



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
ESCOLA DE ENGENHARIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA QUÍMICA
ENG07053 - TRABALHO DE DIPLOMAÇÃO EM ENGENHARIA
QUÍMICA



Avaliação de diferentes fotobiorreatores para cultivo de microalgas

Autor: Amanda Pérez Klein

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Farenzena

Coorientador: Nelzy Neyza Vargas Ramirez

Porto Alegre, julho de 15

Sumário

Sumário	ii
Agradecimentos	iii
Resumo	iv
Lista de Figuras	v
Lista de Tabelas	vi
1 Introdução	1
2 Revisão Bibliográfica	3
2.1 Microalgas	3
2.1.1 Uso de microalgas	3
2.1.2 Scenedesmus	4
2.2 Produção de microalgas	5
2.3 Sistemas de cultivo	6
2.3.1 Tanques abertos	6
2.3.2 Fotobiorreatores	7
2.4 Comparação entre sistemas de produção aberto e fotobiorreatores	8
2.5 Biorreatores de baixo custo	9
3 Materiais e Métodos	11
3.1 Produção das microalgas	11
3.2 Medida da biomassa produzida	11
3.2.1 Cálculo da produtividade	13
3.3 Fotobiorreatores	13
3.3.1 Fotobiorreator airlift	13
3.3.2 Fotobiorreatores de baixo custo	14
3.3.3 Tempo de cultivo	16
3.4 Análises dos materiais de fabricação dos fotobiorreatores	17
4 Resultados	18
4.1 Fotobiorreator airlift	18
4.2 Fotobiorreatores de baixo custo	19
4.2.1 Fotobiorreator 1	19
4.2.2 Fotobiorreator 2 e 3	20
4.3 Comparação dos diferentes fotobiorreatores	22
4.3.1 Análises dos materiais de fabricação dos fotobiorreatores	24
5 Conclusões e Trabalhos Futuros	27
6 Referências	28

Agradecimentos

À minha família, pelo apoio incondicional que me deram, pela educação e valores que me ensinaram e por sempre acreditarem no meu potencial.

Aos meus amigos, que fizeram parte da minha formação, obrigada pela ajuda e apoio nos momentos de dificuldade e pelos momentos de diversão.

Aos meus orientadores, Prof. Dr. Marcelo Farenzena e Msc. Nelzy Ramirez, pelos ensinamentos e dedicação que tornaram possível o desenvolvimento deste trabalho.

A todos os professores do Departamento de Engenharia Química pela dedicação e ensinamentos transmitidos.

Resumo

A utilização de microalgas para produzir biocombustíveis vem sendo apontada como a principal solução para a substituição dos combustíveis fósseis, a fim de reduzir as emissões de gases de efeitos estufa. O custo de produção destes biocombustíveis ainda é muito elevado quando comparado com os fósseis ou os gerados a partir de culturas como o milho, a soja e a cana-de-açúcar. Diversos estudos vêm sendo realizados com o objetivo de minimizar os custos de produção, vários fatores podem ser melhorados para resultar nesta redução. Este trabalho buscou reduzir os custos relacionados aos fotobiorreatores, para isto, o crescimento da microalga *Scenedesmus sp.* em meio de Guillard modificado foi avaliado em três fotobiorreatores de baixo custo e comparado com um fotobiorreator *airlift* de acrílico. Os resultados se mostraram promissores, visto que o cultivo das microalgas nesses fotobiorreatores se provou possível, gerando valores de produtividade similares ou melhores que os obtidos no fotobiorreator *airlift* de acrílico. A produtividade máxima obtida nesse sistema foi de $0,79 \pm 0,17 \text{ g.L}^{-1}.\text{dia}^{-1}$ e a concentração máxima foi de $9,59 \pm 0,93 \text{ g.L}^{-1}$.

Lista de Figuras

Figura 2.1: Fluxograma de produção de microalgas e seus produtos. (Adaptado de Prakash, Saha e Mrudula (2013)).	5
Figura 2.2: Vista superior de um tanque raceway. Adaptado de Chisti (2007).	6
Figura 2.3: (a) Fotobiorreator tubular vertical. (b) Fotobiorreator tubular horizontal. Adaptado de Chisti (2007)	7
Figura 2.4: Fotobiorreatores do tipo <i>airlift</i> (a) Circulação interna (b) Circulação interna por tubos concêntricos (c) circulação externa (Adaptado de Singh e Sharma (2012)).	8
Figura 2.5: Sistemas de cultivo de baixo custo (a) Fotobiorreator flutuante (b) fotobiorreatores de sacolas plásticas. Adaptado de Menke et al. e Naqqiuddin <i>et al.</i> (2012; 2014)	10
Figura 3.1: Relação entre a concentração de biomassa e absorbância	12
Figura 3.2: A) Vista frontal. B) Vista lateral. do fotobiorreator <i>airlift</i> . (Ramirez, 2013)	13
Figura 3.3: Fotobiorreator <i>airlift</i> e seus acessórios	14
Figura 3.4: Sistema de cultivo da <i>Scenedesmus sp.</i> em fotobiorreatores de baixo custo.	15
Figura 3.5: Fotobiorreator de baixo custo - 1.	16
Figura 4.1: Curva logarítmica de crescimento das microalgas no fotobiorreator <i>airlift</i> .	18
Figura 4.2: Curva de crescimento da <i>Scenedesmus sp.</i> no fotobiorreator <i>airlift</i> .	18
Figura 4.3: Curva logarítmica do crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 1 (A) Primeiro ciclo dias 0 a 8 (B) Segundo ciclo: dias 8 a 17 (C) Terceiro ciclo: dias 17 a 24 (D) Período total.	19
Figura 4.4: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 1.	20
Figura 4.5: Curva logarítmica do crescimento das microalgas <i>scenedesmus sp.</i> no fotobiorreator de baixo custo 2.	20
Figura 4.6: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 2.	21
Figura 4.7: Curva logarítmica do crescimento das microalgas <i>scenedesmus sp.</i> no fotobiorreator de baixo custo 3.	21
Figura 4.8: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 3.	22
Figura 4.9: Curva de crescimento das microalgas nos diferentes fotobiorreatores.	22
Figura 4.10: Curva logarítmica do crescimento de biomassa nos fotobiorreatores.	23
Figura 4.11: Espectro visível de absorção dos plásticos dos diferentes fotobiorreatores.	25
Figura 4.12: Espectro de absorção UV dos fotobiorreatores.	25

Lista de Tabelas

Tabela 2.1: Aplicações comerciais de microalgas.	4
Tabela 2.2: Comparativo dos principais sistemas de cultivo de microalgas.....	9
Tabela 3.1: Soluções do meio de cultivo de Guillard modificado (Ramirez, 2013)	11
Tabela 3.2: Propriedades das sacolas plásticas pré-selecionadas	14
Tabela 3.3: Profundidade e volume determinados para cada saco.....	15
Tabela 4.1: Concentração média máxima e produtividade média para cada fotobiorreator.	23
Tabela 4.2: Teste Tukey aplicado as produtividades.	24
Tabela 4.3: Valores medidos de perda de intensidade luminosa por meio de um luxímetro digital.	24
Tabela 4.4: Valores de transmitância calculados para cada plástico.....	26

1 Introdução

Muitas nações, visando diminuir a geração de gases de efeito estufa e aumentar sua segurança energética, buscam o desenvolvimento de combustíveis mais sustentáveis. Para isto é preciso integrar questões energéticas, sociais, econômicas e ambientais. Atualmente, os combustíveis fósseis são conhecidos por irem contra este princípio, já que o uso dos mesmos provoca o esgotamento das reservas mundiais e a emissão de gases de efeito estufa.

Diversas pesquisas vêm sendo feitas para o desenvolvimento de combustíveis renováveis e neutros em emissão de carbono. Os biocombustíveis de primeira geração provenientes de culturas como soja, milho, cana de açúcar competem com o mercado de alimentos, apresentam um alto consumo de água potável e aceleram o desmatamento de florestas. Os biocombustíveis de segunda geração produzidos a partir de lignocelulose e resíduos florestais e agrícolas podem ser provenientes de terra aráveis, competindo com o cultivo de alimentos, além disto, eles não apresentam altos valores de conversão.

Neste cenário, os combustíveis de terceira geração, como os provenientes de microalgas se destacam. Além de não ser necessário o uso de terras aráveis para sua produção, elas apresentam um rendimento por hectare muito superior que as culturas alimentícias. Segundo Chisti (2007), para substituir 50% do combustível destinado para o transporte nos Estados Unidos por biocombustível proveniente de microalga seria necessário utilizar 2,5% de sua terra arável, valor muito inferior ao necessário para o caso do uso de milho (846%) ou da soja (326%).

A produção de biocombustíveis a partir de microalgas é tecnicamente viável e é a única fonte de produção de biodiesel que pode competir com os combustíveis fósseis. Apesar disto, o custo de produção de biocombustíveis a partir de microalgas ainda não é competitivo. Segundo Chisti (2007), o custo de produção de um litro de biodiesel a partir de microalgas é estimado em US\$2,80, muito superior aos US\$0,49 referentes ao diesel oriundo de petróleo e aos \$0,66 do biodiesel proveniente de óleo de palma.

Existem diversos fatores que podem ser melhorados para tornar os biocombustíveis provenientes de microalgas mais competitivos financeiramente. Avanços na engenharia genética podem aumentar a eficiência fotossintética, a velocidade de crescimento de biomassa e aumentar o teor de óleo na biomassa. Além disto, o desenvolvimento de tecnologias para a extração do óleo da biomassa é um fator que pode reduzir significativamente o custo do biodiesel, já que esta etapa representa 50% do custo de produção. É importante ressaltar que o uso de subprodutos da biomassa para produção de energia ou comercialização dos mesmos, podem reduzir o custo dos biocombustíveis. Além disto, avanços na engenharia dos fotobiorreatores podem ser feitos para diminuir o custo e aumentar a eficiência dos mesmos (Chisti, 2007).

Um fotobiorreator eficiente deve evitar a formação de grandes zonas escuras, nas quais a luz não chega. O fluxo deve ser turbulento a fim de se obter uma incidência de luz homogênea entre as células, apesar disto, a agitação não pode ser muito intensa, pois pode destruir as células das microalgas. Além disto, é importante evitar que as microalgas cresçam nas paredes dos fotobiorreatores, evitando a entrada de luz. É importante que estes fotobiorreatores não sejam muito caros, pois isto aumentaria o custo de produção

A maior parte dos estudos realizados sobre fotobiorreatores não visa a diminuição do custo dos mesmos. O objetivo deste trabalho é avaliar o crescimento das microalgas *Scenedesmus sp* em fotobiorreatores de baixo custo feitos de sacos plásticos de diferentes materiais. O desempenho destes fotobiorreatores será comparado com um fotobiorreator *airlift* de acrílico, construído com material e geometria tradicionais na literatura.

Este trabalho de conclusão é dividido em 5 capítulos. No capítulo 2 estão apresentados os principais conceitos e estudos relacionados a microalgas e seus usos e a fotobiorreatores, seus modelos e diferenças. No capítulo 3 estão apresentados os materiais e métodos utilizados neste estudo para o cultivo de microalgas em diferentes fotobiorreatores e suas análises e no capítulo 4 estão apresentados os resultados obtidos da aplicação destes métodos. No capítulo 5 estão descritas as conclusões e sugestões para trabalhos futuros.

2 Revisão Bibliográfica

Este capítulo apresenta a revisão bibliográfica acerca das microalgas e seus usos e dos principais equipamentos para seu cultivo, entre eles os fotobiorreatores de baixo custo, os quais serão estudados neste trabalho.

