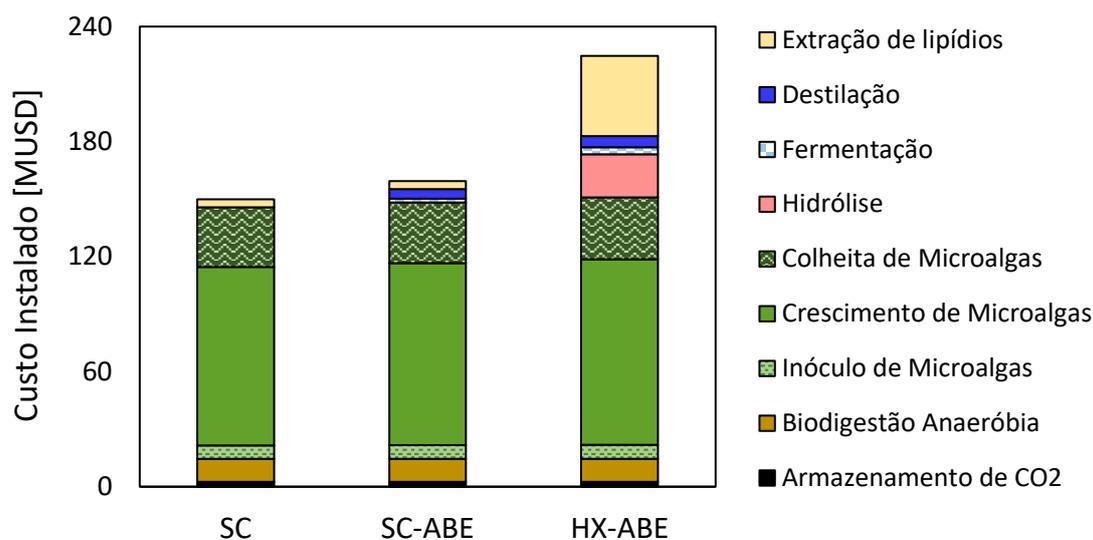
5.2.1 Despesas de capital

Nos cenários SC-ABE e HX-ABE, a maior a produção de microalgas implica um custo maior com aquisição e instalação de equipamentos (ISBL), uma vez que a capacidade da planta é maior. Além disso, a adição de novas etapas para a valorização dos carboidratos nesses cenários também requer custos com equipamentos extras, sobretudo no cenário HX-ABE (**Figura 5.1**). Os valores individuais desses custos podem ser encontrados no Apêndice B e **Tabela 5.4**.

Tabela 5.4 — Despesas de capital [em milhões de dólares].

Etapa	SC	SC-ABE	HX-ABE
Armazenamento de CO ₂	2,6	2,6	2,6
Biodigestão Anaeróbia	12,0	12,0	12,0
Inóculo de Microalgas	7,1	7,3	7,4
Crescimento de Microalgas	95,1	96,9	98,9
Colheita de Microalgas	31,7	32,3	33,0
Extração de Lipídios ^a	4,2	4,3	42,7
Hidrólise	-	-	23,0
Fermentação	-	2,0	3,6
Destilação	-	5,1	6,0
ISBL:	152,7	162,4	229,1
OSBL (20%)	30,5	32,5	45,8
Custos Diretos:	183,2	194,9	274,9
Contingência (30%)	100,8	107,2	151,2
Engenharia (10%)	33,6	35,7	50,4
Custos Indiretos:	134,4	142,9	201,6
Total dos Custos Fixos:	317,6	337,7	476,5

^a Nos cenários SC e SC-ABE: com CO₂ supercrítico; no cenário HX-ABE: com hexano.

Figura 5.1 — Custo de aquisição e instalação (ISBL) dos três cenários.

Conforme pode ser visualmente observado na **Figura 5.1** acima, as etapas referentes à produção de microalgas (inóculo, crescimento e colheita) correspondem à maior parcela do custo de aquisição e instalação de equipamentos da planta, em todos os cenários. As três etapas juntas representam 87,7% (SC), 84,1% (SC-ABE) e 60,8% (HX-ABE) desse custo.

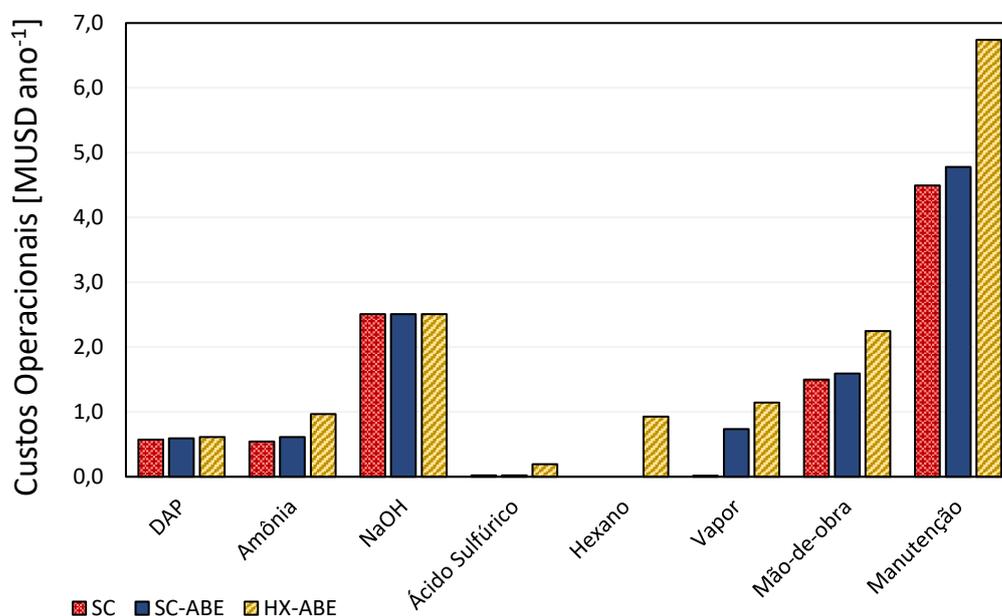
Por outro lado, no cenário HX-ABE, a extração de lipídios por hexano também representou uma parcela considerável do investimento em equipamentos, apesar de ser um processo mais simples e de requerer menor consumo energético do que a extração com CO₂ supercrítico. Isso se deve ao tipo de coluna de extração considerada, a qual é menor e, portanto, resultar em uma maior quantidade de colunas. Além disso, a coluna de extração requer sistema de agitação para evitar a formação de emulsões (DAVIS et al., 2014).

5.2.2 Custos operacionais e receitas

Uma vez que o cenário HX-ABE demandou mais capital de investimento e mais equipamentos, o custo com manutenção e mão-de-obra também foi relativamente mais alto do que para os demais cenários. Além disso, o cenário HX-ABE também requer custos com hexano para a extração de lipídios e ácido sulfúrico e amônia para a hidrólise. Nos demais cenários, esses custos são dispensados, visto que o CO₂ para a extração de lipídios é obtido da destilaria de cana-de-açúcar. A demanda de vapor para a destilação da

fermentação ABE nos cenários SC-ABE e HX-ABE também provocou maiores custos operacionais em comparação com o cenário SC (**Figura 5.2**).

Figura 5.2 — Custos operacionais dos três cenários.



O consumo de eletricidade não foi considerado nos custos operacionais, pois toda a demanda de eletricidade da planta de microalgas pode ser suprida pela geração de eletricidade na caldeira da destilaria. Além disso, o anexo da planta de microalgas não implicou uma redução da venda de eletricidade pela destilaria. Ao contrário disso, o anexo provocou um aumento de receita com a venda de eletricidade, em todos os cenários, devido à inserção de biogás no sistema de cogeração de energia (**Tabela 5.5**).

Tabela 5.5 — Balanço da produção e demanda de eletricidade.

Produção ou demanda de eletricidade	SC	SC-ABE	HX-ABE	Unidade
Demanda somente na destilaria	25,2	25,2	25,2	MW
Produção na destilaria (sem anexo)	91,2	91,2	91,2	MW
Excesso de eletricidade (sem anexo)	66,0	66,0	66,0	MW
Demanda somente no anexo	3,4	3,5	2,2	MW
Produção na destilaria (com anexo)	102,1	98,8	98,6	MW
Excesso de eletricidade (com anexo)	73,5	70,1	71,2	MW
Ganho da destilaria com o anexo	7,5	4,1	5,2	MW

Além da receita com a venda de eletricidade, as demais receitas fornecidas por cada cenário estão apresentadas na **Tabela 5.6** abaixo, bem como os custos operacionais anteriormente discutidos. Os preços de venda considerados para os lipídios foram os resultantes do cálculo do PMV (demonstrados na subseção a seguir), enquanto as demais receitas foram calculadas conforme preços já mencionados na metodologia (Seção 4.2).

Tabela 5.6 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].

Elemento	SC	SC-ABE	HX-ABE
OPEX			
DAP	0,60	0,61	0,63
Amônia	0,56	0,64	1,00
NaOH	2,51	2,51	2,51
Ácido Sulfúrico 93%	0,02	0,02	0,20
Hexano	-	-	0,96
Vapor	0,01	1,11	1,18
Mão-de-obra	1,53	1,62	2,29
Manutenção	4,58	4,87	6,87
Total:	9,81	11,39	15,66
RECEITAS			
Ração animal	9,65	9,96	10,30
Lipídios	50,63	54,05	78,13
Acetona	-	0,56	1,15
Butanol	-	1,60	3,31
Etanol	-	0,09	0,18
Excesso de eletricidade	2,09	1,14	1,44
Total:	62,37	67,40	94,51

5.2.3 Viabilidade econômica

Os cenários SC-ABE e HX-ABE apresentaram o preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios superior ao do cenário SC (**Tabela 5.7**). Dessa forma, nas condições assumidas como base nesse processo, não é vantajoso valorizar os carboidratos das microalgas para a produção de butanol. É preferível, portanto, preservar os carboidratos na biomassa residual, que é utilizada na produção de ração animal, tal como ocorre no cenário SC. Além disso, o PMV do cenário HX-ABE apresentou uma discrepância significativa, revelando que a maior produção de microalgas e maior eficiência de extração de carboidratos não foram suficientes para encobrir os custos operacionais e com equipamentos.

Tabela 5.7 — Preço mínimo de venda (PMV) dos lipídios.

Cenário	PMV dos lipídios [USD galão ⁻¹]
SC	14,83
SC-ABE	15,34
HX-ABE	20,80

Para avaliar a competitividade dos lipídios de microalgas com óleos vegetais, o PMV dos lipídios de microalgas foi comparado ao preço de venda do azeite de oliva e dos óleos de canola, de linhaça e de peixe (**Figura 5.3**). Esses óleos foram selecionados devido aos seus diferentes perfis lipídicos. É preciso lembrar que o teor e o perfil lipídico das microalgas variam de acordo com a espécie e condições de cultivo, podendo ser compatível com qualquer um dos quatro óleos (**Tabela 5.8**).

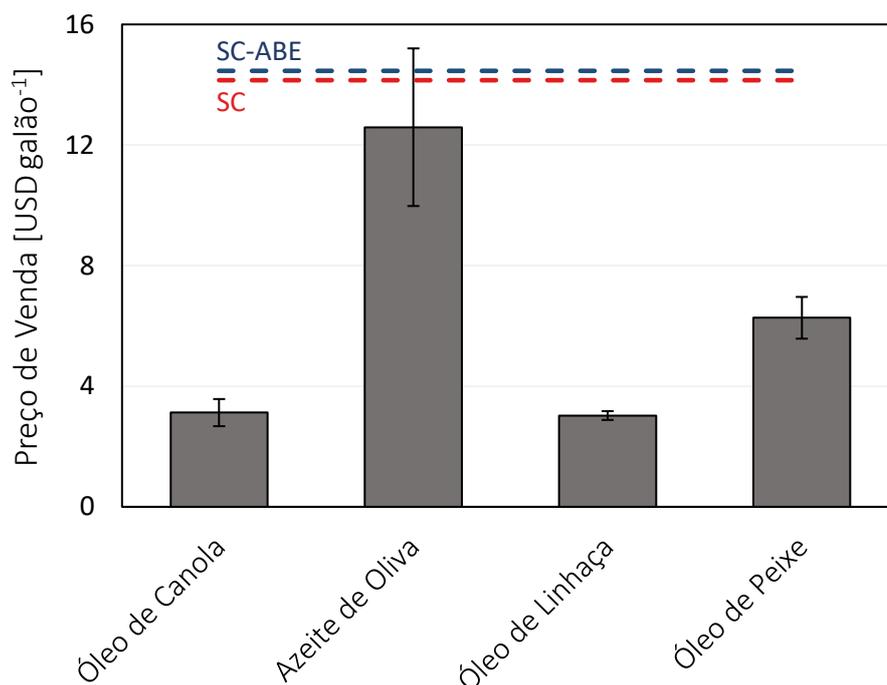
Tabela 5.8 — Perfil lipídico de óleos vegetais, do óleo de peixe e dos lipídios de algumas espécies de microalgas.

Óleo	AGS [%]	AGMI [%]	AGPI [%]	Referência
Azeite de oliva	19,4	68,2	18	Orsavova et al. (2015)
Óleo de canola	6,3	72,8	20,9	Orsavova et al. (2015)
Óleo de linhaça	9,65	22,1	68	Kostik, Memeti e Bauer (2013)
Óleo de peixe	38,33	14,91	43,74	Homayooni, Sahari e Barzegar (2014)
Lipídios de microalgas				
<i>B. braunii</i>	11,69	63,10	25,21	Ferreira et al. (2019)
<i>C. vulgaris</i>	25,08	22,69	52,23	
<i>Desmodesmus</i> sp.	13,98	28,43	57,49	
<i>D. brasiliensis</i>	36,94	26,56	36,50	

AGS: ácidos graxos saturados; AGMI: ácidos graxos monoinsaturados; AGPI: ácidos graxos poli-insaturados.

Para os preços de venda do óleo de canola e do azeite de oliva foi considerada a média entre 2016 e 2020 (YCHARTS, 2021a, 2021b). Já para o óleo de linhaça foi considerada a média entre agosto e novembro de 2020; enquanto que para o óleo de peixe, a média entre 2015 e julho de 2019 (STATISTA, 2019; TRIDGE, 2021).

Figura 5.3 — Preço de venda de alguns óleos em comparação ao PMV dos lipídios de microalgas em todos os cenários.



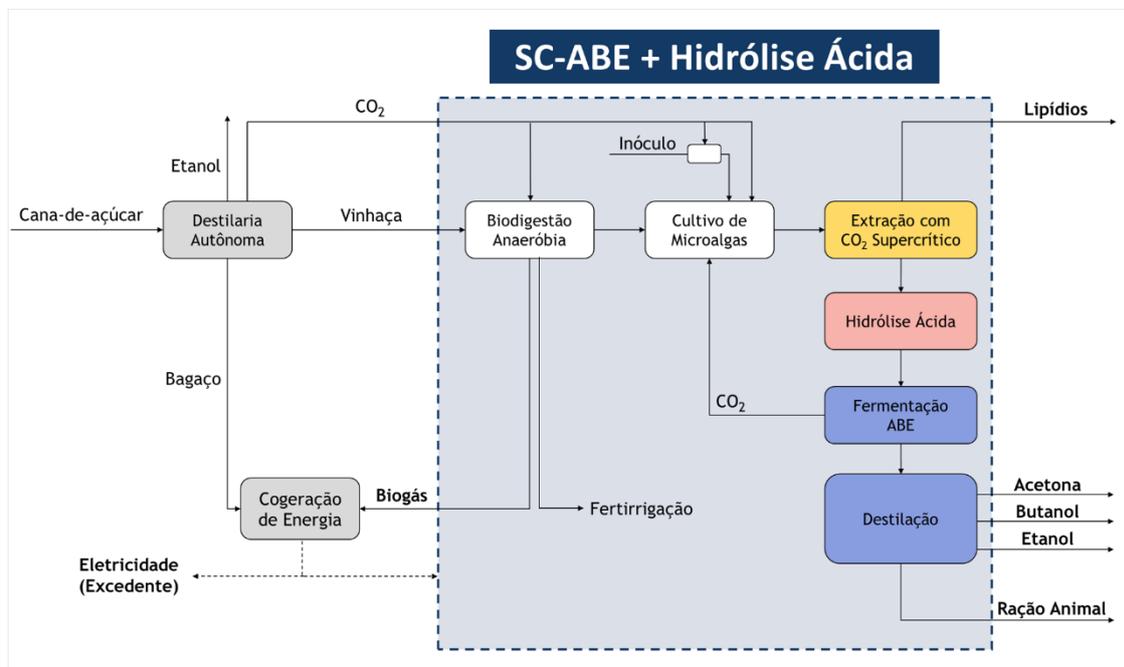
Apesar dos óleos vegetais e do óleo de peixe representarem mercados mais atrativos do que o de biocombustíveis, os resultados também não são encorajadores. O azeite de oliva seria o produto mais próximo de ser competitivo, devido à oscilação dos preços ultrapassar o PMV dos lipídios de microalgas. Contudo essa oscilação oferece riscos. Além disso, o tempo de projeto considerado foi de 20 anos e o payback descontado para todos os cenários (VPL = 0) foi de 16,5 anos (Apêndice C), o que não torna o investimento atrativo. Apesar disso, o estudo em outras condições ainda foi realizado e demonstrado nas seções a seguir, a fim de verificar se existem outras condições que tornem o resultado mais favorável economicamente.