2.1 Microalgas

Segundo Brennan e Owende (2010) algas são uma das formas de vida mais antigas, são plantas primitivas (talófitas) que têm *clorofila a* como seu principal pigmento fotossintético.

Microalgas são micro-organismos procariontes ou eucariontes que podem crescer rapidamente e viver em condições severas devido à sua estrutura unicelular ou multicelular simples. Geralmente elas estão presentes no meio aquático, mas também podem ser encontradas no meio terrestre (Mata *et al.*, 2010).

Microalgas podem ser autotróficas (precisam de compostos inorgânicos, sais e energia solar para gerar o próprio alimento) ou heterotróficas (se alimentam de uma fonte externa de compostos orgânicos e precisam de nutrientes e de uma fonte de energia). Algumas algas fotossintéticas são mixotróficas, ou seja, têm a habilidade de realizar fotossíntese e de se alimentar de compostos orgânicos sintetizados (Brennan e Owende, 2010).

2.1.1 Uso de microalgas

Microalgas podem converter dióxido de carbono em biocombustíveis, alimentos e rações. Além disto, esses microrganismos fotossintéticos podem ser utilizados para biorremediação e como biofertilizante fixador de nitrogênio. Dentre os biocombustíveis renováveis que são possíveis de obter a partir de microalgas estão o metano, o biodiesel e o biohidrogênio (Chisti, 2007).

Existem diversos mercados consolidados na comercialização de produtos provenientes de microalgas. Na Tabela 2.1 estão apresentados alguns destes produtos e seus respectivos sistemas de cultivo (Tredici, 2006).

Diversas pesquisas vêm sendo feitas a fim de descobrir novos usos para estes microrganismos. Segundo Tredici (2006), as microalgas estão sendo utilizadas para produzir polissacarídeos, biofertilizantes, compostos bioativos, biosensores e biocombustíveis, sendo também utilizadas na bioremediação de águas poluídas por xenobióticos e metais pesados.

A área com maior potencial de desenvolvimento para microalgas é o uso na produção de biocombustíveis. Esse interesse vem crescendo nos últimos anos devido às mudanças no preço do barril de petróleo e à crescente preocupação com o aquecimento global, que está associado ao consumo de combustíveis fósseis (Chisti, 2007).

Tabela 2.1: Aplicações comerciais de microalgas.
(Adaptado de Tredici (2006))

Produtos e Processos	Espécies	Sistema de cultivo
Suplementos alimentares/ração	<i>Arthrospira</i>	Lagoas, tanques raceway e circulares, Fotobiorreatores
	<i>Chlorella</i>	
	<i>Aphanizomenon</i>	
	<i>Dunaliella</i>	
Pigmentos	<i>Haematococcus</i>	Lagoas, Tanques raceway, Fotobiorreatores
	<i>Dunaliella</i>	
	<i>Arthrospira</i>	
Ácidos graxos ω 3	<i>Haematococcus</i>	Fermentadores
	<i>Schyzochitrium</i>	
Marcadores fluorescentes, enzimas de restrição	<i>Cryptocodinium</i>	Fermentadores, Fotobiorreatores
	<i>Arthrospira</i>	
	<i>Anabaena</i>	
Tratamento de águas residuais	<i>Anacystis</i>	Lagoas, Tanques Raceway
	<i>Scenedesmus</i>	
Biomassa para aquicultura	Culturas mistas	Fotobiorreatores

Atualmente, o biodiesel é produzido a partir de óleos vegetais (soja, milho, palma, canola), óleo usado de cozinha e gordura animal. É esperado que esse cenário mude, visto que várias empresas estão investindo no uso de microalgas para produção deste combustível, pois elas apresentam como vantagem o fato de não competirem com as culturas alimentícias e apresentarem uma produtividade ($L_{\text{biodiesel}}/\text{ha}$) uma a duas ordens de grandezas maiores que a produção através de óleos vegetais. Atualmente a produção de biocombustíveis através de microalgas não é viável economicamente, sendo necessária uma redução de 80% do seu custo de produção para se tornar viável. Acredita-se que esta redução é possível através do desenvolvimento de novas tecnologias nas seguintes áreas: (Chisti, 2007, Singh e Dhar, 2011).

- Área de biotecnologia – genética e metabolismo das algas
- Fotobiorreatores mais eficientes e de menor preço
- Métodos de extração

2.1.2 *Scenedesmus*

As microalgas *Scenedesmus sp.* pertencem ao grupo de algas verdes, são algas de água doce, presentes na superfície de lagos e rios. Seu tamanho varia de 3 a 31 μm dependendo da espécie. Elas sobrevivem em uma larga faixa de temperaturas (20 a 38°C), sendo 35°C a sua temperatura ótima de crescimento (Kim, Park et al., 2007; Ramirez, 2013).

2.2 Produção de microalgas

Para produção de microalgas fotossintéticas é necessário fornecer luz, dióxido de carbono e nutrientes (Brennan e Owende, 2010). O ciclo de produção de microalgas, de acordo com Prakash, Saha e Mrudula (2013), é apresentado na Figura 2.1. Neste fluxograma é possível observar que por meio do fornecimento de luz, água e dióxido de carbono é possível produzir biomassa algal. Após esta biomassa passar por processos de recuperação e extração, são obtidos seus produtos como biodiesel, rações, biogás, entre outros. Este processo é teoricamente neutro em termos de carbono, já que toda a energia necessária para produzir e processar as microalgas pode ser gerada pelo uso do biodiesel e do biogás.



Figura 2.1: Fluxograma de produção de microalgas e seus produtos. (Adaptado de Prakash, Saha e Mrudula (2013)).

Fonte de luz:

Um dos problemas encontrados na produção de microalgas industrialmente é a fonte de luz. Quando os sistemas de cultivo estão no meio externo (utilizando luz solar) eles sofrem com as variações de luz devido ao ciclo diário, às estações do ano e a localização geográfica (Pulz e Scheibenbogen, 1998). A alternativa seria utilizar luz artificial, mas essa aumenta significativamente o custo de produção. Além disso, muitas vezes a fonte de energia elétrica é de origem fóssil, impactando negativamente na pegada de carbono (Brennan e Owende, 2010).

Fonte de gás carbônico e nutrientes:

As microalgas podem fixar gás carbônico de três fontes diferentes: ar atmosférico, efluentes gasosos de indústrias e carbonatos solúveis.

As microalgas também precisam de nutrientes como o nitrogênio, fósforo e silício. Algumas espécies podem fixar o nitrogênio presente no ar (NO_x), mas a maioria precisa de nitrogênio solúvel presente no meio. Elas precisam de pequenas quantidades de fósforo, mas é importante fornecê-lo em excesso. Algumas espécies necessitam de silício para seu crescimento (Brennan e Owende, 2010).

2.3 Sistemas de cultivo

Segundo Brennan e Owende (2010), existem três mecanismos de produção de microalgas: autotrófico, heterotrófico e mixotrófico. Atualmente, o único mecanismo viável (em grande escala) técnica e economicamente é o autotrófico. Dois sistemas foram desenvolvidos para este processo: tanques abertos e fotobiorreatores fechados (Singh e Sharma, 2012).

2.3.1 Tanques abertos

O cultivo de microalgas em tanques vem sendo feito desde os anos 50, em sistemas que podem ser naturais (lagos, lagoas) ou artificiais (raceway).

Tanques raceway

O modelo mais utilizado é o tanque *raceway*, constituído de um ciclo fechado de forma oval com uma profundidade média de 0,3 metros conforme ilustrado na Figura 2.2. Tais tanques são normalmente construídos de concreto e a fim de estabilizar a produtividade e o crescimento das algas, a agitação e o fluxo são promovidos por uma roda de pás.

A alimentação é feita após a roda de pás, de forma contínua durante o dia e o sistema de agitação opera de forma ininterrupta para evitar a sedimentação. Geralmente, o CO_2 requerido é oriundo da superfície, mas aeradores submersos podem ser instalados para melhorar a absorção do mesmo. A temperatura é a ambiente, sofrendo variações com os ciclos diários e climáticos. O sistema está sujeito a perdas evaporativas, algumas vezes elevadas. Este sistema apresenta restrições quanto às espécies de algas, pois condições extremas, como alta concentração de sais ou meio alcalino, devem ser mantidas para evitar contaminações e diversas espécies não sobrevivem nesta situação (Chisti, 2007; Brennan e Owende, 2010).

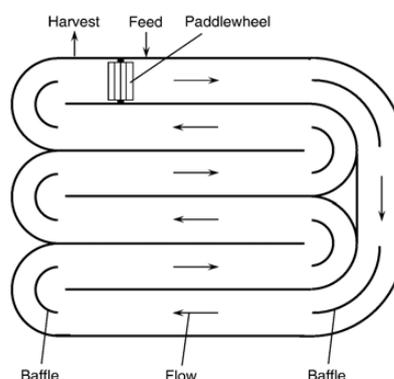


Figura 2.2: Vista superior de um tanque raceway. Adaptado de Chisti (2007)

2.3.2 Fotobiorreatores

Um fotobiorreator é um reator fechado, que recebe iluminação (natural ou artificial), e que produz biomassa. Este reator pode ser utilizado para cultivar todos os tipos de microalgas (autotróficas, heterotróficas ou mixotróficas). Apesar de ter um custo mais elevado estes sistemas apresentam várias vantagens em relação aos sistemas abertos (Borowitzka, 1999; Singh e Sharma, 2012):

- A contaminação é reduzida;
- O controle das condições (pH, temperatura, concentração de CO₂) é mais fácil;
- Não apresentam perdas evaporativas significativas.

Existem diversos tipos de fotobiorreatores propostos na literatura: tubulares, placa plana, colunas aeradas, *airlift*, helicoidal, tanque agitado e híbridos. Os principais tipos de fotobiorreatores estão descritos subsequentemente (Singh e Sharma, 2012).

Fotobiorreatores tubulares

Um fotobiorreator tubular consiste num conjunto de tubos transparentes feitos de vidro ou plástico com diâmetros inferiores a 0,1 metro e comprimento de até 80 metros. A mistura sai de um reservatório, passa pelos tubos onde entra em contato com a luz e volta para o reservatório. Para maximizar o contato com a luz solar os tubos estão sempre voltados na direção norte-sul. Este sistema, ilustrado na Figura 2.3, também é operado utilizando luz artificial para produzir compostos de alto valor agregado. Para evitar a sedimentação o fluxo é turbulento, gerado através de bombas. O sistema pode ser montado na vertical ou na horizontal (Chisti, 2007).

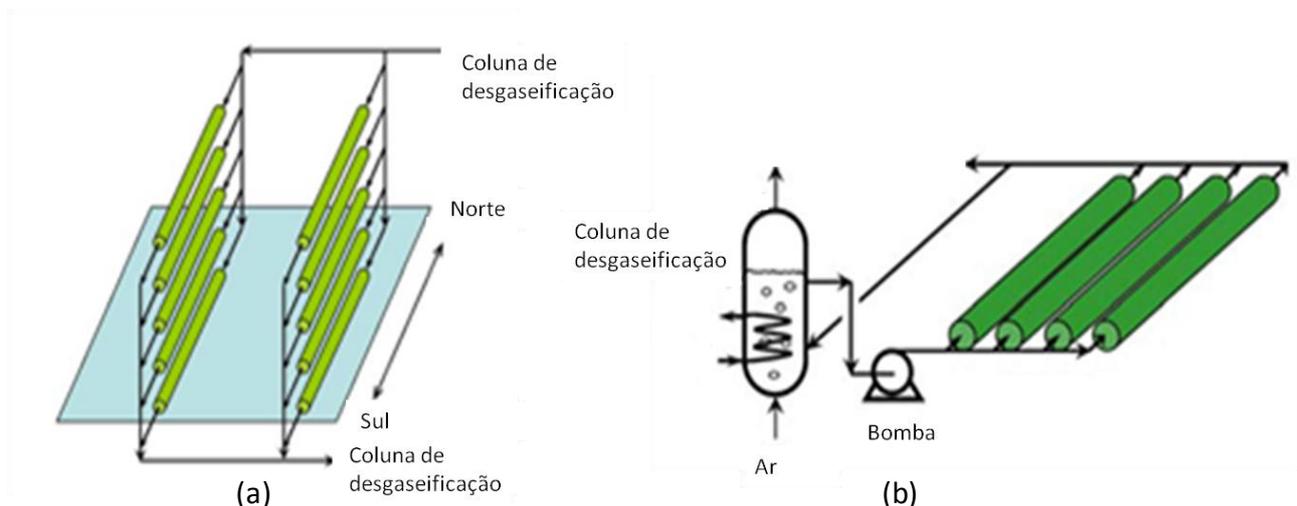


Figura 2.3: (a) Fotobiorreator tubular vertical. (b) Fotobiorreator tubular horizontal.
Adaptado de Chisti (2007)

Fotobiorreatores airlift

Um fotobiorreator airlift é um vaso separado em duas zonas conectadas, uma na qual o gás é aspergido (*riser*) e outra chamada de *downcomer*, que não recebe gás. Estes

reatores podem ser separados em dois tipos principais, os de circulação interna, nos quais as zonas são criadas através de placas ou tubos e os de circulação externa onde as zonas ficam separadas fisicamente em dois tubos diferentes. Estes sistemas estão ilustrados na Figura 2.4 (Sing e Sharma, 2012).

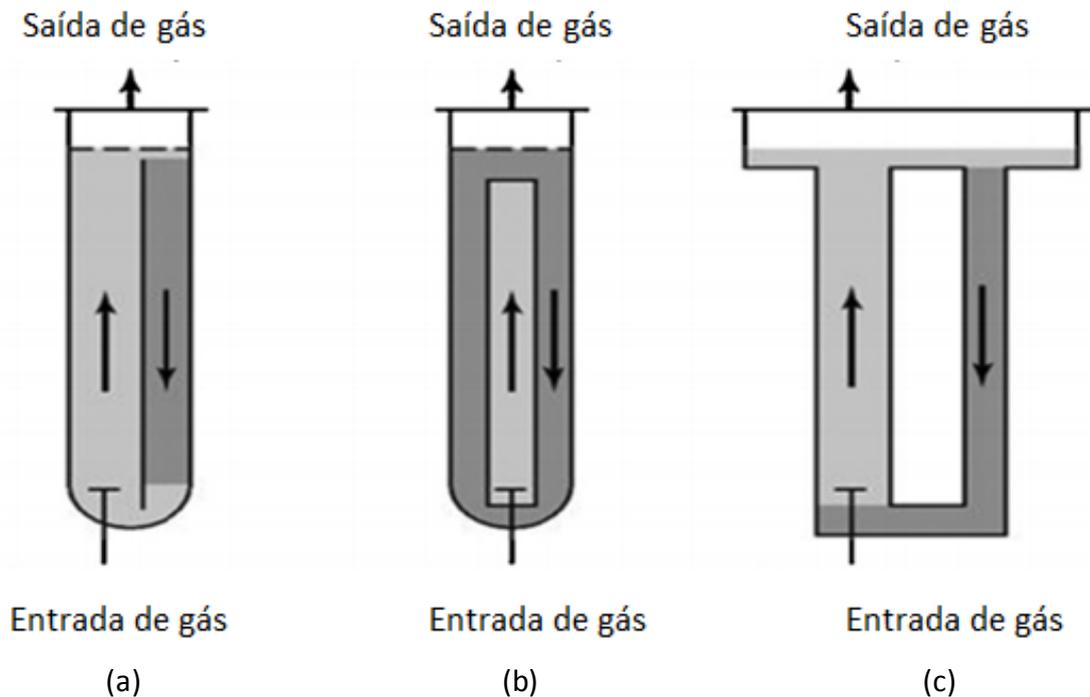


Figura 2.4: Fotobiorreatores do tipo *airlift* (a) Circulação interna (b) Circulação interna por tubos concêntricos (c) Circulação externa (Adaptado de Singh e Sharma (2012)).

A agitação é promovida pelo ar que é borbulhado dentro *do riser*, no qual o fluxo de ar e líquido é ascendente, visto a redução da massa específica da mistura. Uma vez atingindo o topo do reator, o gás é separado e o líquido retorna à base pelo *downcomer*, causando uma agitação circular (Singh e Sharma, 2012).

Fotobiorreatores de placas planas

Segundo Singh e Sharma (2012) um fotobiorreator de placas planas é um paralelepípedo cuja espessura é muito pequena, podendo ser aproximado de uma placa, visto que a relação entre a área superficial e o volume é alta. A agitação é feita borbulhando ar ao longo de seu comprimento. Estes fotobiorreatores podem ser adaptados para apresentar uma circulação de ar tipo *airlift* ou conter camisas (transparentes) de resfriamento.

2.4 Comparação entre sistemas de produção aberto e fotobiorreatores

Brennan e Owende (2010) realizaram uma análise comparativa das principais vantagens e limitações de diferentes sistemas de produção, mostrada na Tabela 2.2, entre eles os sistemas abertos tipo tanque *raceway* e os fotobiorreatores tubulares e de placas planas.

Tabela 2.2: Comparativo dos principais sistemas de cultivo de microalgas
Adaptado de Brennan e Owende (2010)

Sistema de produção	Vantagens	Limitações
Tanques Raceway	<ul style="list-style-type: none"> • Relativamente barato • Fácil limpeza e manutenção • Construção em solo não arável • Baixo consumo de energia 	<ul style="list-style-type: none"> • Baixa produtividade de biomassa • Ocupa grandes áreas • Limitada a poucas espécies de algas • Dificuldade de agitação e de absorção de luz solar e CO₂ • Fácil contaminação do meio de cultura
Fotobiorreator tubular	<ul style="list-style-type: none"> • Alta superfície de iluminação • Possível para culturas em área externas • Relativamente barato • Boa produtividade de biomassa 	<ul style="list-style-type: none"> • Crescimento nas paredes dos tubos • Incrustação • Ocupa grandes áreas • Gradientes de pH, O₂ dissolvido e CO₂ ao longo dos tubos
Fotobiorreator de placas	<ul style="list-style-type: none"> • Alta produtividade de biomassa • Fácil de esterilizar • Baixo acúmulo de O₂ • Boa incidência de luz • Alta superfície de iluminação 	<ul style="list-style-type: none"> • Difícil de “scale-up” • Difícil controle de temperatura • Crescimento nas paredes

2.5 Biorreatores de baixo custo

Segundo Chisti (2007) o custo de produção de um quilograma de biomassa é US\$2,95 (fotobiorreator) e US\$3,80 (raceway), assumindo que a fonte de CO₂ não tem custo. Dessa forma, o uso da biomassa algal para fonte energética é inviável, mesmo se comparada com outros biocombustíveis.

Atualmente nenhum biorreator atende a todos os critérios para uma produção barata e eficiente. Existe uma necessidade de combinar diferentes tipos de fotobiorreatores a fim de aumentar a eficiência no cultivo de microalgas. Segundo Oosterhuis e van den Berg (2011) biorreatores de sacolas plásticas são eficientes e apresentam resultados semelhantes aos tradicionais.

Biorreatores descartáveis vem sendo utilizados nos últimos anos na área de desenvolvimento de medicamentos e vacinas. Estes reatores são construídos em plásticos como polietileno, poliestireno e polipropileno, diferente dos tradicionais construídos em vidro ou aço. Além do baixo custo, biorreatores descartáveis apresentam como vantagem serem flexíveis, fáceis de lidar e terem uma baixa probabilidade de contaminação (Eibl *et al.*, 2010).

Apesar de já serem utilizados há bastante tempo, biorreatores descartáveis começaram a ser comercializados em 2006. De acordo com Eibl *et al.* (2010), em 2010, existiam oito tipos diferentes de biorreatores descartáveis sendo comercializados, feitos de sacos plásticos flexíveis ou de cilindros rígidos; entre esses biorreatores podem ser citados o XDR-DSTB (Xcellerex), o S.U.B (ThermoFisher Scientific) e o BIOSTAT CultiBag STR (Sartorius Stedim).

Estudos foram realizados utilizando diferentes fotobiorreatores de baixo custo para o cultivo de micro-organismos.

- Naqqiuddin *et al.* (2014) criaram um fotobiorreator flutuante de garrafas PET para o cultivo de *Arthrospira plantensis*, a produtividade máxima obtida foi de $0,090 \pm 0,02 \text{ gL}^{-1}\text{d}^{-1}$ (Figura 3.2a);
- Sathiyamoorthy e Shanmugasundaram (1994) utilizaram sacos de polietileno para cultivar cianobactérias;
- Menke *et al.* (2012) estudaram o crescimento de algas em resíduos industriais em dois sistemas de biorreatores descartáveis feitos de sacolas de polietileno (Figura 3.2 b).

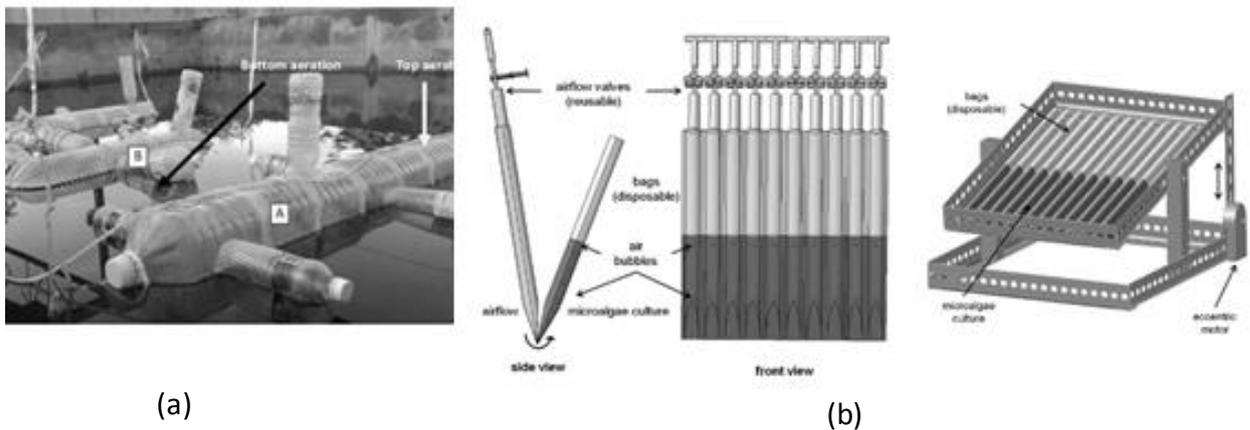


Figura 2.5: Sistemas de cultivo de baixo custo (a)Fotobiorreator flutuante (b) fotobiorreatores de sacolas plásticas. Adaptado de Menke et al. e Naqqiuddin *et al.* (2012; 2014)

3 Materiais e Métodos

3.1 Produção das microalgas

Neste estudo foram utilizadas as microalgas da espécie *Scenedesmus sp.* para cultivo em fotobiorreatores de baixo custo.