5.2.3.1 Cenário alternativo: SC-ABE com hidrólise ácida

O cenário SC-ABE não comporta uma etapa de hidrólise ácida, como no cenário HX-ABE. A hidrólise, no entanto, seria interessante — e talvez necessária — para uma liberação mais eficiente dos carboidratos, além da conversão de polissacarídeos em carboidratos fermentescíveis; o que disponibiliza mais carboidratos para a fermentação. Isso posto, foi considerado um cenário alternativo do SC-ABE adicionando-se uma etapa

de hidrólise ácida (**Figura 5.4**) para avaliar o impacto econômico dessa adição. As condições da hidrólise ácida foram as mesmas consideradas para o cenário HX-ABE.

Figura 5.4 — Fluxograma do cenário alternativo (SC-ABE com hidrólise ácida).



A despesa de capital correspondente à adição dos equipamentos para a hidrólise foi 21,6 milhões de dólares. Isso, somado ao aumento de capacidade de alguns equipamentos, resultou em um aumento de 14,62% do ISBL com relação ao cenário SC-ABE (**Tabela 5.9**).

Tabela 5.9 — Despesas de capital [em milhões de dólares].

Etapa	SC-ABE com Hidrólise	SC-ABE
Armazenamento de CO ₂	2,6	2,6
Biodigestão anaeróbia	12,0	12,0
Inóculo de microalgas	7,3	7,3
Crescimento de microalgas	96,8	96,9
Colheita de microalgas	32,3	32,3
Extração de lipídios	4,3	4,3
Hidrólise Ácida	21,6	—
Fermentação	3,6	2,0
Destilação	5,7	5,1
ISBL:	186,1	162,4
OSBL (20%)	32,5	37,2

Custos Diretos:	223,3	194,9
Contingência (30%)	122,8	107,2
Engenharia (10%)	40,9	35,7
Custos Indiretos:	163,8	142,9
Total dos Custos Fixos:	387,1	337,7

Já os custos operacionais aumentaram em 12,76% com relação ao cenário SC-ABE, ao passo que a maior demanda de energia no processo reduziu em 9,3% a receita correspondente à venda de eletricidade. Por outro lado, a maior quantidade de carboidratos disponíveis para a fermentação resultou quase no dobro da receita de ABE (Tabela 5.10). O aumento dessa receita, contudo, não foi suficiente para compensar os custos adicionais devido à adição de hidrólise; fato esse observado pelo PMV dos lipídios no cenário alternativo: 17,06 USD galão⁻¹ (contra 15,34 USD galão⁻¹ no cenário SC-ABE).

Tabela 5.10 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].

Elemento	SC-ABE com Hidrólise	SC-ABE
OPEX		
DAP	0,61	0,59
Amônia	0,97	0,61
NaOH	2,51	2,51
Ácido sulfúrico 93%	0,19	0,02
Vapor	1,11	0,74
Mão-de-obra	1,9	1,59
Manutenção	5,6	4,78
Total:	12,8	10,85
RECEITAS		
Ração animal	9,94	9,96
Lipídios	59,98	54,05
Acetona	1,11	0,56
Butanol	3,19	1,60
Etanol	0,17	0,09
Excesso de eletricidade	1,03	1,14
Total:	75,40	67,40

É importante salientar que a hidrólise ácida diminui a incerteza sobre a disponibilidade de carboidratos fermentescíveis. Nesse contexto, para que o cenário SC-ABE tenha possibilidade de ser viável tecnicamente, é preciso lembrar que foi assumido

como possível uma extração sequencial no mesmo equipamento com CO₂ supercrítico e água subcrítica. Juárez et al. (2020) mostraram que essa sequência de extrações foi efetiva para *Scenedesmus* sp. crescida em efluente suíno, no entanto foi realizada em equipamentos diferentes.

Em face desses aspectos, será assumido como possível o cenário SC-ABE para as análises a seguir; tendo consciência de que mais pesquisas são necessárias para tornar real essa possibilidade. Esse esforço em assumir o cenário SC-ABE como possível se deve ao PMV obtido ser próximo do PMV do cenário SC, o que torna válida uma análise de sensibilidade para observar se há condições em que o cenário SC-ABE é mais vantajoso do que o cenário SC.

5.2.3.2 Análise de sensibilidade

Para observar quais parâmetros mais influenciam sobre o modelo econômico e se existem circunstâncias mais favoráveis para a viabilidade do processo, a análise de sensibilidade foi realizada. Os parâmetros escolhidos para a análise de sensibilidade, bem como suas variações, podem ser observados nas **Tabelas 5.11 e 5.12** a seguir.

Tabela 5.11 — Parâmetros inseridos no modelo como referência.

Parâmetro	Cenário		
	SC	SC-ABE	HX-ABE
ISBL [MUSD]	153	164	229
OPEX [MUSD ano ⁻¹]	8,6	9,9	14,4
Quantidade de cana processada [MTC ano ⁻¹]	4	4	4
Remoção de DQO na biodigestão anaeróbia [%]	85	85	85
Produtividade de microalgas [kg ha ⁻¹ dia ⁻¹]	204	204	204
Eficiência na extração de lipídios [%]	98	95	95
Eficiência na extração de carboidratos [%]	–	75	100
Produtividade de ABE [g L ⁻¹ h ⁻¹]	–	0,4	0,4
Preço de venda da ração animal [USD ton ⁻¹]	353	353	353
Preço de venda do butanol [USD ton ⁻¹]	1200	1200	1200
Preço de venda da eletricidade [USD MWh ⁻¹]	57,9	57,9	57,9
Créditos de carbono	Sem	Sem	Sem

Tabela 5.12 — Variação dos parâmetros na análise de sensibilidade.

Parâmetro	Variação	
	+	-
ISBL	+ 10%	-10%
OPEX	+ 10%	-10%
Quantidade de cana processada	+ 10%	-10%
Remoção de DQO na biodigestão anaeróbia	+ 10%	-10%
Produtividade de microalgas	+ 10%	-10%
Eficiência na extração de lipídios	até 100% ^a	-10%
Eficiência na extração de carboidratos	+ 10% ^b	-10%
Produtividade de ABE	+ 10%	-10%
Preço de venda da ração animal	+ 10%	-10%
Preço de venda do butanol	+ 10%	-10%
Preço de venda da eletricidade	+ 10%	-10%
Créditos de carbono	Com	Sem

^a Uma vez que não é possível aumentar o parâmetro em 10% por ultrapassar 100%, é considerada a variação apenas até 100%.

^b Válido apenas para o cenário SC-ABE, pois o cenário HX-ABE já considera eficiência máxima (100%) no modelo.

Os diagramas de tornado, que ilustram as variações para cima e para baixo do preço mínimo de venda, são apresentados a seguir (**Figuras 5.5, 5.6 e 5.7**). As curvas de sensibilidade do PMV à variação de cada parâmetro estão disponíveis no Apêndice D.

Figura 5.5 — Diagrama de tornado para o cenário SC.

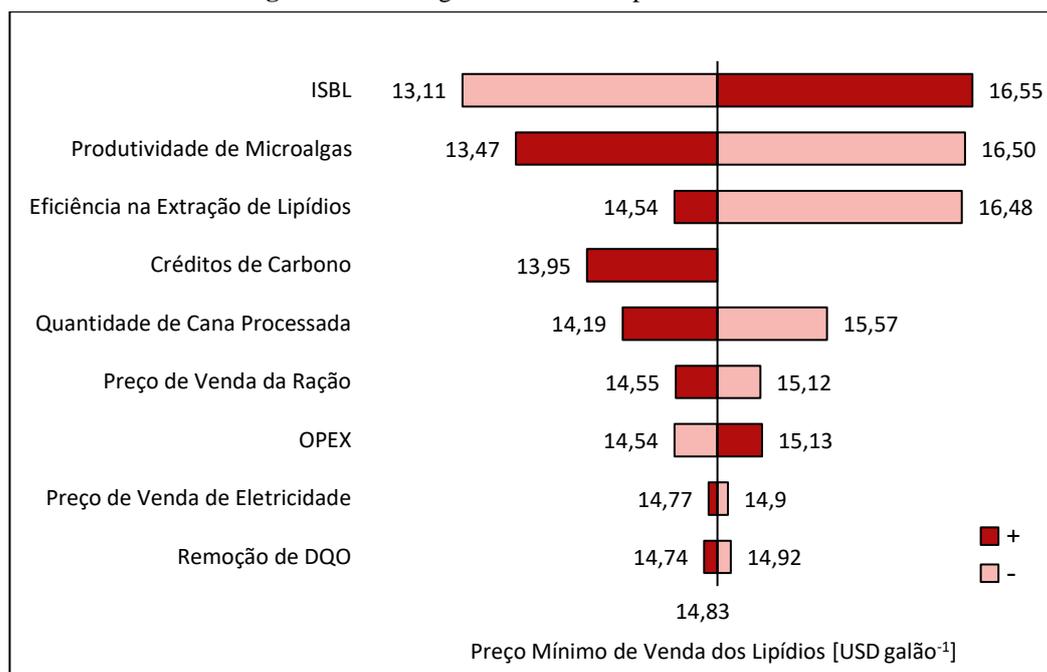


Figura 5.6 — Diagrama de tornado para o cenário SC-ABE.

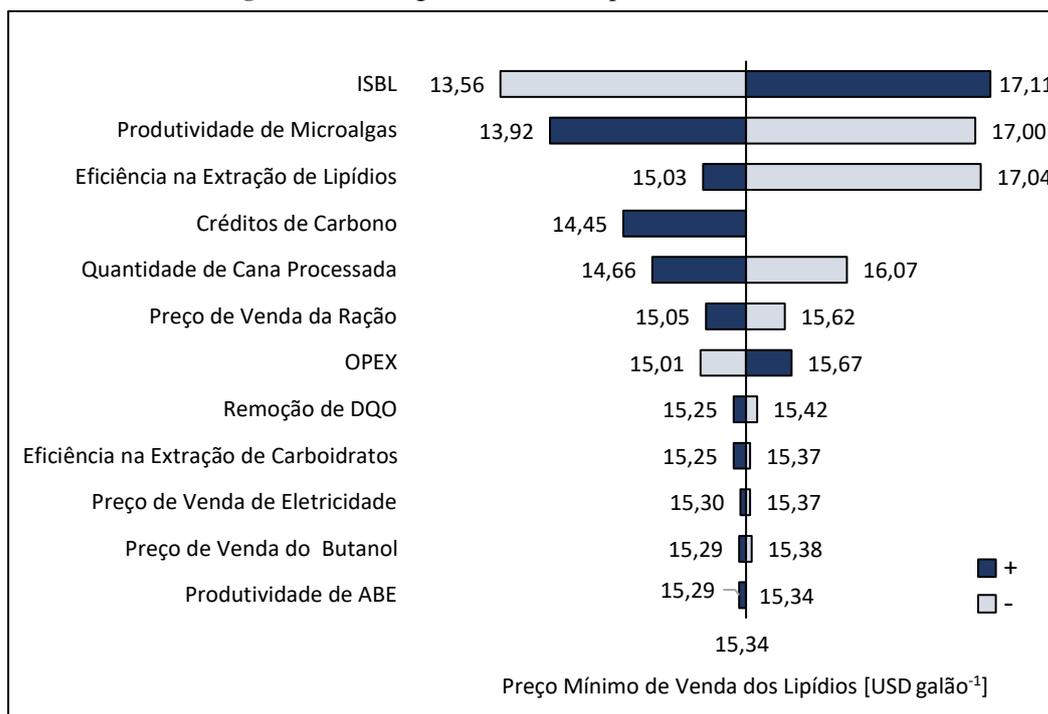
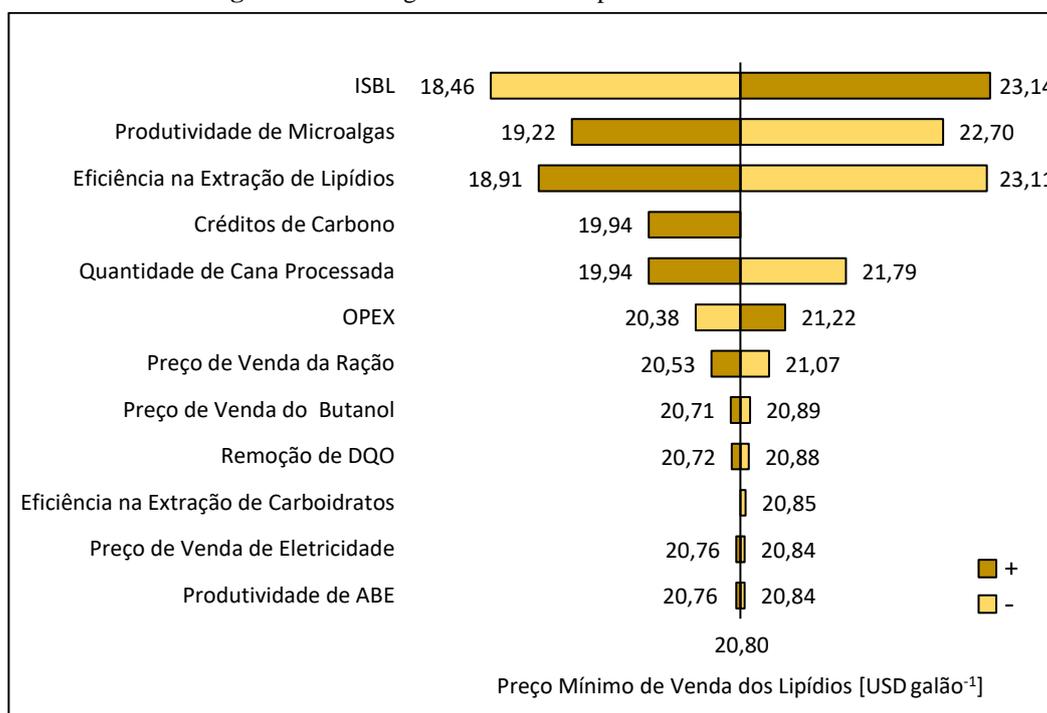


Figura 5.7 — Diagrama de tornado para o cenário HX-ABE.



É notável que a redução de custos com equipamentos (ISBL), aumento da produtividade de microalgas, alta eficiência de extração de lipídios e a comercialização de créditos de carbono são fundamentais para favorecer a viabilidade econômica do processo.

Vale salientar que o mercado de créditos de carbono vem apresentando uma tendência de crescimento nos anos mais recentes (**Figura 5.8**).

Figura 5.8 — Cotação dos créditos de carbono entre Abril/2016 e Abril/2021.



Fonte: Adaptado de Investing (2021).

Para os diagramas de tornado das **Figuras 5.5–5.7**, foi considerada a média entre Maio/2018 e Abril/2021: 27,54 USD (ton-CO₂)⁻¹. Entretanto, se for considerada a média entre Novembro/2020 e Abril/2021, isto é, 42,5 USD (ton-CO₂)⁻¹, a redução provocada no PMV demonstra a relevância do mercado de créditos de carbono para a competitividade do processo considerado (**Tabela 5.13**).

Tabela 5.13 — Variação do PMV dos lipídios conforme preço do crédito de carbono.

Preço do Crédito de Carbono	PMV dos lipídios [USD galão ⁻¹]		
	SC	SC-ABE	HX-ABE
27,54 USD (ton-CO ₂) ⁻¹	14,54	14,45	19,94
42,5 USD (ton-CO ₂) ⁻¹	13,47	13,97	19,48

Apesar de não valorado neste estudo, outro benefício econômico que esse processo pode trazer é o tratamento da vinhaça por biorremediação (biodigestão anaeróbia e crescimento das microalgas), devido à evitação de eventuais custos com multas ambientais (CARVALHO, 2018; FERNANDES, 2019) ou transporte da vinhaça para outros locais (KLEIN; BONOMI; MACIEL FILHO, 2018).

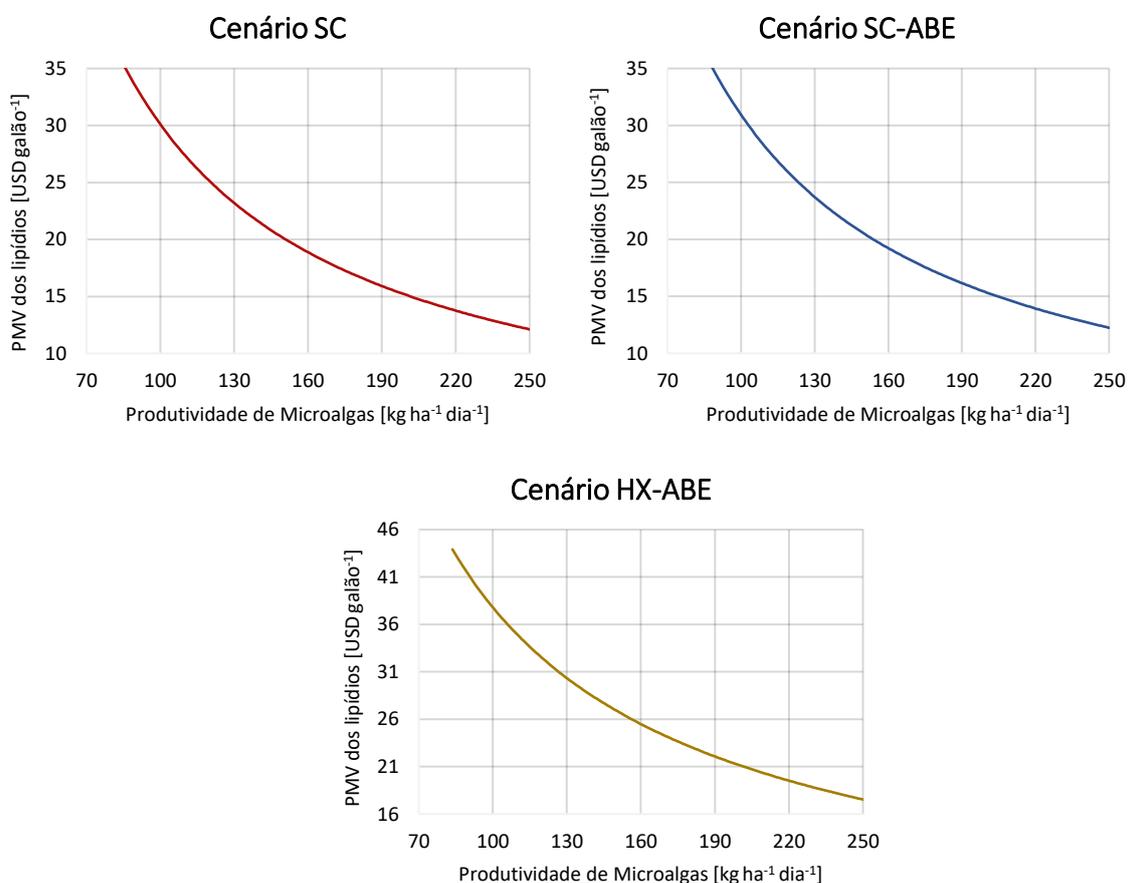
Revisitando as **Figuras 5.5–5.7**, é evidente a maior influência dos custos com equipamentos e da produtividade de microalgas no PMV dos lipídios. Sendo assim, é

crucial o direcionamento de esforços à redução dos custos referentes à etapa de crescimento de microalgas.

Os tanques de crescimento aqui considerados, que representam de 43–62% do ISBL, já apresentam custo reduzido em comparação a fotobiorreatores. Cabe ainda destacar que, por serem cobertos, esses tanques apresentam vantagem sobre tanques abertos, uma vez que a perda de água por evaporação é evitada. Contudo, ainda assim, encontrar uma alternativa de sistema de cultivo ainda menos custosa seria interessante.

No que tange a produtividade no crescimento de microalgas, o valor assumido (em torno de $200 \text{ kg ha}^{-1} \text{ dia}^{-1}$) já é uma premissa otimista. Convém também salientar que produtividades aquém da variação de 10% (como $90 \text{ kg ha}^{-1} \text{ dia}^{-1}$) considerada para os diagramas de tornado são seguramente possíveis (RIOS PINTO; FERREIRA; TASIĆ, 2021). Em decorrência desses pontos e das curvas de sensibilidade da **Figura 5.9**, pode-se afirmar que maximizar a produtividade é o aspecto mais relevante nesse modelo. Soma-se ainda a isso a necessidade de manter a produtividade constante, dado o risco decorrente da alta sensibilidade do PMV dos lipídios à produtividade de microalgas.

Figura 5.9 — Sensibilidade do PMV à produtividade de microalgas.



Posto isso, é fundamental a produção de um inóculo forte para o crescimento, através de um escalonamento de inóculo rigoroso. É importante também a seleção de espécies que apresentem maior resistência ao meio e a contaminações. Espécies mais robustas e autóctones, preferivelmente em consórcio (em vez de uma única espécie), podem ser boas apostas (GONÇALVES; PIRES; SIMÕES, 2017; RIOS PINTO; FERREIRA; TASIC, 2021; SANTANA et al., 2017).

5.2.3.2.1 Variação da composição das microalgas

Durante as simulações, foi verificado que a composição da microalga poderia interferir consideravelmente nos valores do PMV dos lipídios. Entretanto, uma vez que os componentes da composição são interdependentes, não é possível realizar essa análise via diagrama de tornado. Dessa forma, utilizou-se da metodologia do planejamento de misturas (Seção 3.2) para visualizar o efeito no PMV conforme variação da composição da microalga. Para tal, foi assumido 5% fixos de cinzas na biomassa; enquanto, dentro dos 95% restantes, foram variados os teores de carboidratos, lipídios e proteínas. É importante enfatizar que essa avaliação da composição da microalga é meramente genérica. Não foi considerada uma espécie em particular, nem os diferentes metabolismos de espécies de diferentes composições. Dessa forma, essa avaliação funcionaria apenas como um direcionamento quantitativo para a acumulação de metabólitos.

Não foi considerada uma variação completa (de 0 a 100%) para cada componente, pois o ajuste do modelo não foi confiável ao fazê-lo. A região de análise foi reduzida para 1–25% de carboidratos, 25–85% de lipídios e 1–50% de proteínas; conseguindo, dessa forma, um ajuste apropriado. Essa decisão foi tomada, pois, além de interferir no ajuste do modelo, os PMV obtidos fora dessa região são inviáveis para o processo — existem composições que resultam em PMV acima de 300 USD galão⁻¹. Os diagramas ternários resultantes estão apresentados nas **Figuras 5.10–5.12** a seguir.

Figura 5.10 — Cenário SC: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9912$).

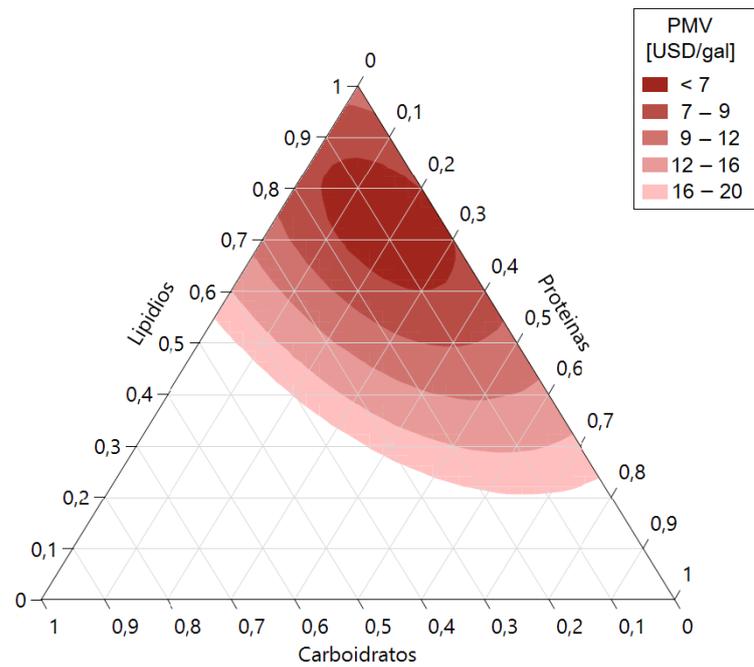


Figura 5.11 — Cenário SC-ABE: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9913$).

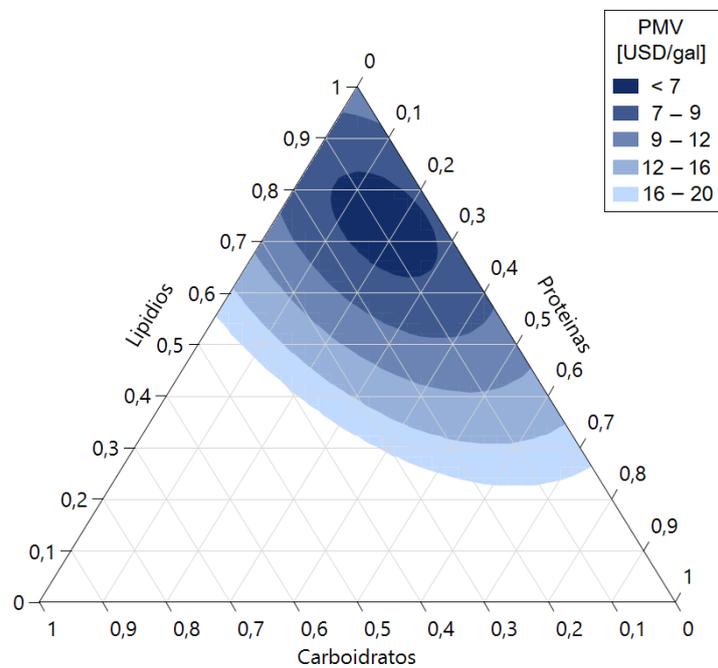
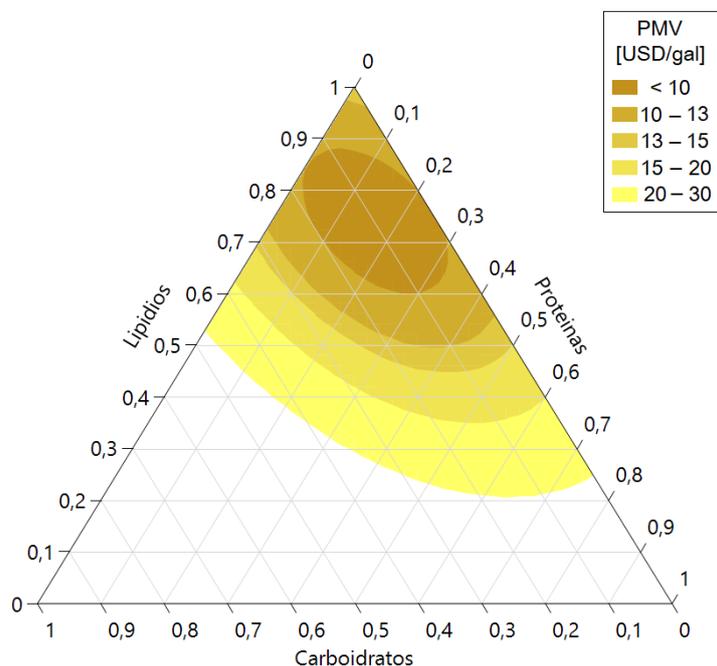


Figura 5.12 — Cenário HX-ABE: Variação do PMV de acordo com composição da biomassa de microalgas (peso seco livre de cinzas) ($R^2 = 0,9920$).



Ao observar as curvas de resposta acima, é notória a influência da composição no PMV, cuja significância estatística dos seus efeitos está disponível no Apêndice E (para p -valor $\leq 0,01$). Percebe-se que uma biomassa com mais de 65% de lipídios e menos de 30% de proteínas pode alcançar PMV menor que 7,00 USD galão⁻¹, nos cenários SC e SC-ABE; e menor que 10 USD galão⁻¹, no cenário HX-ABE. Isso torna os cenários com extração com CO₂ supercrítico próximo de ser competitivo com o óleo de peixe, conforme a **Figura 5.3**. Mas, por se tratar do preço **mínimo** de venda, o ideal seria que seu valor fosse ainda mais baixo. Já o cenário HX-ABE continuou distante da viabilidade econômica diante dos óleos considerados.

5.3 Viabilidade da produção de butanol

Buscando responder se haveria alguma composição onde a produção de butanol fosse favorecida — isto é, onde o cenário SC-ABE resultasse em um PMV menor do que para o cenário SC —, foi realizado um planejamento de misturas para a diferença entre o PMV dos dois cenários com extração com CO₂ supercrítico ($\Delta\text{PMV} = \text{PMV}_{\text{SC}} - \text{PMV}_{\text{SC-ABE}}$). A **Tabela 5.14** a seguir, mostra que os resultados nas condições do planejamento

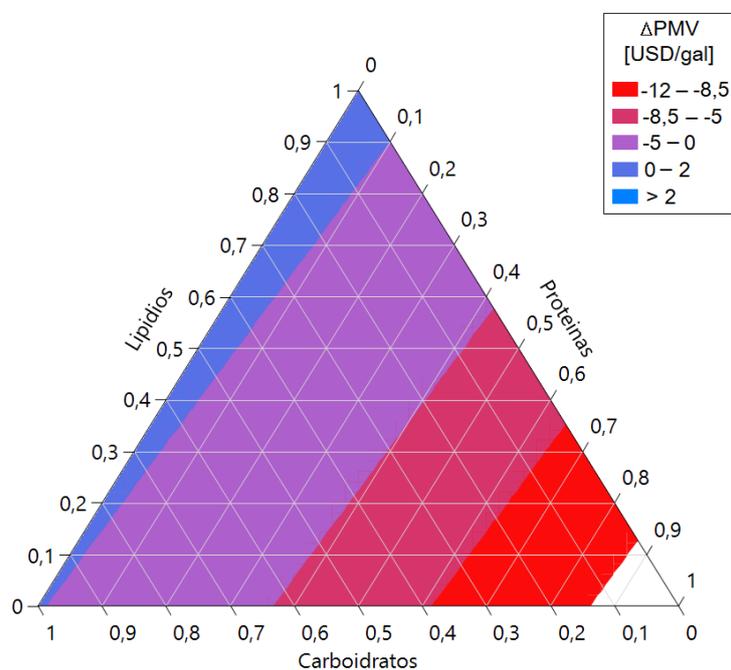
foram negativos, ou seja, não foram encontrados pontos onde o PMV_{SC-ABE} fosse menor do que o PMV_{SC} .

Tabela 5.14 — Diferença entre os PMV dos cenários SC e SC-ABE em diferentes composições.

Carboidratos	Lipídios	Proteínas	PMV (SC)	PMV (SC-ABE)	ΔPMV Observado	ΔPMV Calculado
0,010	0,140	0,850	24,11	26,30	-2,19	-0,62
0,010	0,850	0,140	6,73	7,06	-0,33	1,21
0,140	0,850	0,010	7,23	7,48	-0,25	-11,62
0,850	0,140	0,010	43,91	44,83	-0,92	-1,76
0,140	0,010	0,850	337,53	361,94	-24,41	-11,80
0,333	0,333	0,333	16,22	16,74	-0,53	-4,05

Além disso, os valores gerados não promoveram um ajuste adequado ($R^2 = 0,34$), de modo que mesmo que haja pontos máximos entre as condições, o modelo não é confiável e não é possível tirar conclusões. No entanto o diagrama foi gerado (**Figura 5.13**), ainda que incerto, para se ter ao menos algum direcionamento para um novo planejamento.

Figura 5.13 — Diferença entre os PMV dos cenários SC e SC-ABE (mal ajustado).



O diagrama acima poderia direcionar a novas simulações na região próxima da região azul, que corresponde a composições com teores muito baixos de proteínas (< 20%)

e teores muito altos de carboidratos (> 80%). Todavia considerar microalgas com tais valores de composição não é coerente. Além disso, ainda que o PMV_{SC-ABE} fosse mais baixo que o PMV_{SC} nesses pontos, seus valores absolutos são muito altos e, portanto, não competitivos.