Para a preparação do inóculo foram utilizados *erlenmeyers*, pipetas reguláveis, ponteiros plásticos e mangueiras. Todo o material de vidro utilizado e a água destilada foram autoclavados a 121°C durante 20 minutos. Após esse processo, os materiais, a água, os meios de cultivo e o inóculo foram submetidos à luz ultravioleta durante 15 minutos em uma capela de fluxo de gás laminar, na qual as repicagens foram realizadas.

O meio de cultivo utilizado foi o Guillard modificado cuja composição pode ser observada na Tabela 3.1. Este meio de cultivo é composto por uma solução de macronutrientes e uma de micronutrientes, sendo que, para cada 980 ml de água destilada foram adicionados 10 ml de cada solução.

Tabela 3.1: Soluções do meio de cultivo de Guillard modificado (Ramirez, 2013)

Macronutrientes	g/L
CaCl ₂ *2H ₂ O	36,76
MgSO ₄ *7H ₂ O	36,97
NaHCO ₃	12,6
K ₂ HPO ₄	8,71
NaNO ₃	85,01
Na ₂ SiO ₃ *9H ₂ O	28,42
Micronutrientes	g/L
Na ₂ EDTA	4,36
FeCl ₃ *6H ₂ O	3,15
CuSO ₄ *7H ₂ O	0,01
ZnSO ₄ *7H ₂ O	0,022
CoCl ₂ *6H ₂ O	0,01
MnCl ₂ *4H ₂ O	0,18
Na ₂ MoO ₄ *2H ₂ O	0,006

3.2 Medida da biomassa produzida

Para avaliar o crescimento das microalgas foram feitas análises de densidade ótica e de peso seco.

As análises de densidade ótica se baseiam na obstrução física da luz gerada pelas microalgas, logo quanto mais células estiverem presentes na amostra maior será a absorvância. Como as microalgas possuem pigmentos fotossintetizantes é importante escolher um comprimento de onda adequado para as análises, onde não existam picos de absorção referentes às clorofilas (Lourenço, 2006).

Neste estudo foram realizadas análises diárias de absorvância no espectrofotômetro UV-1600 Pró Análise, com o comprimento de onda de 570 nm. Foram preparadas amostras de 3 mL em uma cubeta de vidro de caminho ótico de 1 cm. A absorvância deve ser inferior à unidade, para isto foram realizadas diluições em água destilada em proporções de 1:6 até 1:60.

Segundo a lei de Beer-Lambert, a concentração das espécies absorventes apresenta uma relação linear com a absorvância. Para obter a equação que relacione a densidade ótica com a concentração, foram realizadas análises de peso seco filtrando volumes determinados de amostras dos fotobiorreatores. As amostras foram filtradas com o auxílio de uma bomba de vácuo, em filtros de 0,7 μm previamente pesados. Após esta operação, os filtros foram levados à estufa a uma temperatura de 100°C, durante 24 h para serem secos. Ao fim deste período, os filtros foram pesados novamente e o peso seco foi obtido pela diferença.

Foram medidos 32 pontos durante a operação dos fotobiorreatores, com absorvâncias a partir de 1,7 até 43,6. Para obter a reta de calibração foi feita uma regressão linear considerando que a mesma deve passar pela origem, já que quando mede-se apenas água destilada a absorvância deve ser zero. A curva que representa a correlação entre concentração de biomassa e a absorvância pode ser vista na Figura 3.1.

A equação que relaciona as análises de densidade ótica com a concentração, obtida por meio destes pontos foi:

$$C_{\text{biomassa}} = DO_{570} \times 0,2651 \quad (3.1)$$

Onde, C_{biomassa} é a concentração em g/L de biomassa no meio de cultivo e DO_{570} é a densidade ótica medida no comprimento de onda de 570 nm. O coeficiente de correlação obtido foi de aproximadamente 96,2%.

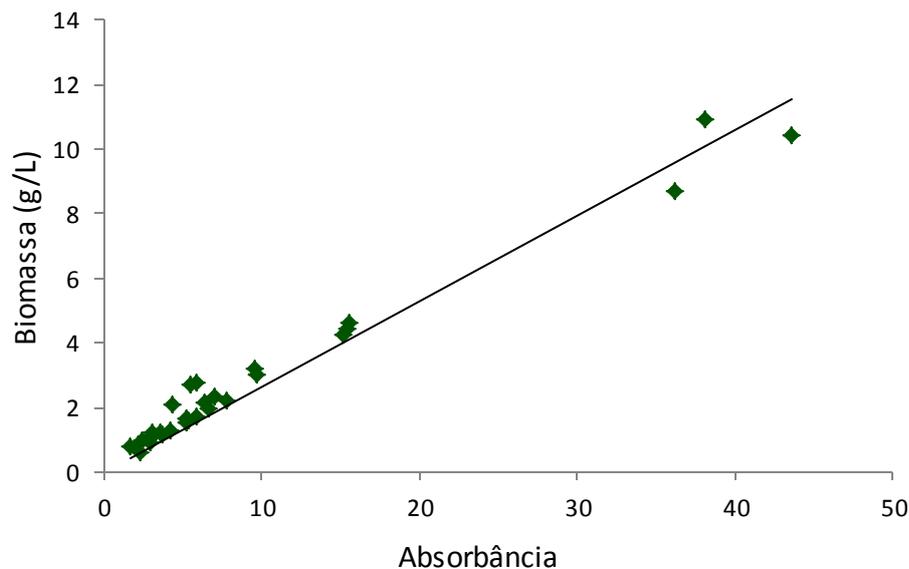


Figura 3.1: Relação entre a concentração de biomassa e absorvância

3.2.1 Cálculo da produtividade

A produtividade (P_x) de cada fotobiorreator expressa em $\text{g.L}^{-1}.\text{dia}^{-1}$ foi calculada da seguinte maneira:

$$P_x = \frac{(X_m - X_i)}{T_m} \quad (3.2)$$

Onde, X_m é a concentração máxima de biomassa (g.L^{-1}), X_i é a concentração de biomassa inicial (g.L^{-1}) e T_m é o tempo de cultivo referente a concentração máxima de biomassa (dia).

3.3 Fotobiorreatores

Neste estudo foram avaliados três fotobiorreatores de baixo custo em comparação com um fotobiorreator convencional do tipo *airlift* confeccionado de acrílico.

Os fotobiorreatores foram montados em uma bancada onde a luz foi fornecida por meio de quatro lâmpadas fluorescentes tubulares de 40 W cada. O fotoperíodo utilizado nos testes foi de 24 h e a intensidade luminosa fornecida por estes conjunto de lâmpadas foi de 10.000 lux. Os experimentos foram realizados a temperatura ambiente.

Em todos os sistemas, o ar fornecido foi filtrado utilizando algodão ortopédico e a aeração foi fornecida durante todo o tempo de cultivo. A vazão de aeração foi medida utilizando um rotâmetro.

3.3.1 Fotobiorreator airlift

O fotobiorreator *airlift* utilizado é de acrílico com as dimensões de 35 cm de altura, 17 cm de largura e 6 cm de profundidade, com uma placa central de 27cm x 17 cm, possuindo um volume de cultivo de 3,2 L (Figura 3.2).

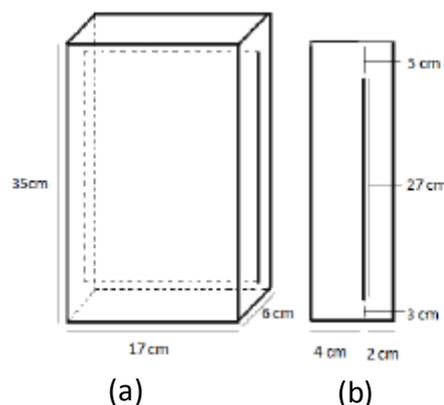


Figura 3.2: a) Vista frontal. b) Vista lateral. do fotobiorreator *airlift*. (Ramirez, 2013)

A aeração foi promovida por compressores conectados a um sistema composto por mangueiras e duas pedras porosas situadas no fundo do reator. A vazão de aeração utilizada foi de 2 L/min, aproximadamente 0,75 v.v.m. (volume de ar por volume de líquido por minuto), três vezes superior ao valor utilizado por Ramirez (2013), a fim de garantir uma agitação uniforme. Para evitar perdas evaporativas, um balão foi adicionado na tampa do fotobiorreator para condensar o líquido evaporado. As amostras foram

retiradas por um orifício fechado com uma tampa de silicone. A Figura 3.3 mostra foto ilustrativa do referido aparato.

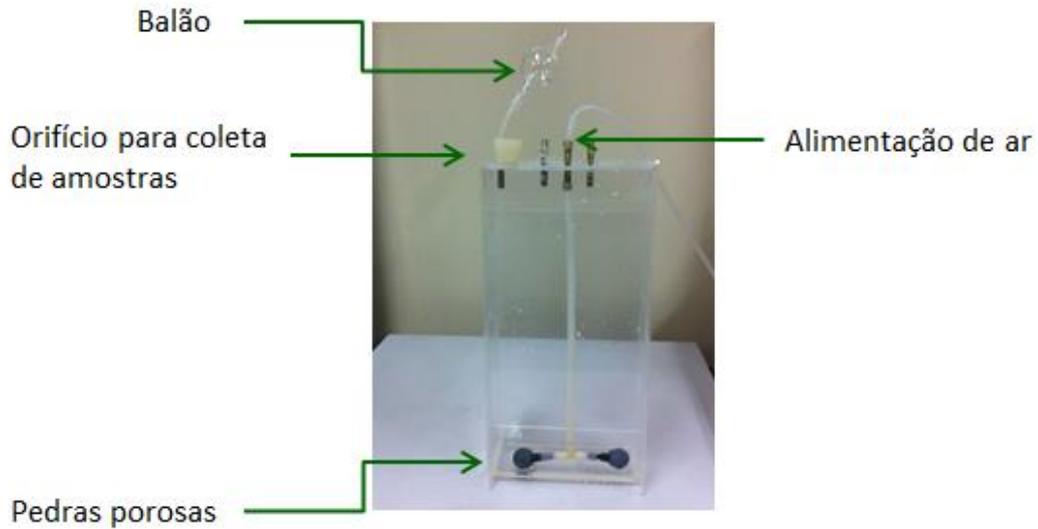


Figura 3.3: Fotobiorreator *airlift* e seus acessórios

A assepsia do fotobiorreator *airlift* e das pedras porosas, realizada previamente ao cultivo, foi feita utilizando uma solução de 1 mL/L de hipoclorito de sódio seguida pela adição de uma solução 50 g/L de tiosulfato de sódio.

3.3.2 Fotobiorreatores de baixo custo

Foram selecionadas embalagens plásticas transparentes de diferentes materiais e volumes. Foi considerado que esses sacos, quando preenchidos com meio de cultivo, apresentam uma profundidade que pode ser considerada constante, ou seja, o caminho de luz permanece o mesmo ao longo de toda a altura do fotobiorreator, o que promove uma incidência de luz uniforme.

Inicialmente foram pré-selecionados quatro sacos plásticos diferentes, cujo material que foram confeccionados, as dimensões, a espessura e o preço unitário estão apresentados na Tabela 3.2. A espessura de cada filme plástico foi obtida utilizando o micrometro eletrônico EZ mic da iGaging USA.

Tabela 3.2: Propriedades dos sacos plásticos pré-selecionados

Sacola	Material	Espessura (mm)	Tamanho (mm)	Preço unitário
1	Polipropileno	0,018	200x290	R\$ 0,16
2	Polietileno	0,056	240x325	R\$ 0,35
3	Polipropileno	0,024	240x325	R\$ 0,10
4	Polietileno	0,012	280x420	R\$ 0,06

O volume de cada fotobiorreator foi escolhido com o objetivo que a sacola ficasse repleta de líquido mantendo um formato com profundidade aproximadamente constante, inferior a 15 cm. Este valor foi escolhido para tornar possível que a luz atravessasse todo o fotobiorreator, já que a iluminação artificial foi fornecida apenas em uma superfície frontal de cada sacola. Estes valores estão indicados na Tabela 3.3.