Portanto, uma vez que não foi encontrado nenhum ponto onde o PMV_{SC-ABE} fosse competitivo e de mais baixo valor que o PMV_{SC} , pode-se concluir que a produção de butanol não é viável no processo estudado, a princípio. Porém é importante frisar que, em alguns pontos onde o PMV_{SC-ABE} é mais alto que o PMV_{SC} , os valores são bem próximos. Dessa forma, é preciso lembrar que há bastantes incertezas no modelo e que não necessariamente um PMV_{SC-ABE} real seria maior que o PMV_{SC} . Mas, dada a baixa competitividade e riscos do processo, a produção de butanol nesse processo ainda não seria recomendável.

6 CONCLUSÕES

O cenário menos dispendioso nas condições consideradas foi o de extração de lipídios por CO₂ supercrítico **sem** fermentação ABE (cenário SC) — o PMV desse cenário foi 14,83 USD galão⁻¹, enquanto esse valor para os demais foi 15,34 (cenário SC-ABE) e 20,80 (cenário HX-ABE). Por essa razão, a conversão dos carboidratos das microalgas em butanol **não** se mostrou vantajosa, uma vez que nenhum cenário com fermentação ABE resultou num preço mínimo de venda dos lipídios menor do que o do cenário SC.

Quanto à competitividade do cenário SC, a princípio, o processo não é competitivo. Para comparação, foram considerados os preços de venda de alguns óleos vegetais (de canola, de linhaça e azeite de oliva) e do óleo de peixe. O PMV dos lipídios das microalgas obtido é mais alto do que os preços de todos esses óleos considerados, apesar de se encontrar dentro da oscilação de preços do azeite de oliva. Contudo o ideal seria vender os lipídios de microalgas acima do PMV, pois este é o preço **mínimo** de venda.

Alguns fatores poderiam ser trabalhados para que a competitividade pudesse ser melhorada, sendo o cultivo de microalgas o principal aspecto a ser considerado. De forma objetiva, há três pontos principais a serem priorizados:

- Maximização e manutenção da produtividade de microalgas;
- Redução de custos de aquisição dos tanques de crescimento;
- Manipulação das condições ambientais e escolha da espécie adequada para direcionar a composição da biomassa a alto teor lipídico (> 60%), baixo a médio teor de proteínas (< 30%) e baixo teor de carboidratos (< 15%).

Somente com o direcionamento da composição ideal da biomassa, já seria possível reduzir o PMV para cerca de 6,70–7,60 USD galão⁻¹, o que é próximo do preço de venda do óleo de peixe (6,27 ± 0,69 USD galão⁻¹).

Além dos aspectos do cultivo celular, a comercialização de créditos de carbono (ou incentivos fiscais) e a manutenção de uma alta eficiência na extração de lipídios são importantes para favorecer a viabilidade do processo. Convém ressaltar que essa alta eficiência da extração de lipídios deve ser atingida em condições amenas o suficiente para não degradar os ácidos graxos insaturados, a fim de manter a qualidade dos lipídios e poder competir com os mercados considerados.

6.1 Considerações finais

Os estudos de processamento de microalgas para a produção de biocombustíveis frequentemente têm trazido resultados não tão promissores do ponto de vista econômico. Neste estudo, para o butanol, não foi diferente. No entanto, a produção de lipídios nesse processo pode ainda ter seu desempenho econômico melhorado se forem considerados outros mercados mais estratégicos.

A alta produtividade dos lipídios de microalgas com relação às fontes vegetais e a qualidade do perfil lipídico são pontos que merecem destaque. Além disso, a biofixação de dióxido de carbono e o tratamento de efluentes (neste caso, a vinhaça) são importantes vantagens ambientais, e mesmo econômicas, que o crescimento de microalgas pode trazer. Desse modo, a integração de microalgas a biorrefinarias de cana-de-açúcar ainda merece esforços para que sejam encontradas quais rotas de produção viabilizam essa integração.

Isso posto, o mercado de nutracêuticos pode ser um aliado interessante à produção de lipídios nesse processo. Pigmentos (como a ficocianina e carotenoides) e vitaminas (especialmente a B12) são produtos de alto valor agregado, o que pode favorecer o desempenho econômico. Vale destacar que a vitamina B12 é comumente produzida a partir de fontes de origem animal, sendo as microalgas, portanto, uma alternativa vegana desse produto e uma oportunidade de negócio. Estudar a viabilidade técnica da inserção dessas rotas pode ser uma oportunidade de tornar o processo viável economicamente e consolidar tal integração.

6.2 Sugestões de trabalhos futuros

No que diz respeito à continuidade desse trabalho, algumas questões ainda podem ser avaliadas:

- Realizar a avaliação do ciclo de vida do carbono para deixar a comercialização dos créditos de carbono em concordância com o RenovaBio, tal como realizado por Klein et al. (2019b);
- Realizar os balanços de massa e energia das etapas *downstream* em um simulador de processo, para um estudo mais aprofundado de cada etapa;
- Alimentar o modelo com dados atuais e de menor incerteza (p. ex. cotação atual de equipamentos com fornecedores);
- Avaliar a integração de uma rota de produção de pigmentos e/ou vitaminas ao cenário SC; produzindo, no total: lipídios, ração animal, biogás e pigmentos e/ou vitaminas.

REFERÊNCIAS

ABDI, H. K. et al. Economic comparison of a continuous ABE fermentation with and without the integration of an in situ vacuum separation unit. **The Canadian Journal of Chemical Engineering**, v. 94, n. 5, p. 833–843, maio 2016.

ABDO, S. M. et al. Primitive techno-economic study of bio-diesel and bio-active compound production from microalgae. **Bulletin of the National Research Centre**, v. 44, n. 1, p. 169, 24 set. 2020.

ABO MARKEB, A. et al. The use of magnetic iron oxide based nanoparticles to improve microalgae harvesting in real wastewater. **Water Research**, v. 159, p. 490–500, ago. 2019.

AHMAD ANSARI, F. et al. Techno-economic feasibility of algal aquaculture via fish and biodiesel production pathways: A commercial-scale application. **Science of The Total Environment**, v. 704, p. 135259, 20 fev. 2020.

ALAVIJEH, R. S. et al. Combined bead milling and enzymatic hydrolysis for efficient fractionation of lipids, proteins, and carbohydrates of *Chlorella vulgaris* microalgae. **Bioresource Technology**, v. 309, p. 123321, 1 ago. 2020.

ALBARELLI, J. Q. et al. Product diversification in the sugarcane biorefinery through algae growth and supercritical CO₂ extraction: Thermal and economic analysis. **Renewable Energy**, v. 129, p. 776–785, dez. 2018.

ALVES, M. J. et al. Biodiesel dry purification with sugarcane bagasse. **Industrial Crops and Products**, v. 89, p. 119–127, 30 out. 2016.

ANANTHI, V. et al. A realistic scenario on microalgae based biodiesel production: Third generation biofuel. **Fuel**, v. 284, p. 118965, 15 jan. 2021.

ANDRADE, D. S.; COLOZZI FILHO, A. **Microalgas de águas continentais: Potencialidades e desafios do cultivo**. Londrina: IAPAR, 2014. v. 1

ANP. RenovaBio. **Agência Nacional do Petróleo, Gás Natural e Biocombustíveis**, 13 jul. 2020. Disponível em: <<https://www.gov.br/anp/pt-br/assuntos/producao-e-fornecimento-de-biocombustiveis/renovabio/apresentacao>>. Acesso em: 23 mar. 2021

ASSUMPÇÃO, D. DE C. et al. Green energy in Africa, Asia, and South America. In: **Green energy to sustainability: strategies for global industries**. [s.l.] John Wiley & Sons, Ltd, 2020. p. 57–75.

BANERJEE, S.; RAMASWAMY, S. Dynamic process model and economic analysis of microalgae cultivation in open raceway ponds. **Algal Research**, v. 26, p. 330–340, set. 2017.

BARONI, É. et al. Nitrogen availability and the nature of extracellular organic matter of microalgae. **Industrial & Engineering Chemistry Research**, v. 59, n. 15, p. 6795–6805, 15 abr. 2020.

- BARROS, V. G. DE et al. Improved methane production from sugarcane vinasse with filter cake in thermophilic UASB reactors, with predominance of *Methanothermobacter* and *Methanosarcina* archaea and *Thermotogae* bacteria. **Bioresource Technology**, v. 244, p. 371–381, 1 nov. 2017.
- BEAL, C. M. et al. Algal biofuel production for fuels and feed in a 100-ha facility: A comprehensive techno-economic analysis and life cycle assessment. **Algal Research**, v. 10, p. 266–279, jul. 2015.
- BEZERRA, M. A. et al. Application of mixture design in analytical chemistry. **Microchemical Journal**, v. 152, p. 104336, 1 jan. 2020.
- BHARATHIRAJA, B. et al. Biobutanol – An impending biofuel for future: A review on upstream and downstream processing techniques. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 68, p. 788–807, fev. 2017.
- BONANOMI, A. **Primeira safra do RenovaBio tem 85% do etanol certificado e recorde na oferta de açúcares da cana** União Nacional da Bioenergia (UDOP), 15 dez. 2020. Disponível em: <<https://www.udop.com.br/noticia/2020/12/15/primeira-safra-do-renovabio-tem-85-do-etanol-certificado-e-recorde-na-oferta-de-acucares-da-cana.html>>. Acesso em: 20 mar. 2021
- BRAGA, V. DA S. et al. Cultivation strategy to stimulate high carbohydrate content in *Spirulina* biomass. **Bioresource Technology**, v. 269, p. 221–226, 1 dez. 2018.
- BRASIL, B. S. A. F.; SILVA, F. C. P.; SIQUEIRA, F. G. Microalgae biorefineries: The Brazilian scenario in perspective. **New Biotechnology**, v. 39, p. 90–98, out. 2017.
- BUEHLER, E. A.; MESBAH, A. Kinetic study of acetone-butanol-ethanol fermentation in continuous culture. **PLOS ONE**, v. 11, n. 8, p. e0158243, 3 ago. 2016.
- BUNGE. **Corbion acquires Bunge's stake in joint venture** Bunge, 4 jun. 2018. Disponível em: <<https://www.bunge.com/news/corbion-acquires-bunges-stake-sb-renewable-oils-joint-venture>>. Acesso em: 16 nov. 2020
- CAPORGNO, M. P. et al. Hydrothermal liquefaction of *Nannochloropsis oceanica* in different solvents. **Bioresource Technology**, v. 214, p. 404–410, 1 ago. 2016.
- CARMINATI, H. B. et al. Bioenergy and full carbon dioxide sinking in sugarcane-biorefinery with post-combustion capture and storage: Techno-economic feasibility. **Applied Energy**, v. 254, p. 113633, 15 nov. 2019.
- CARVALHO, P. I. N. DE. **Avaliação técnico-econômica do processo de obtenção de extrato de cúrcuma utilizando CO₂ supercrítico e estudo da distribuição de temperatura no leito durante a extração**. Tese de doutorado—Campinas: Universidade Estadual de Campinas, 2016.
- CARVALHO, J. **Sema autua e embarga usina responsável por acidente ambiental em Jaciara** Governo de Mato Grosso, 28 jul. 2018. Disponível em: <<http://www.mt.gov.br/-/10082962-sema-autua-e-embarga-usina-responsavel-por-acidente-ambiental-em-jaciara>>. Acesso em: 5 abr. 2021

- CARVALHO, J. L. N. et al. Agronomic and environmental implications of sugarcane straw removal: a major review. **GCB Bioenergy**, v. 9, n. 7, p. 1181–1195, 2017.
- CASTRO, Y. A. et al. Optimization of wastewater microalgae saccharification using dilute acid hydrolysis for acetone, butanol, and ethanol fermentation. **Applied Energy**, v. 140, p. 14–19, fev. 2015.
- CHACÓN, S. J. et al. Enabling butanol production from crude sugarcane bagasse hemicellulose hydrolysate by batch-feeding it into molasses fermentation. **Industrial Crops and Products**, v. 155, p. 112837, 1 nov. 2020.
- CHEN, L. et al. Improved aqueous extraction of microalgal lipid by combined enzymatic and thermal lysis from wet biomass of *Nannochloropsis oceanica*. **Bioresource Technology**, v. 214, p. 138–143, 1 ago. 2016.
- CHENG, H.-H. et al. Biological butanol production from microalgae-based biodiesel residues by *Clostridium acetobutylicum*. **Bioresource Technology**, v. 184, p. 379–385, maio 2015.
- CHOI, S.-A. et al. Effects of ionic liquid mixtures on lipid extraction from *Chlorella vulgaris*. **Renewable Energy**, v. 65, p. 169–174, 1 maio 2014.
- CHOI, S.-A. et al. Hydrothermal acid treatment for sugar extraction from *Golenkinia* sp. **Bioresource Technology**, v. 190, p. 408–411, 1 ago. 2015.
- COELHO, D. DE F. et al. Microalgae: Cultivation aspects and bioactive compounds. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 62, p. e19180343, 2019.
- CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar, v.6 - Safra 2019/2020, n.4 - Quarto levantamento**. Brasília: Companhia Nacional de Abastecimento, abr. 2020.
- CONVERTI, A. et al. Effect of temperature and nitrogen concentration on the growth and lipid content of *Nannochloropsis oculata* and *Chlorella vulgaris* for biodiesel production. **Chemical Engineering and Processing: Process Intensification**, v. 48, n. 6, p. 1146–1151, 1 jun. 2009.
- CORNELL, J. A. **Experiments with mixtures: designs, models, and the analysis of mixture data**. Nova Iorque: John Wiley & Sons, 2011. v. 403
- COSTA, J. A. V. et al. Progress in the physicochemical treatment of microalgae biomass for value-added product recovery. **Bioresource Technology**, v. 301, p. 122727, 1 abr. 2020.
- COSTA, S. S. et al. Influence of nitrogen on growth, biomass composition, production, and properties of polyhydroxyalkanoates (PHAs) by microalgae. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 116, p. 552–562, 1 set. 2018.
- COSTA, S. S. et al. Microalgae as source of polyhydroxyalkanoates (PHAs) — A review. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 131, p. 536–547, 15 jun. 2019.

CYANOTECH. **Spirulina Process**Cyanotech, [s.d.]. Disponível em: <<https://www.cyanotech.com/spirulina/spirulina-process/>>. Acesso em: 19 nov. 2020

DA MOTA, R. P. et al. Biosolid and sugarcane filter cake in the composition of organomineral fertilizer on soybean responses. **International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture**, v. 8, n. 2, p. 131–137, 1 jun. 2019.

DANTAS, E. R. S. et al. Biochemical conversion of sugarcane bagasse into the alcohol fuel mixture of isopropanol-butanol-ethanol (IBE): Is it economically competitive with cellulosic ethanol? **Bioresource Technology**, v. 314, p. 123712, 1 out. 2020.

DAVIS, R. et al. **Renewable diesel from algal lipids: an integrated baseline for cost, emissions, and resource potential from a harmonized model**. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory (NREL), 2012.

DAVIS, R. et al. **Process Design and Economics for the Conversion of Algal Biomass to Biofuels: Algal Biomass Fractionation to Lipid- and Carbohydrate-Derived Fuel Products**. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory (NREL), 2014.

DAVIS, R. et al. **Process Design and Economics for the Production of Algal Biomass: Algal Biomass Production in Open Pond Systems and Processing Through Dewatering for Downstream Conversion**. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory (NREL), 2016.

DE FARIAS SILVA, C. E. et al. Pretreatment of microalgal biomass to improve the enzymatic hydrolysis of carbohydrates by ultrasonication: Yield vs energy consumption. **Journal of King Saud University - Science**, v. 32, n. 1, p. 606–613, 1 jan. 2020.

DE FARIAS SILVA, C. E.; SFORZA, E. Carbohydrate productivity in continuous reactor under nitrogen limitation: Effect of light and residence time on nutrient uptake in *Chlorella vulgaris*. **Process Biochemistry**, v. 51, n. 12, p. 2112–2118, 1 dez. 2016.

DE MEDEIROS, V. P. B. et al. Microalgae in the meat processing chain: feed for animal production or source of techno-functional ingredients. **Current Opinion in Food Science**, v. 37, p. 125–134, 2021.

DOS SANTOS VIEIRA, C. F. et al. Isopropanol-butanol-ethanol (IBE) production in repeated-batch cultivation of *Clostridium beijerinckii* DSM 6423 immobilized on sugarcane bagasse. **Fuel**, v. 263, p. 116708, 2020.