Tabela 3.3: Profundidade e volume determinados para cada saco

Saco	Profundidade (cm)	Volume(L)
1	9	1
2	14	1,5
3	14	1,5
4	12,5	2

Foram realizados testes iniciais para avaliar a resistência dos plásticos. Os sacos 1, 2 e 4 foram preenchidos com água e foram deixados pendurados durante 24 horas. Por ser do mesmo material que o saco 1 e apresentar uma espessura semelhante, o saco 3 não passou por este teste, pois foi considerado que a resistência seria similar. Após este período, os sacos foram esvaziados e suas características aparentes foram avaliadas. O saco 4 foi descartado pois não resistiu bem ao teste, apresentando deformações.

Após as análises iniciais, o sistema para o cultivo de *Scenedesmus sp.* nos fotobiorreatores de baixo custo foi montado. Um sistema de hastes metálicas foi instalado para pendurar os sacos pela sua parte superior, de forma a impedir que eles tivessem qualquer contato com o chão, como mostrado na Figura 3.4. Os fotobiorreatores foram fixados nas hastes com o auxílio de prendedores.

**Figura 3.4:** Sistema de cultivo da *Scenedesmus sp.* em fotobiorreatores de baixo custo.

Os testes realizados com os sacos plásticos foram feitos em triplicata, permitindo avaliar erros experimentais. A aeração dos sacos foi promovida pelo mesmo sistema de compressores e pedras porosas utilizado para o fotobiorreator *airlift*, inserido na parte central de cada saco (Figura 3.5). A vazão de aeração fornecida para o fotobiorreator 1 foi de 1,3 L/min e para os fotobiorreatores 2 e 3 foi de 2 L/min, aproximadamente 1,3 v.v.m em todos os fotobiorreatores.

Os sacos tiveram sua abertura superior fechada com fita adesiva, para evitar contaminação. Um pequeno orifício foi deixado em volta da entrada da mangueira de aeração para que o ar pudesse sair. Além disto, cada saco tinha uma pequena abertura lateral para retirada de amostras, as quais foram coletadas vertendo seu conteúdo em um *Becker*.

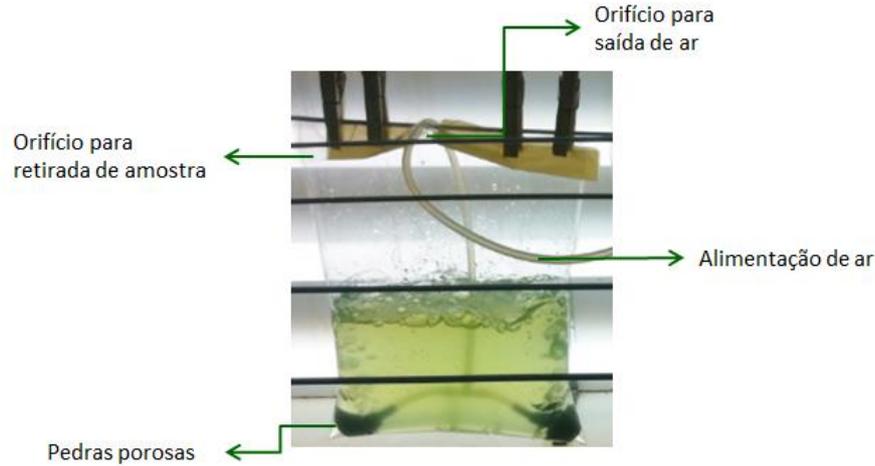


Figura 3.5: Fotobiorreator de baixo custo - 1

O sistema apresentou variações de volumes significativas durante o tempo de cultivo, as quais se devem às perdas evaporativas, à retirada de amostras para análises de espectrofotometria e de peso seco e a problemas experimentais. Para calcular a absorvância retirando o efeito de concentração (DO_{real}) foi considerado que o volume de evaporação (V_{evap}) foi constante.

$$V_{evap} = \frac{(V_0 - \bar{V}_f - V_{ae} - V_{ap})}{t} \quad (3.3)$$

$$DO_{real} = \frac{DO_{exp} * (V_{i-1} - V_{evap})}{V_{i-1}} \quad i \geq 1 \quad (3.4)$$

Onde todos os volumes estão em mL, V_0 é o volume inicial, \bar{V}_f é a média dos volumes finais para cada modelo de fotobiorreator e V_{ae} e V_{ap} são os volumes totais retirados para amostras nas análises de espectrofotometria e peso seco, respectivamente; t é o tempo de cultivo e i representa o dia de cultivo iniciando em 0.

Assim como para o *airlift*, as pedras porosas passaram por assepsia com soluções de hipoclorito de sódio e de tiosulfato de sódio. As sacolas não sofreram assepsia, pois eram novas e estavam em embalagens lacradas.

3.3.3 Tempo de cultivo

Segundo estudos realizados por Ramirez (2013) o tempo de cultivo, em modo batelada, para a *Scenedesmus sp.* é de 10 dias, quando ocorre o fim da fase exponencial. Este foi o tempo de cultivo escolhido para comparar o fotobiorreator de acrílico e os sacos 2 e 3.

Para a sacola 1, o tempo de cultivo foi modificado devido ao volume de cultivo ser de 1 litro. Assim, as retiradas de amostra e as perdas evaporativas representavam uma porcentagem significativa do volume, tornando necessária a reposição do meio de cultivo. O tempo de cultivo para este fotobiorreator foi determinado a partir da estabilização da curva de crescimento de biomassa.

Com o objetivo de avaliar a durabilidade dos sacos plásticos ao longo do tempo, durante mais de um ciclo de operação, e a concentração máxima de biomassa possível de obter durante o tempo de cultivo, este sistema teve duas paradas, nas quais houve a

retirada de biomassa e adição de meio de cultivo. As paradas ocorreram quando o sistema apresentou uma diminuição de 40% do volume inicial. O meio foi diluído até uma absorvância escolhida com base no volume desejado e nos resultados de crescimento dos dias anteriores.

3.4 Análises dos materiais de fabricação dos fotobiorreatores

Para comparar os fotobiorreatores de baixo custo com o modelo tradicional foram realizadas análises de transmitância.

Um luxímetro digital foi utilizado para comparar as perdas de intensidade luminosa provocadas por cada polímero. Para avaliar a transmitância de cada plástico em diferentes comprimentos de onda foram realizadas análises de varredura em um espectrofotômetro UV-visível. Foram separadas amostras de cada plástico e elas passaram por uma varredura cobrindo os comprimentos de onda de 200 a 800 nm.

4 Resultados

Este capítulo sumariza os principais resultados obtidos neste trabalho, contemplando cultivos em fotobiorreatores de baixo custo.

4.1 Fotobiorreator airlift

O crescimento das microalgas no fotobiorreator *airlift*, descrito no capítulo anterior, foi avaliado durante 10 dias. Utilizando a curva de calibração, obtida através das análises de peso seco, é possível transformar os valores de densidade ótica em concentração de biomassa (g/L). Na Figura 4.1, que relaciona o logaritmo da concentração de biomassa com o tempo transcorrido, é possível observar o comportamento do crescimento de biomassa. Nesta curva é possível notar que existem três fases, inicialmente uma fase *lag* (dias 0-1), após este período se inicia a fase de crescimento exponencial (dias 1-3) e ao fim desta, se inicia a fase estacionária que se mantém até o fim do período reacional.

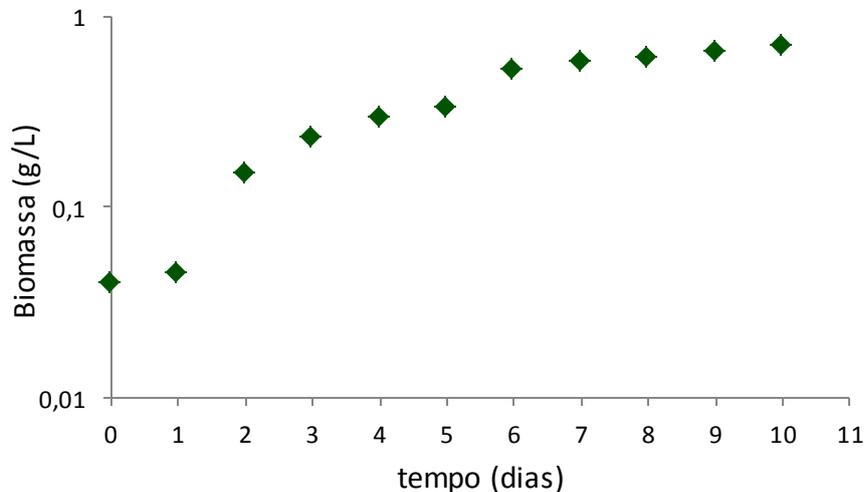


Figura 4.1: Curva logarítmica de crescimento das microalgas no fotobiorreator *airlift*.

Na Figura 4.2, que relaciona a concentração de biomassa com o tempo, é possível observar que a concentração máxima obtida nesse fotobiorreator é de 0,704 g/L.

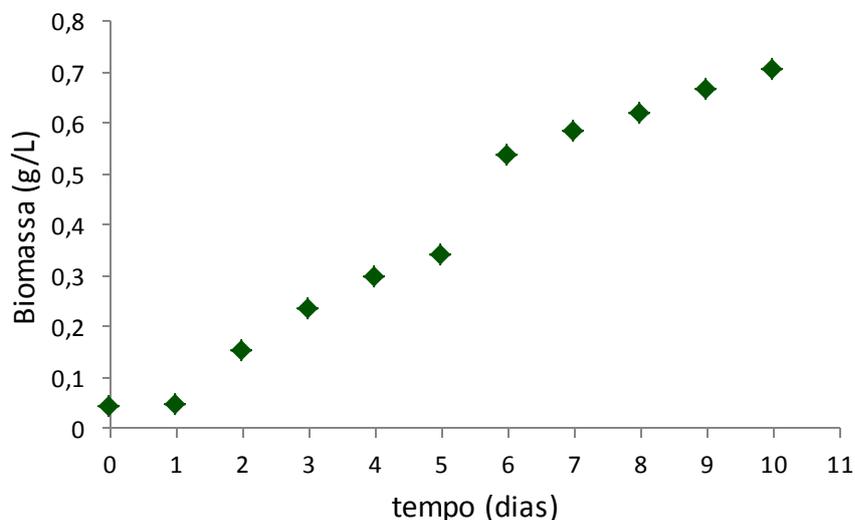


Figura 4.2: Curva de crescimento da *Scenedesmus sp.* no fotobiorreator *airlift*.

4.2 Fotobiorreatores de baixo custo

Esta seção apresenta os resultados dos cultivos nos fotobiorreatores de baixo custo. Inicialmente os resultados de cada cultivo serão descritos e ao final comparados.

4.2.1 Fotobiorreator 1

O crescimento das microalgas no saco 1 foi avaliado durante 24 dias. Durante este período foram realizadas duas paradas uma no dia 8 e outra no dia 17, onde houve retirada de meio reacional e adição de meio de cultivo e água destilada, a fim de obter densidades óticas 9 e 15 respectivamente.

Os valores diários medidos de absorbância foram corrigidos utilizando as equações 3.3 e 3.4. O volume evaporado médio calculado foi de 31 mL/dia. A mesma curva de calibração utilizada para obter os dados de concentração para o fotobiorreator *airlift* foi aplicada neste caso. Na Figura 4.3 é possível observar que ocorreu um crescimento rápido de biomassa, a fase lag não foi detectada no primeiro ciclo devido ao fato de serem realizadas apenas uma análise por dia.