DURÃO, M. **Produção de biocombustível a partir de lixo pode deslançar com Lei do Gás e agenda ESG**Estadão, 18 fev. 2021. Disponível em: <<https://economia.estadao.com.br/noticias/geral,producao-de-biocombustivel-a-partir-de-lixo-pode-deslanchar-com-lei-do-gas-e-agenda-esg,70003619898>>. Acesso em: 14 mar. 2021

ELAIUY, M. L. C. **Biodigestão anaeróbia da vinhaça de cana-de-açúcar: Abordagem do modelo ADM1 e eficiência de biodegradação no solo**. Tese de doutorado—Campinas: Universidade Estadual de Campinas, 2016.

ELLIS, J. T. et al. Acetone, butanol, and ethanol production from wastewater algae. **Bioresource Technology**, v. 111, p. 491–495, maio 2012.

ESFAHANI, H. S.; KHOSHSIMA, A.; PAZUKI, G. Choline chloride-based deep eutectic solvents as green extractant for the efficient extraction of 1-butanol or 2-butanol from azeotropic n-heptane + butanol mixtures. **Journal of Molecular Liquids**, v. 313, p. 113524, 1 set. 2020.

FERNANDES, A. **Justiça proíbe descarte excessivo de vinhaça após infestação de moscas | Cana OnlineCana Online**, 4 set. 2019. Disponível em: <<http://www.canaonline.com.br/conteudo/justica-proibe-descarte-excessivo-de-vinhaca-apos-infestacao-de-moscas.html>>. Acesso em: 5 abr. 2021

FERREIRA, G. F. et al. A review on lipid production from microalgae: Association between cultivation using waste streams and fatty acid profiles. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 109, p. 448–466, jul. 2019.

FUESS, L. T. et al. Diversifying the technological strategies for recovering bioenergy from the two-phase anaerobic digestion of sugarcane vinasse: An integrated techno-economic and environmental approach. **Renewable energy**, v. 122, p. 674–687, 2018.

FURTADO JÚNIOR, J. C. et al. Biorefineries productive alternatives optimization in the brazilian sugar and alcohol industry. **Applied Energy**, v. 259, p. 113092, 1 fev. 2020.

GAO, K.; ORR, V.; REHMANN, L. Butanol fermentation from microalgae-derived carbohydrates after ionic liquid extraction. **Bioresource Technology**, v. 206, p. 77–85, abr. 2016.

GIFUNI, I. et al. Current bottlenecks and challenges of the microalgal biorefinery. **Trends in Biotechnology**, v. 37, n. 3, p. 242–252, 1 mar. 2019.

GO 4 WORLD BUSINESS. **Caustic Soda Pearl 99% Min by Weifang Longstar Chemical Inc.. Supplier from China**. Disponível em: <https://www.go4worldbusiness.com/pref_product/view/1163403/caustic-soda-pearl-99%25-min.html>. Acesso em: 6 fev. 2021.

GOHAIN, M. et al. Bio-ethanol production: A route to sustainability of fuels using bio-based heterogeneous catalyst derived from waste. **Process Safety and Environmental Protection**, v. 146, p. 190–200, 1 fev. 2021.

GONÇALVES, A. L.; PIRES, J. C. M.; SIMÕES, M. A review on the use of microalgal consortia for wastewater treatment. **Algal Research**, Wastewater and Algae; opportunities, challenges and long term sustainability. v. 24, p. 403–415, 1 jun. 2017.

GONZÁLEZ-BALDERAS, R. M.; VELÁSQUEZ-ORTA, S. B.; LEDESMA, M. T. O. Biorefinery process intensification by ultrasound and ozone for phosphorus and biocompounds recovery from microalgae. **Chemical Engineering and Processing - Process Intensification**, v. 153, p. 107951, 1 jul. 2020.

GONZÁLEZ-PEÑAS, H. et al. Altered *Clostridia* response in extractive ABE fermentation with solvents of different nature. **Biochemical Engineering Journal**, v. 154, p. 107455, 15 fev. 2020.

GUO, Y. et al. Porous activated carbons derived from waste sugarcane bagasse for CO₂ adsorption. **Chemical Engineering Journal**, v. 381, p. 122736, 1 fev. 2020.

HAN, S.-F. et al. Application of pulse electric field pretreatment for enhancing lipid extraction from *Chlorella pyrenoidosa* grown in wastewater. **Renewable Energy**, v. 133, p. 233–239, 1 abr. 2019.

HILLESTAD, M. **Chemical Engineering Plant Cost Index (averaged over year)**, 2012. Disponível em: <http://www.nt.ntnu.no/users//magnehi/cepci_2011_py.pdf>

HOSSAIN, N. et al. Feasibility of microalgae as feedstock for alternative fuel in Malaysia: A review. **Energy Strategy Reviews**, v. 32, p. 100536, 1 nov. 2020.

HUANG, H.; SINGH, V.; QURESHI, N. Butanol production from food waste: a novel process for producing sustainable energy and reducing environmental pollution. **Biotechnology for Biofuels**, v. 8, n. 1, p. 147, 15 set. 2015.

HUMBIRD, D. et al. **Process Design and Economics for Biochemical Conversion of Lignocellulosic Biomass to Ethanol: Dilute-Acid Pretreatment and Enzymatic Hydrolysis of Corn Stover**. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory (NREL), 2011.

IBRAHIM, M. F. et al. Cellulosic biobutanol by Clostridia: Challenges and improvements. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 79, p. 1241–1254, 1 nov. 2017.

INVESTING. **Crédito Carbono Futuros Preços - Investing.com**. Disponível em: <<https://br.investing.com/commodities/carbon-emissions>>. Acesso em: 5 abr. 2021.

JAFARI, A. et al. New insights to direct conversion of wet microalgae impregnated with ethanol to biodiesel exploiting extraction with supercritical carbon dioxide. **Fuel**, v. 285, p. 119199, 1 fev. 2021.

JENKINS, S. Economic Indicators: CEPCI. **Chemical Engineering**, 19 mar. 2015. Disponível em: <<https://www.chemengonline.com/economic-indicators-cepci/?printmode=1>>. Acesso em: 8 jun. 2021

JENKINS, S. Current economic trends: CEPCI January (prelim.) and December (final). **Chemical Engineering**, 17 mar. 2017. Disponível em: <<https://www.chemengonline.com/current-economic-trends-cepci-january-prelim-and-december-final/>>. Acesso em: 8 jun. 2021

JENKINS, S. CEPCI Updates: January 2018 (prelim.) and December 2017 (final). **Chemical Engineering**, 19 mar. 2018. Disponível em: <<https://www.chemengonline.com/cepci-updates-january-2018-prelim-and-december-2017-final/?printmode=1>>. Acesso em: 8 jun. 2021

JENKINS, S. Chemical Engineering Plant Cost Index: 2018 Annual Value. **Chemical Engineering**, 20 mar. 2019. Disponível em: <<https://www.chemengonline.com/2019-cepci-updates-january-prelim-and-december-2018-final/>>. Acesso em: 8 jun. 2021

JENKINS, S. 2019 Chemical Engineering Plant Cost Index Annual Average. **Chemical Engineering**, 20 mar. 2020. Disponível em: <<https://www.chemengonline.com/2019-chemical-engineering-plant-cost-index-annual-average/>>. Acesso em: 8 jun. 2021

JERNIGAN, A. et al. Effects of drying and storage on year-round production of butanol and biodiesel from algal carbohydrates and lipids using algae from water remediation. **Environmental Progress & Sustainable Energy**, v. 32, n. 4, p. 1013–1022, dez. 2013.

JUÁREZ, J. M. et al. Sequential valorisation of microalgae biomass grown in pig manure treatment photobioreactors. **Algal Research**, v. 50, p. 101972, 1 set. 2020.

JUNQUEIRA, T. L. **Techno-economic feasibility analysis of process alternatives for ethanol production in Brazil**. Tese de doutorado—Campinas: Universidade Estadual de Campinas, 2015.

KENNEDY, H. T. **Prices for soybean meal reach annual high** **Biofuels Digest**, 2019. Disponível em: <<https://www.biofuelsdigest.com/bdigest/2019/11/16/prices-for-soybean-meal-reach-annual-high/>>. Acesso em: 6 fev. 2021

KERIS-SEN, U. D.; GUROL, M. D. Using ozone for microalgal cell disruption to improve enzymatic saccharification of cellular carbohydrates. **Biomass and Bioenergy**, v. 105, p. 59–65, 1 out. 2017.

KHOSLA, R.; KAMAT, A. S.; NARAYANAMURTI, V. Successful clean energy technology transitions in emerging economies: learning from India, China, and Brazil. **Progress in Energy**, v. 2, n. 4, p. 043002, out. 2020.

KIHARA, T. et al. Highly efficient continuous acetone–butanol–ethanol production from mixed sugars without carbon catabolite repression. **Bioresource Technology Reports**, v. 7, p. 100185, 1 set. 2019.

KIM, S.-S. et al. Pyrolysis of microalgae residual biomass derived from *Dunaliella tertiolecta* after lipid extraction and carbohydrate saccharification. **Chemical Engineering Journal**, v. 263, p. 194–199, 1 mar. 2015.

KIM, T.-H. et al. A novel process for the coproduction of biojet fuel and high-value polyunsaturated fatty acid esters from heterotrophic microalgae *Schizochytrium* sp. ABC101. **Renewable Energy**, 9 out. 2020.

KLEIN, B. C. et al. Beyond ethanol, sugar, and electricity: a critical review of product diversification in Brazilian sugarcane mills. **Biofuels, Bioproducts and Biorefining**, v. 13, n. 3, p. 809–821, 2019a.

KLEIN, B. C. et al. Low carbon biofuels and the New Brazilian National Biofuel Policy (RenovaBio): A case study for sugarcane mills and integrated sugarcane-microalgae biorefineries. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 115, p. 109365, nov. 2019b.

KLEIN, B. C.; BONOMI, A.; MACIEL FILHO, R. Integration of microalgae production with industrial biofuel facilities: A critical review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 82, p. 1376–1392, 2018.

KOSTIK, V.; MEMETI, S.; BAUER, B. Fatty acid composition of edible oils and fats. **Journal of Hygienic Engineering and Design**, v. 4, p. 112–116, 2013.

- KOUTRA, E. et al. Bio-based products from microalgae cultivated in digestates. **Trends in Biotechnology**, v. 36, n. 8, p. 819–833, ago. 2018.
- KOYANDE, A. K. et al. Microalgae: A potential alternative to health supplementation for humans. **Food Science and Human Wellness**, v. 8, n. 1, p. 16–24, 1 mar. 2019.
- KULKARNI, S.; NIKOLOV, Z. Process for selective extraction of pigments and functional proteins from *Chlorella vulgaris*. **Algal Research**, v. 35, p. 185–193, 1 nov. 2018.
- LANG, I. et al. Fatty acid profiles and their distribution patterns in microalgae: a comprehensive analysis of more than 2000 strains from the SAG culture collection. **BMC Plant Biology**, v. 11, n. 1, p. 124, 6 set. 2011.
- LEE, S. Y. et al. Cell disruption and lipid extraction for microalgal biorefineries: A review. **Bioresource Technology**, SI:Algal Biorefinery. v. 244, p. 1317–1328, 1 nov. 2017.
- LEMPERT, M. **A review of the existing and prospective methods for the reuse of CO₂ collected with carbon capture technology**. Raleigh, NC (EUA): North Carolina State University, 2016.
- LIU, L.; POHNERT, G.; WEI, D. Extracellular metabolites from industrial microalgae and their biotechnological potential. **Marine Drugs**, v. 14, n. 10, 20 out. 2016.
- LORENZEN, J. et al. Extraction of microalgae derived lipids with supercritical carbon dioxide in an industrial relevant pilot plant. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 40, n. 6, p. 911–918, 1 jun. 2017.
- LORENZI, B. R. et al. Second generation ethanol in Brazil: policies and socio-technical networks. **Revista Brasileira de Ciências Sociais**, v. 34, n. 100, 2019.
- LUPATINI, A. L. et al. Protein and carbohydrate extraction from *S. platensis* biomass by ultrasound and mechanical agitation. **Food Research International**, Microalgae and Seaweeds as Potential Source of Valuable Nutrients, Food Additives and Nutraceuticals for Human and Animal Consumption. v. 99, p. 1028–1035, 1 set. 2017.
- MAHDY, A. et al. Enhanced methane production of *Chlorella vulgaris* and *Chlamydomonas reinhardtii* by hydrolytic enzymes addition. **Energy Conversion and Management**, v. 85, p. 551–557, 1 set. 2014.
- MANDIK, Y. I. et al. Zero-waste biorefinery of oleaginous microalgae as promising sources of biofuels and biochemicals through direct transesterification and acid hydrolysis. **Process Biochemistry**, v. 95, p. 214–222, 1 ago. 2020.
- MARAVIĆ, N. et al. Subcritical water hydrolysis of sugar beet pulp towards production of monosaccharide fraction. **Industrial Crops and Products**, v. 115, p. 32–39, 1 maio 2018.
- MARIANO, A. P. et al. Energy requirements for butanol recovery using the flash fermentation technology. **Energy & Fuels**, v. 25, n. 5, p. 2347–2355, 19 maio 2011.
- MARIANO, A. P. et al. Butanol production in a first-generation Brazilian sugarcane biorefinery: Technical aspects and economics of greenfield projects. **Bioresource Technology**, v. 135, p. 316–323, maio 2013a.

- MARIANO, A. P. et al. Utilization of pentoses from sugarcane biomass: Techno-economics of biogas vs. butanol production. **Bioresource Technology**, v. 142, p. 390–399, ago. 2013b.
- MARIANO, A. P. et al. *Clostridia* and process engineering for energy generation. In: **Green energy to sustainability: strategies for global industries**. [s.l.] John Wiley & Sons, Ltd, 2020. p. 239–267.
- MARIANO, A. P.; MACIEL FILHO, R. M. Improvements in biobutanol fermentation and their impacts on distillation energy consumption and wastewater generation. **BioEnergy Research**, v. 5, n. 2, p. 504–514, jun. 2012.
- MARQUES, S. S. I. et al. Growth of *Chlorella vulgaris* on sugarcane vinasse: The effect of anaerobic digestion pretreatment. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 171, n. 8, p. 1933–1943, dez. 2013.
- MARTÍN-JUÁREZ, J. et al. 8 - Breakthroughs in bioalcohol production from microalgae: Solving the hurdles. In: GONZALEZ-FERNANDEZ, C.; MUÑOZ, R. (Eds.). **Microalgae-Based Biofuels and Bioproducts**. Woodhead Publishing Series in Energy. [s.l.] Woodhead Publishing, 2017. p. 183–207.
- MINISTÉRIO DE MINAS E ENERGIA. **Consulta pública n° 70 de 30 de abril de 2019**. Disponível em: <<http://antigo.mme.gov.br/>>. Acesso em: 23 mar. 2021.
- MINISTÉRIO DE MINAS E ENERGIA. Renovabio é sucesso em 2020 e traz novas perspectivas para o mercado de biocombustíveis em 2021. **MME**, 10 fev. 2021. Disponível em: <<https://www.gov.br/mme/pt-br/assuntos/noticias/renovabio-e-sucesso-em-2020-e-traz-novas-perspectivas-para-o-mercado-de-biocombustiveis-em-2021>>. Acesso em: 23 mar. 2021
- MOBIN, S. M. A.; CHOWDHURY, H.; ALAM, F. Commercially important bioproducts from microalgae and their current applications – A review. **Energy Procedia**, 2nd International Conference on Energy and Power, ICEP2018, 13–15 December 2018, Sydney, Australia. v. 160, p. 752–760, 1 fev. 2019.
- MONCADA, J.; TAMAYO, J. A.; CARDONA, C. A. Integrating first, second, and third generation biorefineries: Incorporating microalgae into the sugarcane biorefinery. **Chemical Engineering Science**, v. 118, p. 126–140, out. 2014.
- MORAES, B. S. et al. Anaerobic digestion of vinasse from sugarcane biorefineries in Brazil from energy, environmental, and economic perspectives: Profit or expense? **Applied Energy**, v. 113, p. 825–835, jan. 2014.
- MORAES, B. S.; ZAIAT, M.; BONOMI, A. Anaerobic digestion of vinasse from sugarcane ethanol production in Brazil: Challenges and perspectives. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 44, p. 888–903, abr. 2015.
- MOREIRA, M. M. et al. Socio-environmental and land-use impacts of double-cropped maize ethanol in Brazil. **Nature Sustainability**, p. 1–8, 2020.