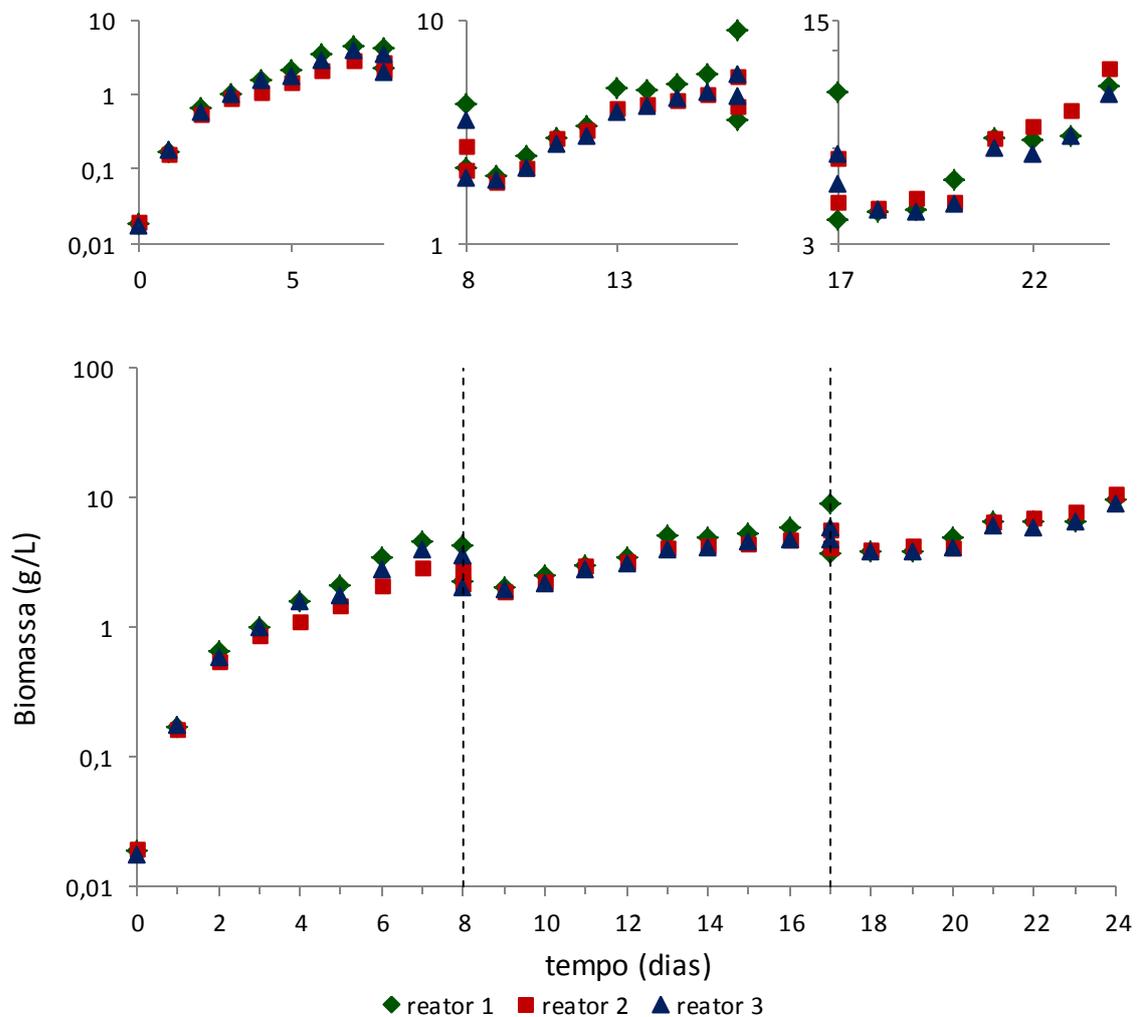


Figura 4.3: Curva logarítmica do crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 1 (a) Primeiro ciclo dias 0 a 8 (b) Segundo ciclo: dias 8 a 17 (c) Terceiro ciclo: dias 17 a 24 (d) Período total.

Na Figura 4.4 é possível observar a mudança de comportamento devido às diluições realizadas nos dias 8 e 17.

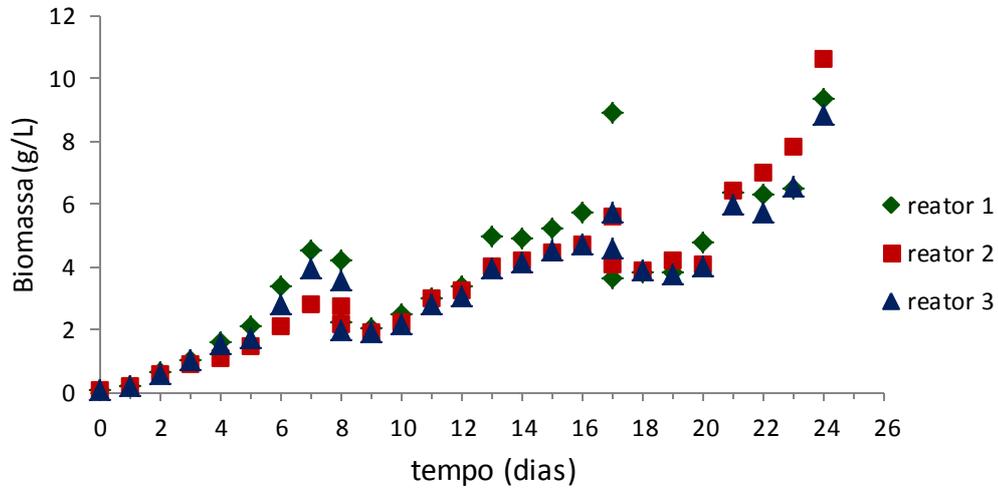


Figura 4.4: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 1.

4.2.2 Fotobiorreator 2 e 3

O crescimento da microalga *Scenedesmus sp.* nos sacos 2 e 3 foi avaliado durante 10 dias. Os valores de absorbância e a curva de crescimento foram corrigidos da mesma maneira utilizada para o saco 1.

A curva de crescimento para o saco 2 pode ser observada na Figura 4.5. Assim como para o fotobiorreator 1, não foi possível observar a fase lag, pois a mesma ocorreu entre as análises diárias do dia 0-1.

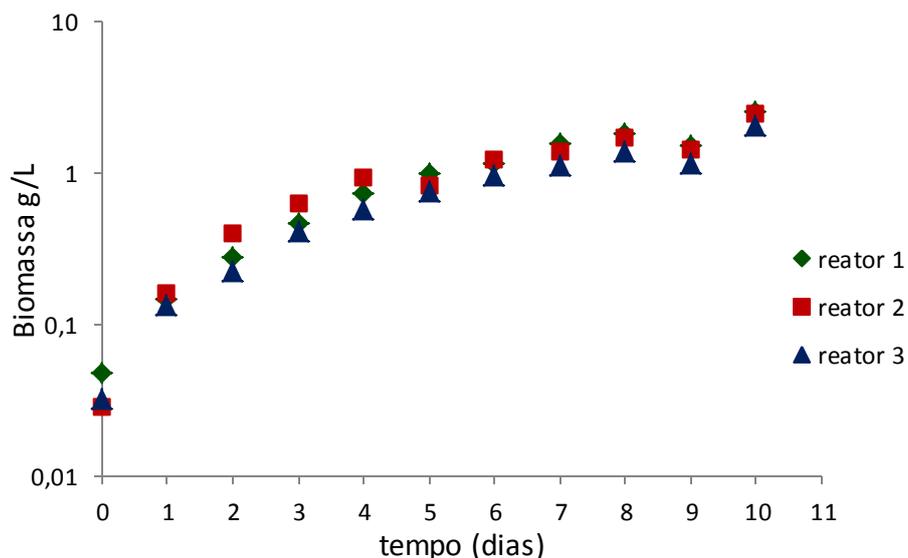


Figura 4.5: Curva logarítmica do crescimento das microalgas *scenedesmus sp.* no fotobiorreator de baixo custo 2.

Na Figura 4.6 é possível observar as concentrações de biomassa ao longo do tempo no fotobiorreator 2. No dia 2 as pedras porosas foram substituídas, pois não estavam funcionando corretamente, tornando a aeração diferente de sacola para sacola.

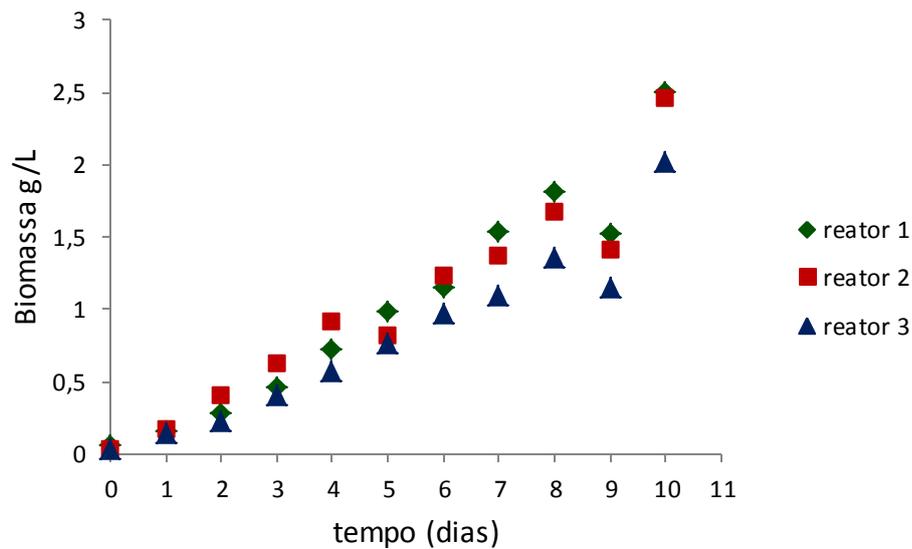


Figura 4.6: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 2.

O comportamento do crescimento da biomassa no fotobiorreator 3 pode ser visto na Figura 4.7. Assim como para os outros dois sacos, a fase *lag* não foi detectada devido à frequência das análises.

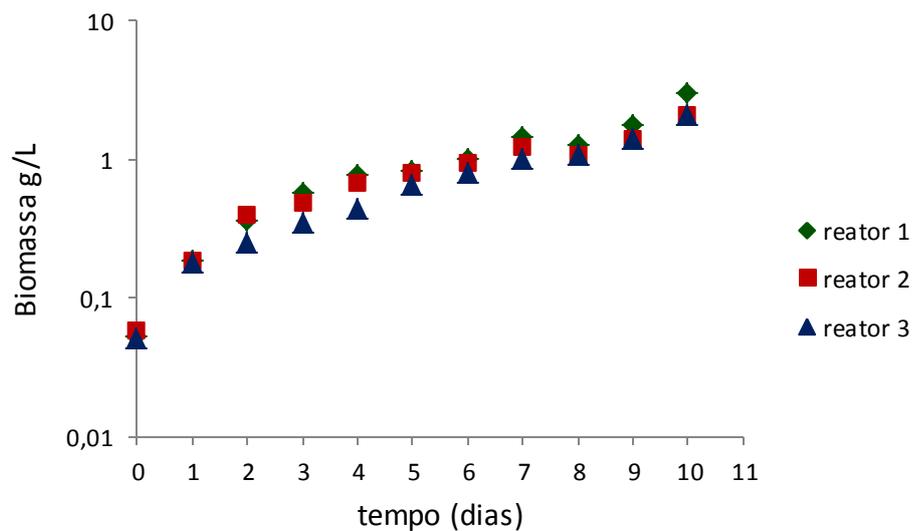


Figura 4.7: Curva logarítmica do crescimento das microalgas *scenedesmus sp.* no fotobiorreator de baixo custo 3.