- MOURELLE, M. L.; GÓMEZ, C. P.; LEGIDO, J. L. The potential use of marine microalgae and cyanobacteria in cosmetics and thalassotherapy. **Cosmetics**, v. 4, n. 4, p. 46, dez. 2017.
- MUSTAFI, N. N.; AGARWAL, A. K. Biogas for transport sector: Current status, barriers, and path forward for large-scale adaptation. In: SINGH, A. P. et al. (Eds.). . **Alternative Fuels and Their Utilization Strategies in Internal Combustion Engines**. Energy, Environment, and Sustainability. Singapore: Springer, 2020. p. 229–271.
- NETO, A. E. **Estado da Arte da Vinhaça**. Piracicaba: UNICA, 2016.
- NGUYEN, H. C. et al. Sugarcane bagasse as a novel carbon source for heterotrophic cultivation of oleaginous microalga *Schizochytrium* sp. **Industrial Crops and Products**, v. 121, p. 99–105, 1 out. 2018.
- OBEID, S. et al. Supercritical carbon dioxide extraction and fractionation of lipids from freeze-dried microalgae *Nannochloropsis oculata* and *Chlorella vulgaris*. **Algal Research**, v. 34, p. 49–56, 1 set. 2018.
- ORSAVOVA, J. et al. Fatty acids composition of vegetable oils and its contribution to dietary energy intake and dependence of cardiovascular mortality on dietary intake of fatty acids. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 16, n. 6, p. 12871–12890, jun. 2015.
- PANG, Z.-W. et al. Butanol production employing fed-batch fermentation by *Clostridium acetobutylicum* GX01 using alkali-pretreated sugarcane bagasse hydrolysed by enzymes from *Thermoascus aurantiacus* QS 7-2-4. **Bioresource Technology**, v. 212, p. 82–91, 1 jul. 2016.
- PATIL, R. C. et al. Chapter 8 - Current challenges and advances in butanol production. In: RAI, M.; INGLE, A. P. (Eds.). . **Sustainable Bioenergy**. [s.l.] Elsevier, 2019. p. 225–256.
- PEREIRA, G. C. Q. et al. Process design and economics of a flexible ethanol-butanol plant annexed to a eucalyptus kraft pulp mill. **Bioresource Technology**, v. 250, p. 345–354, fev. 2018.
- PETERS, M. S.; TIMMERHAUS, K. D.; WEST, R. E. **Plant design and economics for chemical engineers**. [s.l.] McGraw-Hill New York, 2003. v. 4
- PHWAN, C. K. et al. Overview: Comparison of pretreatment technologies and fermentation processes of bioethanol from microalgae. **Energy Conversion and Management**, v. 173, p. 81–94, 1 out. 2018.
- PLAZA, P. E. et al. Biobutanol production from brewer's spent grain hydrolysates by *Clostridium beijerinckii*. **Bioresource Technology**, v. 244, p. 166–174, 1 nov. 2017.
- PREISIG, H. R.; ANDERSEN, R. A. Historical Review of Algal Culturing Techniques. In: **Algal Culturing Techniques**. Londres: Elsevier Academic Press, 2005. p. 1–12.
- QURESHI, N. et al. Energy-efficient recovery of butanol from model solutions and fermentation broth by adsorption. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 27, n. 4, p. 215–222, 1 jul. 2005.

- QURESHI, N. et al. Global view of biofuel butanol and economics of its production by fermentation from sweet sorghum bagasse, food waste, and yellow top presscake: Application of novel technologies. **Fermentation**, v. 6, n. 2, p. 58, jun. 2020.
- RAMOS, C. S. Novo impulso ao etanol celulósico no país. **Valor Econômico**, 17 jun. 2020. Disponível em: <<http://valor.globo.com/agronegocios/noticia/2020/06/17/novo-impulso-ao-etanol-celulosico-no-pais.ghtml>>. Acesso em: 12 nov. 2020
- RIOS, L. F. et al. Nitrogen starvation for lipid accumulation in the microalga species *Desmodesmus* sp. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 175, n. 1, p. 469–476, 1 jan. 2015.
- RIOS PINTO, L. F.; FERREIRA, G. F.; TASIC, M. Chapter 1 - Cultivation techniques. In: GALANAKIS, C. M. (Ed.). **Microalgae**. [s.l.] Academic Press, 2021. p. 1–33.
- RODRIGUEZ, R. P.; MANOCHIO, C.; MORAES, B. DE S. Energy integration of biogas production in an integrated 1G2G sugarcane biorefinery: Modeling and simulation. **BioEnergy Research**, v. 12, n. 1, p. 158–167, mar. 2019.
- RULLI, M. M.; VILLEGAS, L. B.; COLIN, V. L. Treatment of sugarcane vinasse using an autochthonous fungus from the northwest of Argentina and its potential application in fertigation practices. **Journal of Environmental Chemical Engineering**, v. 8, n. 5, p. 104371, 2020.
- SANTANA, H. et al. Microalgae cultivation in sugarcane vinasse: Selection, growth and biochemical characterization. **Bioresource Technology**, v. 228, p. 133–140, mar. 2017.
- SANTOS, J. H. P. M. et al. Fractionation of *Isochrysis galbana* proteins, arabinans, and glucans using ionic-liquid-based aqueous biphasic systems. **ACS Sustainable Chemistry & Engineering**, v. 6, n. 11, p. 14042–14053, 5 nov. 2018.
- SHANMUGAM, S. et al. Recent developments and strategies in genome engineering and integrated fermentation approaches for biobutanol production from microalgae. **Fuel**, v. 285, p. 119052, 1 fev. 2021.
- SHOKRKAR, H.; EBRAHIMI, S.; ZAMANI, M. Bioethanol production from acidic and enzymatic hydrolysates of mixed microalgae culture. **Fuel**, v. 200, p. 380–386, 15 jul. 2017.
- SILVA, M. A. DA et al. Heterotrophic growth of green microalgae *Desmodesmus subspicatus* in ethanol distillation wastewater (vinasse) and lipid extraction with supercritical CO₂: Heterotrophic growth and lipid extraction of microalgae. **Journal of Chemical Technology & Biotechnology**, v. 92, n. 3, p. 573–579, mar. 2017.
- SIVARAMAKRISHNAN, R.; INCHAROENSAKDI, A. Utilization of microalgae feedstock for concomitant production of bioethanol and biodiesel. **Fuel**, v. 217, p. 458–466, 1 abr. 2018.
- SOLANKI, M. K. et al. Intercropping in sugarcane cultivation influenced the soil properties and enhanced the diversity of vital diazotrophic bacteria. **Sugar Tech**, v. 19, n. 2, p. 136–147, 1 abr. 2017.

- SOUSA, J. C. L. et al. **Otimização de misturas de ácidos para dissolução de óxidos de ferro em solo.** . In: XLVII CONGRESSO BRASILEIRO DE QUÍMICA. 2007. Disponível em: <<http://www.abq.org.br/cbq/2007/trabalhos/4/4-136-340.htm>>. Acesso em: 9 dez. 2020
- SOUZA, M. E.; FUZARO, G.; POLEGATO, A. R. Thermophilic anaerobic digestion of vinasse in pilot plant UASB reactor. **Water Science and Technology**, v. 25, n. 7, p. 213–222, 1 abr. 1992.
- STATISTA. **Fish oil: annual price worldwide 2015-2018.** Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/762335/fish-oil-price-worldwide/>>. Acesso em: 29 jan. 2021.
- STATISTA. **Biofuel production in leading countries 2019.** Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/274168/biofuel-production-in-leading-countries-in-oil-equivalent/>>. Acesso em: 15 mar. 2021.
- SU, C. et al. Integrated ethanol fermentation and acetone-butanol-ethanol fermentation using sweet sorghum bagasse. **Renewable Energy**, v. 162, p. 1125–1131, 1 dez. 2020.
- SUAREZ RUIZ, C. A. et al. Selective fractionation of free glucose and starch from microalgae using aqueous two-phase systems. **Algal Research**, v. 46, p. 101801, 1 mar. 2020.
- SUGANYA, T. et al. Macroalgae and microalgae as a potential source for commercial applications along with biofuels production: A biorefinery approach. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 55, p. 909–941, 1 mar. 2016.
- SYDNEY, E. B. et al. Microalgal biorefineries: Integrated use of liquid and gaseous effluents from bioethanol industry for efficient biomass production. **Bioresource Technology**, v. 292, p. 121955, nov. 2019.
- SYDNEY, E. B. et al. Current developments and challenges of green technologies for the valorization of liquid, solid, and gaseous wastes from sugarcane ethanol production. **Journal of Hazardous Materials**, v. 404, p. 124059, 15 fev. 2021.
- TAN, K. W. M.; LEE, Y. K. Expression of the heterologous *Dunaliella tertiolecta* fatty acyl-ACP thioesterase leads to increased lipid production in *Chlamydomonas reinhardtii*. **Journal of Biotechnology**, v. 247, p. 60–67, 10 abr. 2017.
- TANG, X. et al. Element and chemical compounds transfer in bio-crude from hydrothermal liquefaction of microalgae. **Bioresource Technology**, v. 202, p. 8–14, 1 fev. 2016.
- TASIĆ, M. B. et al. Estimating the elemental biomass composition of *Desmodesmus* sp. cultivated in sugarcane stillage. **Advanced Technologies**, v. 5, n. 2, p. 33–37, 2016.
- TOWLER, G.; SINNOTT, R. **Chemical engineering design: principles, practice and economics of plant and process design.** [s.l.] Elsevier, 2012.
- TREVISAN, E. et al. *Chlorella vulgaris* growth in different biodigested vinasse concentrations: biomass, pigments and final composition. **Water Science and Technology**, v. 82, n. 6, p. 1111–1119, 15 set. 2020.

- TRIDGE. **Linseed Oil global wholesale market prices**. Disponível em: <<https://www.tridge.com/intelligences/linseed-oil/price>>. Acesso em: 27 fev. 2021.
- TRITON ALGAE INNOVATIONS. **Nutritious Ingredients**. Disponível em: <<https://www.tritonai.com/technology/nutritious-ingredients>>. Acesso em: 2 nov. 2020.
- TRIVEDI, J. et al. Algae based biorefinery—How to make sense? **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 47, p. 295–307, jul. 2015.
- UNICA. **A bioeletricidade da cana: Julho de 2019**. [s.l.] União da Indústria de Cana-de-Açúcar (UNICA), jul. 2019. Disponível em: <<https://www.unica.com.br/wp-content/uploads/2019/07/UNICA-Bioeletricidade-julho2019-1.pdf>>. Acesso em: 13 nov. 2020.
- VALLES, A. et al. Comparison of simultaneous saccharification and fermentation and separate hydrolysis and fermentation processes for butanol production from rice straw. **Fuel**, v. 282, p. 118831, 15 dez. 2020.
- VASISTHA, S. et al. Current advances in microalgae harvesting and lipid extraction processes for improved biodiesel production: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, p. 110498, 28 out. 2020.
- VEIGA, M. C. et al. Magnetic fields: biomass potential of *Spirulina* sp. for food supplement. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, 6 mar. 2020.
- VITAL, A. **Bolsonaro inaugura primeira planta de biogás da Raízen**, 16 out. 2020. Disponível em: <<https://jornalcana.com.br/bolsonaro-inaugura-primeira-planta-de-biogas-da-raizen/>>. Acesso em: 11 nov. 2020
- WANG, H.-Y.; BLUCK, D.; VAN WIE, B. J. Conversion of microalgae to jet fuel: Process design and simulation. **Bioresource Technology**, v. 167, p. 349–357, 1 set. 2014.
- WU, C. et al. Aqueous enzymatic process for cell wall degradation and lipid extraction from *Nannochloropsis* sp. **Bioresource Technology**, v. 223, p. 312–316, 1 jan. 2017.
- WU, Y. et al. High temperature simultaneous saccharification and fermentation of corn stover for efficient butanol production by a thermotolerant *Clostridium acetobutylicum*. **Process Biochemistry**, v. 100, p. 20–25, 1 jan. 2021.
- YEONG, T. K. et al. Microalgae for biobutanol production – Technology evaluation and value proposition. **Algal Research**, v. 31, p. 367–376, abr. 2018.
- YUAN, T. et al. Microalgae pretreatment with liquid hot water to enhance enzymatic hydrolysis efficiency. **Bioresource Technology**, v. 220, p. 530–536, 1 nov. 2016.
- ZHANG, B. et al. Bio-oil production from hydrothermal liquefaction of ultrasonic pre-treated *Spirulina platensis*. **Energy Conversion and Management**, v. 159, p. 204–212, 1 mar. 2018.
- ZHANG, W. **Techno-Economic Analysis (TEA) and Environmental Impact Assessment (EIA) of corn biorefinery and bioprocessing operation**. Doutorado em Engenharia Agrícola e de Biosistemas—Ames, IA (EUA): Iowa State University, 2017.

ZIMMERMANN, A. et al. **Techno-economic assessment & life-cycle assessment guidelines for CO₂ utilization**. [s.l.] Global CO₂ Initiative - University of Michigan, 2018. Disponível em: <<https://deepblue.lib.umich.edu/handle/2027.42/145436>>.

APÊNDICE A: Balanços de Massa

Tabela A.1 — Balanço de massa do cenário SC.

Corrente	100	110	200	250	260	270	280	290	300	310	320
Temperatura [°C]	20	20	35	35	35	35	35	35	25	25	25
Conc. de microalgas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	24824	24824	547763	3330	19781	524644	8	285015	1040	16	1461
Água [kg h ⁻¹]	0	0	535444	0	13728	521716	0	283348	0	0	1461
DQO [kg h ⁻¹]	0	0	10986	0	0	1648	0	938	0	0	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	0	194	0	39	147	8	84	0	0	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	13	0	6	6	0	4	0	0	0
Sais [kg h ⁻¹]	0	0	1127	0	0	1127	0	642	0	0	0
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	2531	0	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	24824	24824	0	766	0	0	0	0	1040	0	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	33	0	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0
Amônia [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	6008	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos.

^a Não é considerada a massa do lodo.

Tabela A.2 — Balanço de massa do cenário SC (continuação).

Corrente	330	420	400	410	430	440	450	460	470	480
Temperatura [°C]	25	25	25	25	25	25	25	25	25	25
Conc. de microalgas [%]	-	29,4%	-	-	-	-	0,05%	1,0%	0,01%	13,0%
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	914	1604	46964	239629	613	41264	38303772	1731786	166538	132548
Água [kg h ⁻¹]	0	1129	0	238368	0	0	38070665	1704891	165597	114673
DQO [kg h ⁻¹]	0	0	0	709	0	0	120290	5387	523	362
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	0	0	63	0	0	10738	481	47	32
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	0	3	0	0	458	21	2	1
Sais [kg h ⁻¹]	0	0	0	485	0	0	82256	3684	358	248
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	104	0	46964	0	0	4696	0	0	0	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	810	0	0	0	0	36567	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	471	0	0	0	0	19242	17318	11	17231
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	1	0	0	199	0	40	2	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	0	2	0	0	414	0	83	4	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos.

Tabela A.3 — Balanço de massa do cenário SC (continuação).

Corrente	490	500	550	600	1000	1050
Temperatura [°C]	25	25	-	-	-	-
Conc. de microalgas [%]	0,01%	22,0%	-	17%	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	35,0%	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	38061260	75974	4873	71101	14320	56781
Água [kg h ⁻¹]	37846139	58929	0	58929	2148	56781
DQO [kg h ⁻¹]	119581	186	0	186	186	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	10675	17	0	17	17	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	456	1	0	1	1	0
Sais [kg h ⁻¹]	81770	127	0	127	127	0
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	2517	16714	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	11841	11841	0
DAP [kg h ⁻¹]	40	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	83	0	0	0	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	4873	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos.

Tabela A.4 — Balanço de massa do cenário SC-ABE.

Corrente	100	110	200	250	260	270	280	290	300	310
Temperatura [°C]	20	20	35	35	35	35	35	35	25	25
Conc. de microalgas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	24824	24824	547763	3329,76	19781	524644	8	277324	1073	1508
Água [kg h ⁻¹]	0	0	535444	0	13728	521716	0	275697	0	1508
DQO [kg h ⁻¹]	0	0	10986	0	0	1648	0	916	0	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	0	194	0	39	147	8	82	0	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	13	0	6	6	0	3	0	0
Sais [kg h ⁻¹]	0	0	1127	0	0	1127	0	626	0	0
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	2531	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	24824	24824	0	766	0	0	0	0	1073	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	33	0	0	0	0	0	0
H ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	6008	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

^a Não é considerada a massa do lodo.

Tabela A.5 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).

Corrente	320	330	420	400	410	430	440	450	460	470	480
Temperatura [°C]	25	25	25	25	25	25	25	25	25	25	25
Conc. de microalgas [%]	-	-	29,4%	-	-	-	-	-	1,0%	0,01%	13,0%
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	17	943	1655	48471	247320	633	42588	39533191	1787371	171883	136803
Água [kg h ⁻¹]	0	0	1166	0	246019	0	0	39292601	1759612	170912	118353
DQO [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	732	0	0	124151	5560	540	374
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	65	0	0	11083	496	48	33
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	3	0	0	473	21	2	1
Sais [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	501	0	0	84896	3802	369	256
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	0	107	0	48471	0	0	4847	0	0	0	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	836	0	0	0	0	37741	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	487	0	0	0	0	19860	17874	11	17784
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	5	0	1	0	0	206	0	41	2	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	11	0	2	0	0	427	0	86	4	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

Tabela A.6 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).

Corrente	490	500	550	600	610	620	630	640	650	660	670
Temperatura [°C]	25	25	-	25	25	25	25	32	32	32	33
Conc. de microalgas [%]	0,01%	22,0%	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	41	43	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	39282895	78413	5029	73293	9001	64292	8474	17478	157	1430	2077
Água [kg h ⁻¹]	39060869	60820	0	60730	7458	53272	8431	15898	0	0	2077
DQO [kg h ⁻¹]	123419	192	0	192	24	169	0	24	0	0	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	11018	17	0	17	2	15	0	2	0	0	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	470	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0
Sais [kg h ⁻¹]	84395	131	0	131	16	115	0	16	0	0	0
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	153	1388	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	4	42	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	2598	17251	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	9543	1172	8371	0	1172	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	41	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	85	0	0	0	0	0	43	37	0	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	5029	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	2588	318	2270	0	156	0	0	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	91	11	79	0	11	0	0	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	19	0	0	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	72	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	15	0	0	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	44	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

Tabela A.7 — Balanço de massa do cenário SC-ABE (continuação).

Corrente	680	700	750	760	770	780	790	1000	1050
Temperatura [°C]	25	32	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de microalgas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	37,6%	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	0	81777	260	56	556	1113	79792	13770	66021
Água [kg h ⁻¹]	0	69207	3	4	1	1112	68087	2066	66021
DQO [kg h ⁻¹]	0	192	0	0	0	0	192	192	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	17	0	0	0	0	17	17	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	1	0	0	0	0	1	1	0
Sais [kg h ⁻¹]	0	131	0	0	0	0	131	131	0
CH ₄ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H ₂ S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O ₂ [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	9543	0	0	0	0	9543	9543	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	0	7	0	0	0	0	7	7	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	1407	0	0	0	0	1407	1407	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	91	0	0	0	0	91	91	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	262	257	0	0	0	4	4	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	557	0	0	556	1	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	52	0	51	0	0	1	1	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	56	0	0	0	0	56	56	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	39	0	0	0	0	39	39	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	214	0	0	0	0	214	214	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

Tabela A.8 — Balanço de massa do cenário HX-ABE.

Corrente	100	110	200	250	260	270	280	290	300	310	320	330	420	400	410	430
Temperatura [°C]	20	20	35	35	35	35	35	35	25	25	25	25	25	25	25	25
Conc. de microalgas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	29,4%	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	24824	24824	547763	3330	19781	524644	8	269123	1109	1558	17	974	1710	50078	255522	654
Água [kg h ⁻¹]	0	0	535444	0	13728	521716	0	267539	0	1558	0	0	1204	0	254177	0
DQO [kg h ⁻¹]	0	0	10986	0	0	1648	0	891	0	0	0	0	0	0	756	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	0	194	0	39	147	8	80	0	0	0	0	0	0	68	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	13	0	6	6	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0
Sais [kg h ⁻¹]	0	0	1127	0	0	1127	0	610	0	0	0	0	0	0	517	0
CH4 [kg h ⁻¹]	0	0	0	2531	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO2 [kg h ⁻¹]	24824	24824	0	766	0	0	0	0	1109	0	0	111	0	50078	0	0
H2S [kg h ⁻¹]	0	0	0	33	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H2 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O2 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	864	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	503	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	1	0	0	213
Amônia [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	0	2	0	0	441
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	6008	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Sulfúrico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sulfato de amônio [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
HMF [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hexano [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

^a Não é considerada a massa do lodo.

Tabela A.9 — Balanço de massa do cenário HX-ABE (continuação).

Corrente	440	450	460	470	480	490	500	810	820	830	840	850	860	600	610	620
Temperatura [°C]	25	25	25	25	25	25	25	-	25	150	25	117	25	100	100	100
Conc. de microalgas [%]	-	-	1,0%	0,01%	13,0%	0,01%	22,0%	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	83	83	-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	44000	40844147	1846642	177583	141339	40585551	81013	7403	676	89091	5544	83547	218	83764	10287	73477
Água [kg h ⁻¹]	0	40595579	1817963	176579	122278	40356163	62837	7403	47	70101	5544	64557	0	64557	7928	56629
DQO [kg h ⁻¹]	0	128268	5744	558	386	127512	199	0	0	199	0	199	0	199	24	174
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	11450	513	50	34	11383	18	0	0	18	0	18	0	18	2	16
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	489	22	2	1	486	1	0	0	1	0	1	0	1	0	1
Sais [kg h ⁻¹]	0	87711	3928	382	264	87194	136	0	0	136	0	136	0	136	17	119
CH4 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO2 [kg h ⁻¹]	5008	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H2S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H2 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O2 [kg h ⁻¹]	38993	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	20518	18466	12	18374	2684	17823	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12476	0	12476	0	12476	1532	10944
DAP [kg h ⁻¹]	0	43	2	0	0	42	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	0	89	4	0	0	88	0	0	0	0	0	0	218	0	0	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5347	0	5347	0	5347	657	4690
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	182	0	182	0	182	22	159
Acetona [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Sulfúrico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	628	628	0	628	0	0	0	0
Sulfato de amônio [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	846	104	742
HMF [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0	4	0	4	1	4
Hexano [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

Tabela A.10 — Balanço de massa do cenário HX-ABE (continuação).

Corrente	630	640	650	660	670	680	700	750	760	770	780	790	900	550	1000	1050
Temperatura [°C]	25					25							25	110		
Conc. de microalgas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	36,6%	-
Conc. de proteínas [%]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		-
Conc. de carboidratos [g L ⁻¹]	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		-
Fluxo total [kg h ⁻¹]	24992	35285	323	2954	4292	0	108778	537	115	1149	2301	104676	337	5362	14599	85052
Água [kg h ⁻¹]	24904	32850	0	0	4292	0	89556	5	9	1	2298	87242	0	0	2190	85052
DQO [kg h ⁻¹]	0	24	0	0	0	0	199	0	0	0	0	199	0	0	199	0
Nitrogênio [kg h ⁻¹]	0	2	0	0	0	0	18	0	0	0	0	18	0	0	18	0
Fósforo [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	1	0
Sais [kg h ⁻¹]	0	17	0	0	0	0	136	0	0	0	0	136	0	0	136	0
CH4 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CO2 [kg h ⁻¹]	0	0	315	2868	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H2S [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
H2 [kg h ⁻¹]	0	0	8	86	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
O2 [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.P.) [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microalgas (B.R.) [kg h ⁻¹]	0	1532	0	0	0	0	12476	0	0	0	0	12476	0	0	7130	0
DAP [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Amônia [kg h ⁻¹]	89	76	0	0	0	0	15	0	0	0	0	15	0	0	15	0
Lipídios neutros ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5037	0	0
Lipídios polares ext. [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	309	0	0
Carb. simples ext. [kg h ⁻¹]	0	323	0	0	0	0	2908	0	0	0	0	2908	0	0	2908	0
Carb. complexos ext. [kg h ⁻¹]	0	22	0	0	0	0	182	0	0	0	0	182	0	0	182	0
Acetona [kg h ⁻¹]	0	39	0	0	0	0	541	532	0	0	0	9	0	0	9	0
Butanol [kg h ⁻¹]	0	148	0	0	0	0	1150	0	0	1148	2	0	0	0	0	0
Etanol [kg h ⁻¹]	0	7	0	0	0	0	107	0	106	0	0	2	0	0	2	0
Ácido Acético [kg h ⁻¹]	0	16	0	0	0	0	117	0	0	0	0	117	0	0	117	0
Ácido Butírico [kg h ⁻¹]	0	31	0	0	0	0	81	0	0	0	0	81	0	0	81	0
Células (<i>Clostridia</i>) [kg h ⁻¹]	0	92	0	0	0	0	443	0	0	0	0	443	0	0	443	0
Outros sólidos [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ácido Sulfúrico [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Sulfato de amônio [kg h ⁻¹]	0	104	0	0	0	0	846	0	0	0	0	846	0	0	846	0
HMF [kg h ⁻¹]	0	1	0	0	0	0	4	0	0	0	0	4	0	0	4	0
Hexano [kg h ⁻¹]	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	337	16	321	0

Conc.: concentração; B.P.: biomassa preservada; B.R.: biomassa residual; ext.: extraídos; Carb.: carboidratos.

APÊNDICE B: Custos Instalados de Equipamentos

Tabela B.1 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário SC.

Equipamento	Custo de Aquisição [USD]	Referência				Novo Fluxo	Custo de Aq. Ajustado [USD]	Custo de Aq. Atualizado [USD ₂₀₁₉]	Fator de Instalação	Custo de Instalação [USD]
		Fonte	Ano do Projeto	Fluxo	Unidade					
Tanque esférico de armazenamento	1380151	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	750315	778242	1,25	972803
Vaporizadores do tanque	68023	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	36981	38357	1,76	67508
Tubulações para distribuição	2677700	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	1455724	1509907	1,00	1509907
Biodigestor anaeróbio (inclui centrífuga e equipamentos auxiliares)	6450000	Davis et al. (2014)	2011	243498	kg h ⁻¹	547763	10491027	10881508	1,10	11969658
Fotobiorreatores tubulares	652816	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1040	461936	479130	1,00	479130
Tubulação para tanques cobertos	731391	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1040	517536	536799	1,00	536799
Tanque coberto + casa de vegetação + tubulação	8332202	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1040	5895911	6115359	1,00	6115359
Tanques cobertos	105000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	112713	70680483	79266002	1,00	79266002
Controle de temperatura	21000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	112713	14136097	15853200	1,00	15853200
Colheita	41746714	Davis et al. (2014)	2011	69877491	kg h ⁻¹	38303772	29104815	30188108	1,05	31722674
Extração supercrítica	6000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	112713	4038885	4189214	1,00	4189214
Total [USD]:										152.682.255

Tabela B.2 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário SC-ABE.

Equipamento	Custo de Aquisição [USD]	Referência				Novo Fluxo	Custo de Aq. Ajustado [USD]	Custo de Aq. Atualizado [USD ₂₀₁₉]	Fator de Instalação	Custo de Instalação [USD]
		Fonte	Ano do Projeto	Fluxo	Unidade					
Tanque esférico de armazenamento	1380151	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	750315	778242	1,25	972803
Vaporizadores do tanque	68023	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	36981	38357	1,76	67508
Tubulações para distribuição	2677700	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	1455724	1509907	1,00	1509907
Biodigestor anaeróbio (inclui centrífuga e equipamentos auxiliares)	6450000	Davis et al. (2014)	2011	243498	kg h ⁻¹	547763	10491027	10881508	1,10	11969658
Fotobiorreatores tubulares	652816	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1073	470776	488298	1,00	488298
Tubulação para tanques cobertos	731391	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1073	527440	547071	1,00	547071
Tanque coberto + casa de vegetação + tubulação	8332202	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1073	6008736	6232384	1,00	6232384
Tanques cobertos	105000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	116331	72033033	80782846	1,00	80782846
Controle de temperatura	21000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	116331	14406607	16156569	1,00	16156569
Colheita	41746714	Davis et al. (2014)	2011	69877491	kg h ⁻¹	39533191	29661768	30765792	1,05	32329723
Extração supercrítica	6000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	116331	4116173	4269379	1,00	4269379
Fermentadores	4220000	Humbird et al. (2011)	2009	3780	m ³	500	1253717	1459346	1,00	1459346
Demais equipamentos	1406667	Humbird et al. (2011)	2009	3780	m ³	500	417906	486449	1,09	530229
Destilação	25244367	Abdi et al. (2016)	2014	1300	m ³ h ⁻¹	82	4801500	5063202	-	5063202
Total [USD]:										162.378.925

Tabela B.3 — Custo de aquisição e instalação de equipamentos do cenário HX-ABE.

Equipamento	Custo de Aquisição [USD]	Referência				Novo Fluxo	Custo de Aq. Ajustado [USD]	Custo de Aq. Atualizado [USD ₂₀₁₉]	Fator de Instalação	Custo de Instalação [USD]
		Fonte	Ano do Projeto	Fluxo	Unidade					
Tanque esférico de armazenamento	1380151	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	750315	778242	1,25	972803
Vaporizadores do tanque	68023	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	36981	38357	1,76	67508
Tubulações para distribuição	2677700	Davis et al. (2016)	2011	68550	kg h ⁻¹	24824	1455724	1509907	1,00	1509907
Biodigestor anaeróbio (inclui centrífuga e equipamentos auxiliares)	6450000	Davis et al. (2014)	2011	243498	kg h ⁻¹	547763	10491027	10881508	1,10	11969658
Fotobiorreatores tubulares	652816	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1109	480081	497950	1,00	497950
Tubulação para tanques cobertos	731391	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1109	537866	557885	1,00	557885
Tanque coberto + casa de vegetação + tubulação	8332202	Davis et al. (2016)	2011	1851	kg h ⁻¹	1109	6127508	6355576	1,00	6355576
Tanques cobertos	105000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	120188	73456880	82379647	1,00	82379647
Controle de temperatura	21000000	Klein et al. (2019b)	2016	218000	ton ano ⁻¹	120188	14691376	16475929	1,00	16475929
Colheita	41746714	Davis et al. (2014)	2011	69877491	kg h ⁻¹	40844147	30248080	31373926	1,05	32968771
Hidrólise	31204868	Davis et al. (2014)	2011	282867	kg h ⁻¹	81013	14736889	15285402	1,50	22999125
Fermentadores	7596000	Humbird et al. (2011)	2009	3780	m ³	500	2256690	2626823	1,00	2626823
Demais equipamentos	2532000	Humbird et al. (2011)	2009	3780	m ³	500	752230	875608	1,09	954412
Destilação	25244367	Abdi et al. (2016)	2014	1300	m ³ h ⁻¹	109	5698012	6008578	-	6008578
Extração	34869821	Davis et al. (2014)	2011	262260	kg h ⁻¹	104676	20096442	20844440	2,05	42729721
Total [USD]:										229.074.296

APÊNDICE C: Resumo de Custos e Desempenho Econômico**Tabela C.1** — Despesas de capital [em milhões de dólares].

Etapa	SC	SC-ABE	HX-ABE
Armazenamento de CO ₂	2,6	2,6	2,6
Biodigestão Anaeróbia	12,0	12,0	12,0
Inóculo de Microalgas	7,1	7,3	7,4
Crescimento de Microalgas	95,1	96,9	98,9
Colheita de Microalgas	31,7	32,3	33,0
Extração de Lipídios ^a	4,2	4,3	42,7
Hidrólise	-	-	23,0
Fermentação	-	2,0	3,6
Destilação	-	5,1	6,0
ISBL:	152,7	162,4	229,1
OSBL (20%)	30,5	32,5	45,8
Custos Diretos:	183,2	194,9	274,9
Contingência (30%)	100,8	107,2	151,2
Engenharia (10%)	33,6	35,7	50,4
Custos Indiretos:	134,4	142,9	201,6
Total dos Custos Fixos:	317,6	337,7	476,5

^a Nos cenários SC e SC-ABE: com CO₂ supercrítico; no cenário HX-ABE: com hexano.