Na Figura 4.8 estão dispostas as concentrações de biomassa diárias do fotobiorreator 3. É possível observar que a partir do dia 7 a amostra 1 teve um crescimento de concentração de biomassa maior, destacando-se em relação aos outros dois fotobiorreatores. Isto se deve provavelmente à diferença de aeração promovida pelos compressores e pelas pedras porosas.

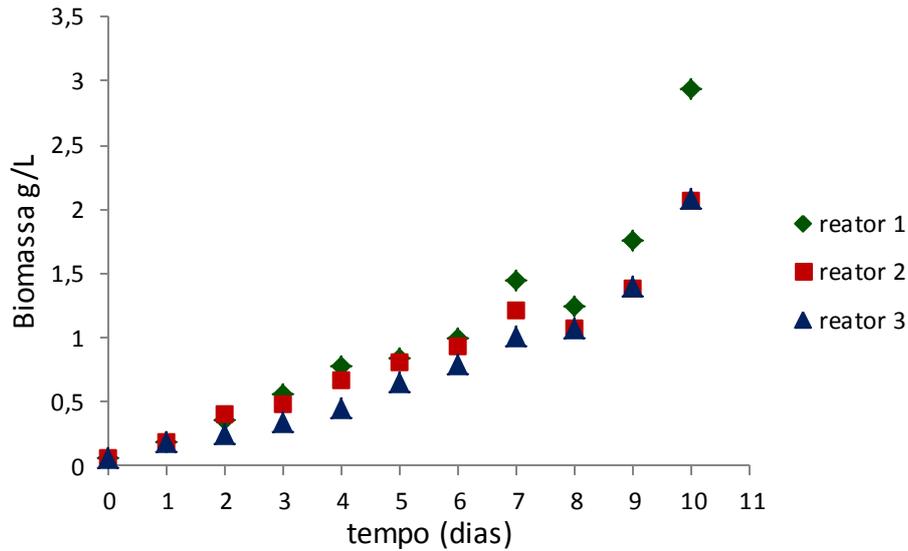


Figura 4.8: Curva de crescimento das microalgas no fotobiorreator de baixo custo 3.

4.3 Comparação dos diferentes fotobiorreatores

Para avaliar o crescimento das microalgas nos diferentes fotobiorreatores foi traçado um gráfico das médias da concentração de biomassa nos fotobiorreatores de baixo custo e *airlift* em função do tempo (Figura 4.9).

É possível observar que a concentração de biomassa nos fotobiorreatores de baixo custo é superior às concentrações no *airlift*. O saco 1 apresentou o melhor desempenho, visto que, por exemplo, no sétimo dia a concentração média medida foi muito superior a concentração no *airlift*.

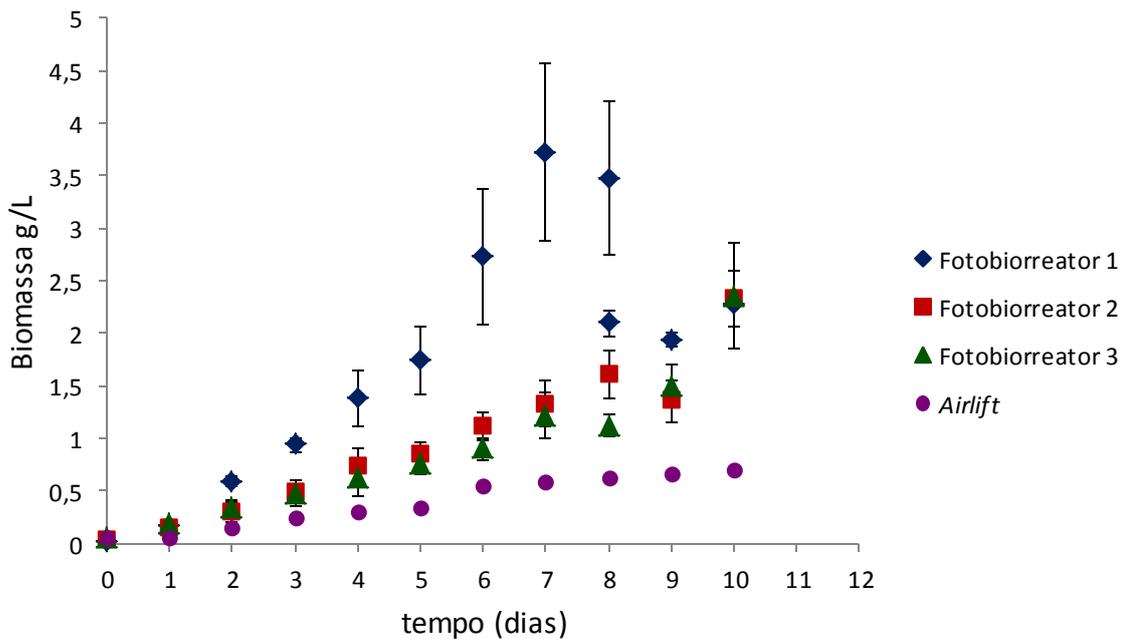


Figura 4.9: Curva de crescimento das microalgas nos diferentes fotobiorreatores.

A curva logarítmica das concentrações foi traçada para avaliar o comportamento do crescimento nos fotobiorreatores estudados (Figura 4.10). Apesar das diferenças de concentração, é possível observar que o comportamento de crescimento é semelhante em todos os fotobiorreatores, apresentando o fim da fase exponencial e o início da fase estacionária no mesmo tempo reacional. A velocidade de crescimento de biomassa foi maior nos fotobiorreatores de baixo custo, principalmente no fotobiorreator 1.

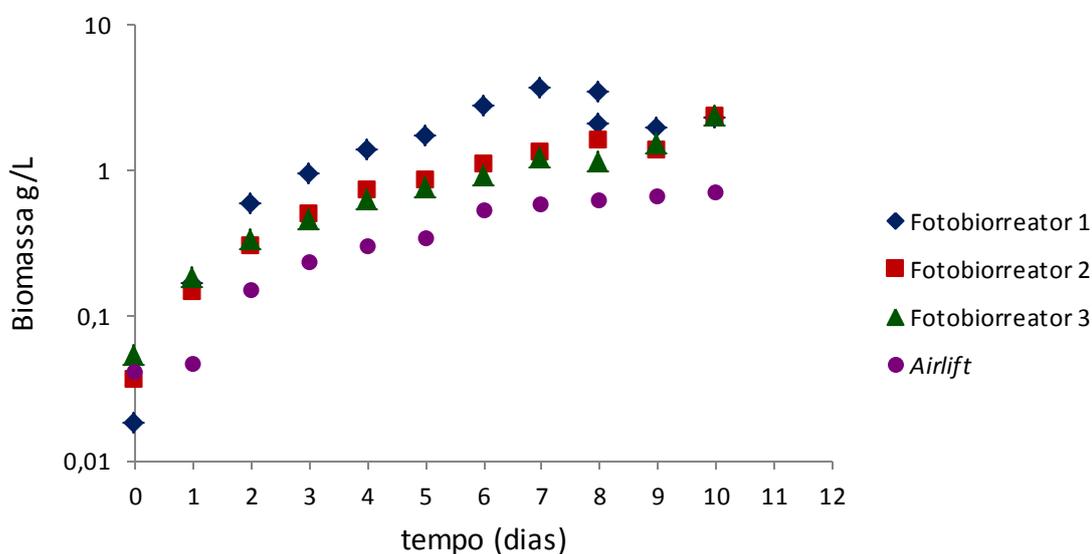


Figura 4.10: Curva logarítmica do crescimento de biomassa nos fotobiorreatores.

As concentrações máximas médias obtidas assim como a produtividade média para cada fotobiorreator estão apresentadas na Tabela 4.1. Os valores para o fotobiorreator 1 foram divididos em três períodos referentes aos ciclos de operação, dos dias 0 à 8, 8 à 17 e 17 à 24.

Tabela 4.1: Concentração média máxima e produtividade média para cada fotobiorreator.

	Concentração máxima (g.L ⁻¹)		Produtividade (g.L ⁻¹ .dia ⁻¹)	
	Média	Desvio	Média	Desvio
Fotobiorreator 1.1	3,723	0,844	0,529	0,121
Fotobiorreator 1.2	6,724	1,893	0,515	0,201
Fotobiorreator 1.3	9,586	0,932	0,787	0,167
Fotobiorreator 2	2,325	0,266	0,229	0,026
Fotobiorreator 3	2,356	0,498	0,230	0,050
Airlift	0,704		0,066	

Para avaliar os resultados de produtividade foi aplicado o teste Tukey com nível de significância $\alpha=0,05$. Os resultados obtidos estão indicados na Tabela 4.2, onde NS é utilizado quando que não houve diferença significativa entre os dados e S quando existe uma diferença significativa entre eles.

Tabela 4.2: Teste Tukey aplicado as produtividades.

	Fotobiorreatores					
	1.1	1.2	1.3	2	3	Airlift
Fotobiorreator 1.1	-	NS	NS	NS	NS	S
Fotobiorreator 1.2	-	-	NS	NS	NS	S
Fotobiorreator 1.3	-	-	-	S	S	S
Fotobiorreator 2	-	-	-	-	NS	NS
Fotobiorreator 3	-	-	-	-	-	NS
Airlift	-	-	-	-	-	-

É possível observar os cultivos realizados no saco 1 são os únicos que apresentam valores de produtividade significativamente diferentes aos do *airlift*, apresentando resultados melhores de produtividade e concentração máxima em todos os ciclos de operação.

4.3.1 Análises dos material de fabricação dos fotobiorreatores

Para avaliar as diferenças entre os fotobiorreatores, a perda de intensidade luminosa foi calculada para cada plástico, os valores obtidos estão apresentados na Tabela 4.3. Todos os fotobiorreatores apresentaram perdas inferiores a 10%.

Tabela 4.3: Valores medidos de perda de intensidade luminosa por meio de um luxímetro digital.

Fotobiorreator	Perda de intensidade luminosa
Saco 1	5,0%
Saco 2	8,7%
Saco 3	4,3%
Airlift	6,6%

O saco 2 foi o que apresentou uma maior perda de intensidade luminosa. Os sacos 1 e 3 apresentaram perdas semelhantes, pois são confeccionados do mesmo material e apresentam espessuras similares, contudo, as concentrações e a velocidade de crescimento de biomassa foram superiores para o saco 1.

As análises de espectrofotometria realizadas nos diferentes plásticos dos fotobiorreatores foram divididas em duas faixas de comprimento de onda: UV (200 a 400 nm) e visível (400 a 800 nm). Em ambos os casos, os resultados para todos os plásticos foram sobrepostos a fim de tornar possível a comparação dos seus espectros.

Na Figura 4.11 é possível observar o espectro visível dos plásticos. Todos os polímeros apresentam valores baixos de absorbância para estes comprimentos de onda. Os sacos 1 e 3 apresentam comportamentos semelhantes por serem do mesmo material, o acrílico apresenta o menor resultado de absorbância se mantendo próximo a linha de base e o saco 2 é o que apresenta os valores mais elevados, apesar disto, os valores se mantêm inferiores a 0,06.