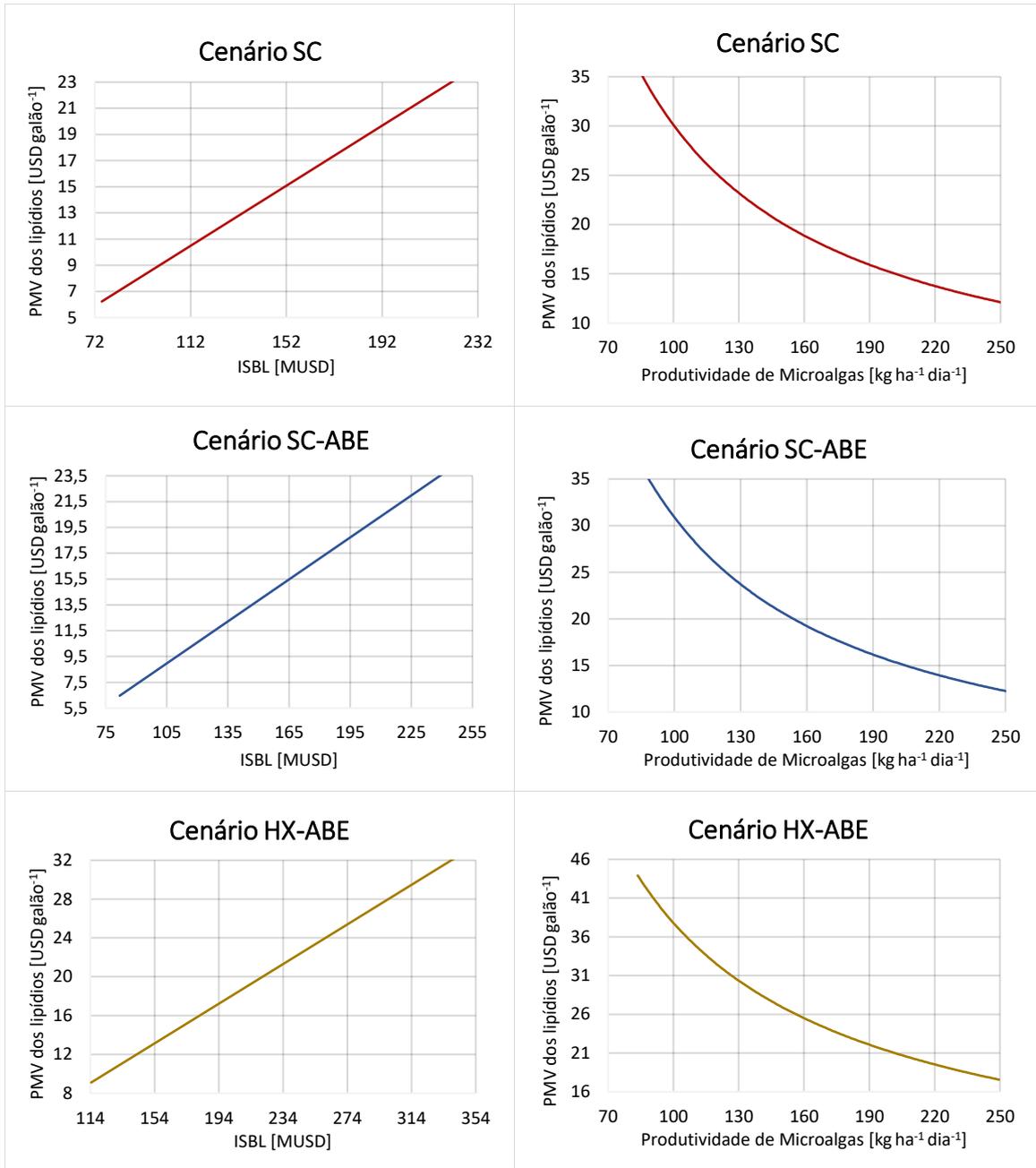
Tabela C.2 — Custos operacionais e receitas [em milhões de dólares por ano].

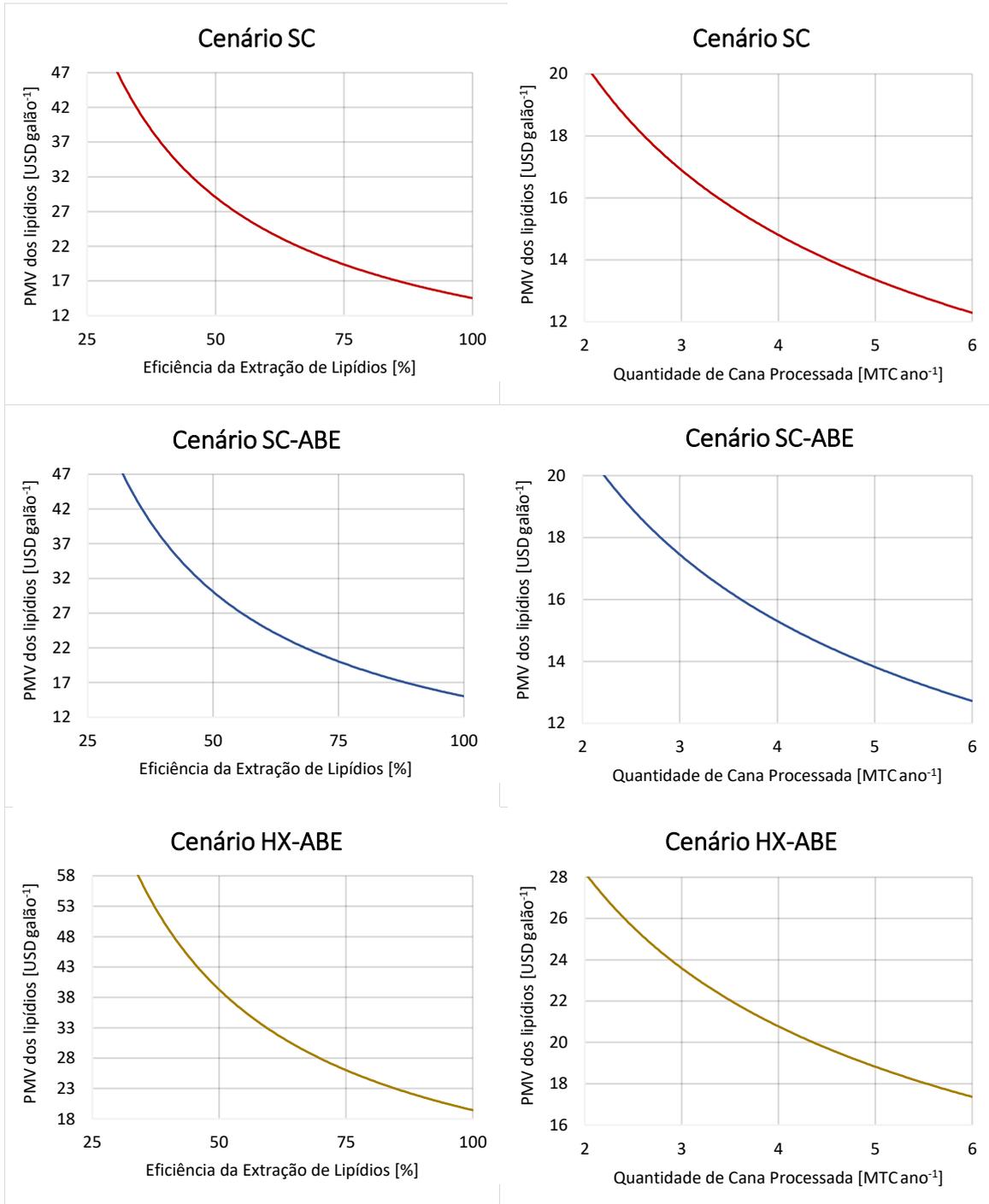
Elemento	SC	SC-ABE	HX-ABE
OPEX			
DAP	0,60	0,61	0,63
Amônia	0,56	0,64	1,00
NaOH	2,51	2,51	2,51
Ácido Sulfúrico 93%	0,02	0,02	0,20
Hexano	-	-	0,96
Vapor	0,01	1,11	1,18
Mão-de-obra	1,53	1,62	2,29
Manutenção	4,58	4,87	6,87
Total:	9,81	11,39	15,66
RECEITAS			
Ração animal	9,65	9,96	10,30
Lipídios	50,63	54,05	78,13
Acetona	-	0,56	1,15
Butanol	-	1,60	3,31
Etanol	-	0,09	0,18
Excesso de eletricidade	2,09	1,14	1,44
Total:	62,37	67,40	94,51

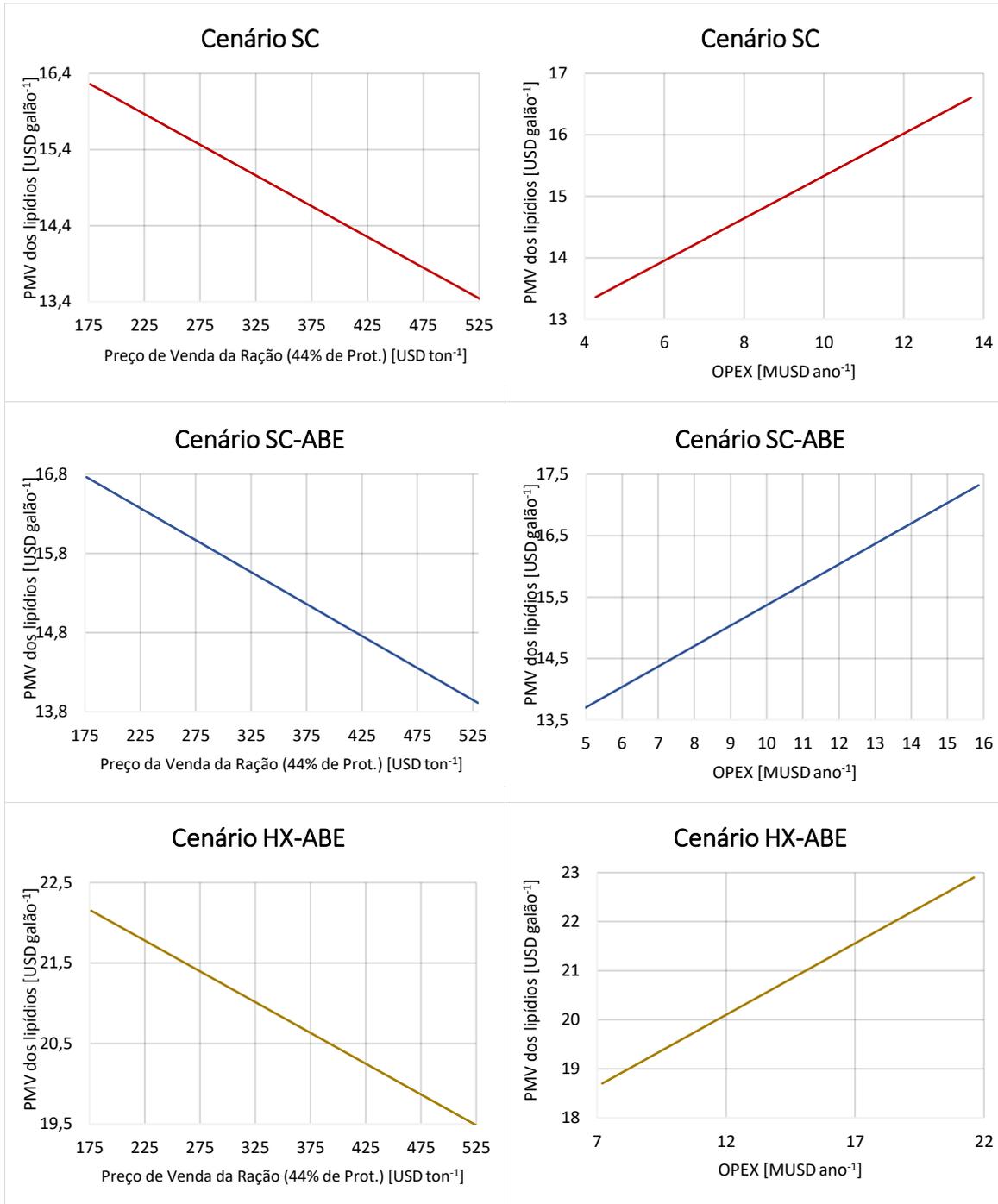
Tabela C.3 — Indicadores econômicos.

Indicador	SC	SC-ABE	HX-ABE
Preço Mínimo de Venda [USD galão ⁻¹]	14,83	15,34	20,80
Taxa de desconto [% ao ano]	10	10	10
TIR [% ao ano]	10	10	10
Payback descontado [anos]	16,5	16,5	16,5
Margem EBITDA [%]	85,8	84,9	84,3
Tempo de projeto [anos]	20	20	20

APÊNDICE D: Curvas Individuais de Sensibilidade







APÊNDICE E: Resultados do Planejamento de Misturas**Tabela E.1** — PMV do cenário SC [em USD galão⁻¹].

Carboidratos	Lipídios	Proteínas	PMV Observado	PMV Calculado
0,25	0,25	0,50	19,42	19,14
0,25	0,74	0,01	8,75	8,88
0,01	0,49	0,50	9,91	9,97
0,14	0,85	0,01	7,61	7,31
0,01	0,85	0,14	6,73	7,32
0,01	0,67	0,32	7,65	7,00
0,25	0,50	0,26	10,78	10,96
0,08	0,85	0,08	6,98	6,90
0,20	0,80	0,01	7,73	7,69
0,13	0,37	0,50	12,24	12,64

Tabela E.2 — PMV do cenário SC-ABE [em USD galão⁻¹].

Carboidratos	Lipídios	Proteínas	PMV Observado	PMV Calculado
0,25	0,25	0,50	20,28	19,99
0,25	0,74	0,01	9,01	9,14
0,01	0,49	0,50	10,55	10,61
0,14	0,85	0,01	7,89	7,57
0,01	0,85	0,14	7,06	7,69
0,01	0,67	0,32	8,08	7,41
0,25	0,50	0,26	11,16	11,35
0,08	0,85	0,08	7,28	7,19
0,20	0,80	0,01	7,98	7,94
0,13	0,37	0,50	12,89	13,30

Tabela E.3 — PMV do cenário HX-ABE [em USD galão⁻¹].

Carboidratos	Lipídios	Proteínas	PMV Observado	PMV Calculado
0,25	0,25	0,50	28,45	28,04
0,25	0,74	0,01	11,73	11,91
0,01	0,49	0,50	14,93	15,05
0,14	0,85	0,01	10,29	9,88
0,01	0,85	0,14	9,44	10,29
0,01	0,67	0,32	11,15	10,18
0,25	0,50	0,26	15,08	15,35
0,08	0,85	0,08	9,57	9,47
0,20	0,80	0,01	10,41	10,31
0,13	0,37	0,50	18,22	18,77

Figura E.1 — Cenário SC: Resumo dos efeitos no PMVE.

Term	Estimate	Std Error	t Ratio	Prob> t
(Carboidratos-0,01)/0,73	54,924954	11,91135	4,61	0,0099*
(Lipídios-0,25)/0,73	9,6054187	0,852642	11,27	0,0004*
(Proteínas-0,01)/0,73	19,047149	1,732934	10,99	0,0004*
Carboidratos*Lipídios	-70,82431	18,28235	-3,87	0,0179*
Carboidratos*Proteínas	-53,03287	19,83532	-2,67	0,0556
Lipídios*Proteínas	-27,07115	4,929576	-5,49	0,0054*

Figura E.2 — Cenário SC-ABE: Resumo dos efeitos no PMVE.

Term	Estimate	Std Error	t Ratio	Prob> t
(Carboidratos-0,01)/0,73	56,952443	12,39731	4,59	0,0101*
(Lipídios-0,25)/0,73	10,050336	0,887428	11,33	0,0003*
(Proteínas-0,01)/0,73	20,282288	1,803635	11,25	0,0004*
Carboidratos*Lipídios	-73,98228	19,02824	-3,89	0,0177*
Carboidratos*Proteínas	-55,95419	20,64457	-2,71	0,0535
Lipídios*Proteínas	-28,59834	5,130695	-5,57	0,0051*

Figura E.3 — Cenário HX-ABE: Resumo dos efeitos no PMVE.

Term	Estimate	Std Error	t Ratio	Prob> t
(Carboidratos-0,01)/0,73	77,598384	17,30449	4,48	0,0110*
(Lipídios-0,25)/0,73	13,479277	1,238695	10,88	0,0004*
(Proteínas-0,01)/0,73	29,3044	2,517561	11,64	0,0003*
Carboidratos*Lipídios	-102,6332	26,56011	-3,86	0,0181*
Carboidratos*Proteínas	-77,69437	28,81622	-2,70	0,0543
Lipídios*Proteínas	-41,00925	7,161556	-5,73	0,0046*