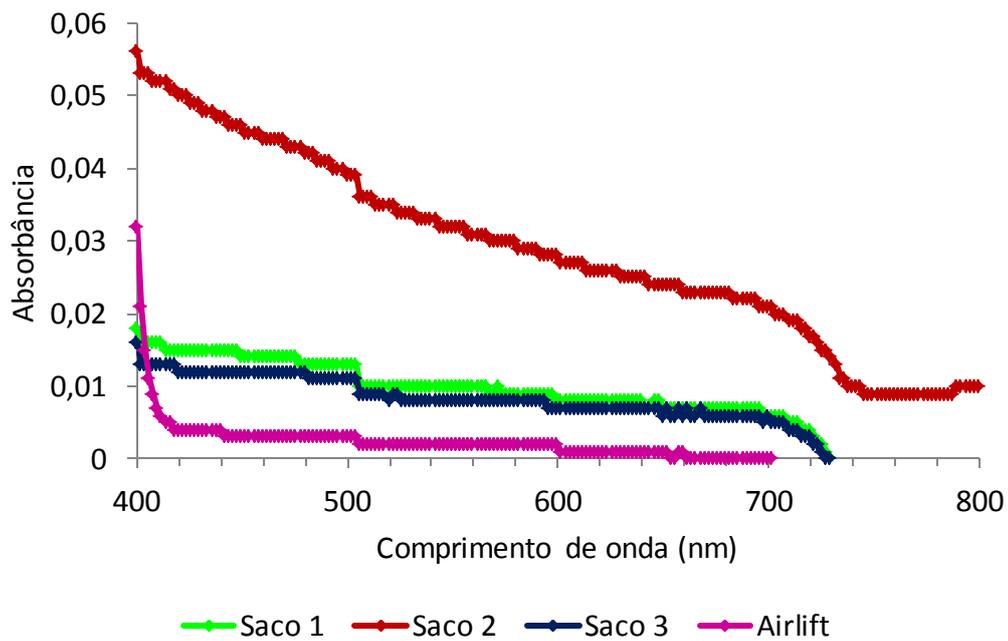


Figura 4.11: Espectro visível de absorção dos plásticos dos diferentes fotobiorreatores.

A Figura 4.12 apresenta os dados referentes ao espectro dos plásticos nos comprimentos de onda UV, nos quais os plásticos apresentaram comportamentos bem diferentes. Os sacos 1 e 3 começaram a absorver a partir de comprimentos de onda inferiores a 240 nm. O saco 2 apresenta uma pequena absorção desde o início dos comprimentos de onda UV aumentando com comprimentos de onda inferiores a 240 nm. O fotobiorreator de acrílico *airlift* apresenta uma alta absorção nos comprimentos de onda da luz UV, causando quase que a obstrução total para o meio de cultivo.

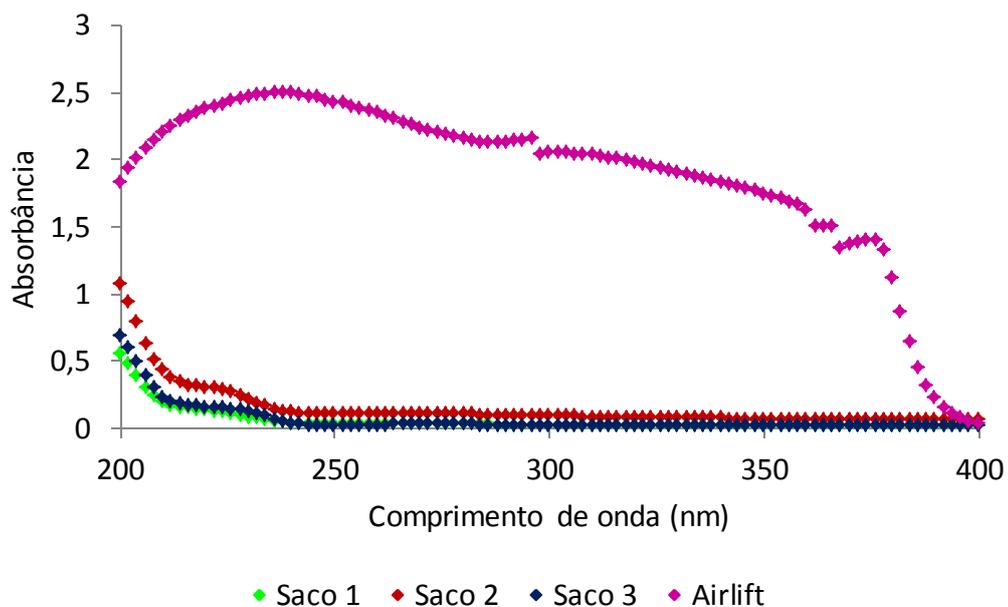


Figura 4.12: Espectro de absorção UV dos fotobiorreatores.

Os valores de transmitância de cada plástico foram calculados a partir da absorção e estão apresentados na Tabela 4.4. Estes valores foram calculados para avaliar quanto de luz cada plástico deixa passar, é possível notar que para comprimentos de onda à baixo de 400 nm o acrílico obstrui quase que totalmente a passagem e que em comprimentos de onda próximos de 200 nm os sacos 1, 2 e 3 começam a ter sua transmitância diminuída.

Tabela 4.4: Valores de transmitância calculados para cada plástico

Comprimento de onda (nm)	Transmitância			
	Saco 1	Saco 2	Saco 3	Acrílico
200	28%	8%	21%	1%
300	96%	83%	97%	1%
400	96%	88%	96%	93%
500	97%	91%	97%	99%
600	98%	94%	98%	100%
700	99%	95%	99%	100%
800	100%	98%	100%	100%

Apesar de haver uma diferença entre os fotobiorreatores no que se trata da transmitância em comprimentos de onda UV, não é possível concluir que esta é a razão pela qual a produtividade é inferior no fotobiorreator *airlift*. Não existe um consenso na literatura sobre a influência da luz UV no crescimento de microalgas. Geralmente as radiações UV-A e UV-B são prejudiciais ao crescimento destes micro-organismos, apesar disto algumas espécies apresentam um melhor desempenho quando submetidas à luz UV. Microalgas de superfície apresentam uma maior resistência a estes comprimentos de onda, a *Scenedesmus sp.* pertence a este grupo, logo seria necessária a realização de mais estudos para compreender os efeitos da luz UV nesta microalga (Holzinger e Lütz, 2005).

5 Conclusões e Trabalhos Futuros

Com base nos resultados obtidos conclui-se que é possível utilizar fotobiorreatores de baixo custo para o cultivo de microalgas *Scenedesmus sp.* em meio de Guillard modificado.

Nos três fotobiorreatores testados as microalgas apresentaram resultados de crescimento satisfatórios quando comparados com o fotobiorreator *airlift*. No saco 1, a concentração média máxima obtida em cada um dos três períodos do tempo de crescimento foram superiores a do fotobiorreator de baixo custo, a produtividade média obtida neste fotobiorreator também foi maior que a dos foto biorreator convencional.

Os sacos 2 e 3 apresentaram bons resultados de produtividade, provando que o uso deles é possível e fornece resultados semelhantes aos do fotobiorreator *airlift* e aos períodos 1 e 2 do saco 1.

A perda de intensidade luminosa em cada plástico é semelhante para todos os materiais, não podendo ser identificada como o motivo das diferenças de produtividade e concentração. As análises de espectrofotometria dos polímeros mostra que os resultados são semelhantes na faixa visível (400 a 800 nm). Nos comprimentos de onda UV, os plásticos apresentam comportamentos bem diferentes, sendo que o acrílico do fotobiorreator *airlift* possui uma absorbância bastante elevada em relação aos outros plásticos.

Não é possível concluir que a luz UV é responsável pela diferença de comportamento de crescimento das microalgas, pois existem outros fatores que pode afetar esse crescimento, como a aeração uniforme, existência de zonas escuras, sedimentação das microalgas e incrustações nas paredes dos fotobiorreatores.

A influência da luz UV no crescimento de microalgas não é um consenso entre os autores, além disso, ela varia de espécie para espécie de microalga. Para avaliar melhor a influência da luz UV no crescimento da *Scenedesmus sp.* é possível realizar estudos utilizando filtros de luz UV e comparar os resultados obtidos com e sem filtro para observar a influência da luz na produtividade.

Trabalhos podem ser realizados para avaliar a influência de diferentes volumes dos fotobiorreatores na produtividade e na aeração dos fotobiorreatores, avaliando a sedimentação e a homogeneidade do meio.

Para aumentar a produtividade e a concentração máxima que pode ser obtida, estudos podem ser realizados avaliando o tempo ideal de cultivo para sistemas alimentados. O saco 1, no terceiro período foi o que apresentou melhores resultados, seria interessante avaliar a influência da alimentação de meio de cultivo em diferentes momentos e quantidades.

6 Referências

Borowitzka, M. A. Commercial production of microalgae: ponds, tanks, tubes and fermenters. **Journal of Biotechnology**, v. 70, n. 1-3, p. 313-321, 1999.

Brennan, L.; Owende, P. Biofuels from microalgae-A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 14, n. 2, p. 557-577, 2010.

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

Eibl, R. et al. Disposable bioreactors: The current state-of-the-art and recommended applications in biotechnology. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 86, n. 1, p. 41-49, 2010.

Holzinger, A.; Lütz, C. Algae and UV irradiation: Effects on ultrastructure and related metabolic functions. **Micron**, v. 37, n. 3, p. 190-207, 2006.

Kim, M. K. et AL. Enhanced production of *Scenedesmus* spp. (Green microalgae) using a new médium containing fermented swine wastewater. **Bioresource Technology**, v. 98, n. 11, p. 2220-2228, 8//2007. ISSN 0960-8524.

Lourenço, S. D. O. Cultivo de Microalgas Marinhas – Princípios e Aplicações. 2006. 606 ISBN 9788576561132.

Mata, T. M.; Martins, A. A.; Caetano, N. S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 14, n. 1, p. 217-232, 2010.

Menke, S. et al. Screening of Microalgae for Feasible Mass Production in Industrial Hypersaline Wastewater Using Disposable Bioreactors. **Clean - Soil, Air, Water**, v. 40, n. 12, p. 1401-1407, 2012.

Naqqiuddin, M. A. et al. **Development of simple floating photobioreactor design for massa culture of *Arthrospira platensis* in outdoor conditions: Effects of simple mixing variation**: Journal of Algal Biomassa Utilization 2014.

Oosterhuis, N. M. G.; van den Berg, H. J. How multipurpose is a disposable bioreactor? **BioPharm International**, v. 24, n. 3, p. 51-57, 2011.

Prakash, A.; Saha, H.; Mrudula, P. Biodiesel production from microalgae and a comparative study of bioreactors: A scope of replacing the petroleum based fuels. **International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research**, v. 23, n. 2, p. 147-150, 2013.

Pulz, O.; Scheibenbogen, K. **Photobioreactors: Design and Performance with Respect to Light Energy Input**: Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology. 59 1998.

Ramirez, N. N. V. **Estudo do crescimento da microalga *Scenedesmus sp.* em vinhaça**. Dissertação de Mestrado. Departamento de Engenharia Química, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. 2013.

Sathiyamoorthy, P.; Shanmugasundaram, S. A low-cost bioreactor for cyanobacterial biomass production. **Bioresource Technology**, v. 49, n. 3, p. 279-280, 1994.

Singh, N. K.; Dhar, D. W. Microalgae as second generation biofuel. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 31, n. 4, p. 605-629, 2011.

Singh, R. N.; Sharma, S. Development of suitable photobioreactor for algae production - A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 16, n. 4, p. 2347-2353, 2012.

Tredici, M. R. **Colture massive di microalghe: calamità o risorsa?** Dipartimento di Biotecnologie Agrarie - Università degli Studi di Firenze 2006.