



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA QUÍMICA
LABORATÓRIO DE REFERÊNCIA EM DESSALINIZAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA QUÍMICA

**POTENCIAL DE MICROALGAS NA REDUÇÃO DA SALINIDADE DE ÁGUAS
SALOBRAS VISANDO À PRODUÇÃO DE BIOMASSA COMO FONTE DE
ENERGIA**

MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES LOPES

**CAMPINA GRANDE
2017**

MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES LOPES

**POTENCIAL DE MICROALGAS NA REDUÇÃO DA SALINIDADE DE ÁGUAS
SALOBRAS VISANDO À PRODUÇÃO DE BIOMASSA COMO FONTE DE
ENERGIA**

**Tese apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Engenharia
Química da Universidade Federal de
Campina Grande.**

Área de Concentração: Recurso Regional e Meio Ambiente

Orientador: Prof. Kepler Borges França (Ph.D).

**CAMPINA GRANDE
2017**

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL DA UFCG

L864p Lopes, Maniza Sofia Monteiro Fernandes.
Potencial de microalgas na redução da salinidade de águas salobras visando à produção de biomassa como fonte de energia / Maniza Sofia Monteiro Fernandes Lopes. – Campina Grande, 2017.
126 f. : il. color.

Tese (Doutorado em Engenharia Química) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia, 2017.
"Orientação: Prof. Dr. Kepler Borges França".
Referências.

1. Biorreator. 2. Membrana. 3. Salinidade. 4. Dessalinização. 5. Lipídeos I. França, Kepler Borges. II. Título.

CDU 628.165 (043)

MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES LOPES

**POTENCIAL DE MICROALGAS NA REDUÇÃO DA SALINIDADE DE ÁGUAS
SALOBRAS VISANDO PRODUÇÃO DE BIOMASSA COMO FONTE DE ENERGIA**

BANCA EXAMINADORA:

**Prof. Kepler Borges França
Orientador (UFCG/UAEQ)**

**Prof. Howard William Pearson
Examinador Externo (UFCG/UAEQ)**

**Prof.^a Roberto Sassi
Examinador Externo (UEPB/CCT)**

**Prof.^a Herve Michel Laborde
Examinador Interno (UFCG/UAEQ)**

**Prof.^a Weruska Brasileiro Ferreira
Examinadora Externa (UEPB/CCT)**

**CAMPINA GRANDE
2017**

DEDICO

Ao meu esposo Hamilton, que, mesmo à distância, sempre esteve presente nesta temporada de saudade, compartilhando alegrias e me ajudando a superar momentos difíceis com palavras de amor, sabedoria, fé, esperança e muita compreensão.

e

Aos sobrinhos Edward e Axel, por deixarem essa jornada mais leve e por me fazer entender o verdadeiro amor entre sobrinhos e tia. Com esse amor, as coisas ficaram mais fáceis, os caminhos mais claros e os medos dissolvem.

OFEREÇO

Ofereço este trabalho aos meus pais João Baptista Fernandes e Maria dos Reis Santos Monteiro Fernandes e às minhas avós (in memoriam), por se constituírem diferentemente enquanto pessoas, proporcionando amor e educação indescritíveis, e me incentivando a buscar vida nova a cada dia. Meus agradecimentos por terem dado coragem nos momentos mais difíceis e por me fazerem acreditar mais uma vez que eu era capaz de chegar até aqui.

Muito OBRIGADA.

AGRADECIMENTOS

Sou grata:

Primeiramente a DEUS, pela oportunidade e pelo privilégio que me foi dado em compartilhar tamanha experiência ao concluir mais essa etapa. O que seria de mim sem a fé que eu tenho Nele?...

A todos os meus familiares, em especial aos meus irmãos e sobrinhos, que estiveram sempre presentes durante todos os momentos de minha vida, dedicando todo o apoio, carinho e atenção.

Um especial agradecimento a um grande amigo-tio-padrinho e segundo “pai” Faustino Jovito Fernandes e a tia Joana Baptista Fernandes, que, mesmo à distância, sempre estiveram presentes, apoiando e dando forças. Uma eterna gratidão pela dedicação e pelo incentivo.

Ao meu orientador Kepler Borges França, pela orientação, amizade, paciência e por confiar em mim, me dando liberdade e estímulo em todas as minhas decisões.

Ao meu coorientador Howard Willian Pearson, por ter acreditando em mim, pelo incentivo na realização do trabalho.

À minha inesquecível Professora Weruska Brasileiro Ferreira, a quem serei sempre grata, pela dedicação, incentivo, amizade e por ter compartilhado os seus conhecimentos.

Aos meus queridos amigos, que sempre me apoiaram e acreditaram em mim, tanto os que estão distantes como os que eu fiz aqui no Brasil.

À minha amiga Armiliana, pois sempre estivemos uma ao lado da outra apoiando, criticando e dando forças, ao LABDES, minha segunda casa, em especial a Sonali, Priscilla, Bruna, Tereziana, Carolina, Kelly e Ramom, que sempre me apoiaram e estiveram presentes. A Rodrigo, que sempre esteve ao meu lado desde quando começamos juntos essa batalha e

terminamos com êxito. A João, que foi a “peça” fundamental para realização do trabalho, e a Rosa, sempre me aconselhando e mostrando os melhores caminhos nessa jornada.

Um especial obrigado a Mario Peres, que se fez sempre presente acreditando que ia dar certo; serei eternamente grata pela dedicação, incentivo, amizade e por ter compartilhado os seus conhecimentos.

À banca examinadora (qualificação e final) pelas contribuições de melhoria desta tese.

Ao Larbim, em especial a Viviane, Jordana, Luis e ao professor Roberto Sassi, que sempre me ajudou e por ter disponibilizado as cepas e o laboratório para realização de análises.

A todos os professores do programa de Engenharia Química da Universidade Federal de Campina Grande, que estiveram presentes ao longo desta jornada e que contribuíram para o meu conhecimento que, em momento algum, deixaram de me ajudar e pela compreensão, presteza e carinho.

À CAPES, pelo auxílio da bolsa.

Enfim, a todos aqueles que, de uma forma ou outra, me proporcionaram a conclusão dessa etapa.

RESUMO

O crescimento populacional e aumento dos usos múltiplos da água vêm gerando uma pressão sobre os recursos hídricos superficiais e subterrâneos. Na região do Nordeste, a carência de água potável tratada, em função da escassez hídrica durante os longos períodos de estiagens, tem-se mostrado uma das fontes de problemas de ordem ambiental e socioeconômica. Os processos de dessalinização dessas águas vêm sendo uma das alternativas aplicadas para minimizar esses tipos de problemas, com o beneficiamento de água para as comunidades que não têm acesso a água potável. O presente trabalho tem como objetivo avaliar a eficiência das espécies de microalgas isoladas da região semiárida do Nordeste com a finalidade de “bio-dessalinização”, com a produção concomitante de biomassa de algas como fonte potencial de bioenergia. As microalgas foram cultivadas em meios aquosos com concentrações de sal de acordo com a classificação estabelecida pelo CONAMA 357/2005. Este estudo foi dividido em duas fases: a primeira avaliou o crescimento de cinco espécies de microalgas cultivadas em meio aquoso contendo diferentes concentrações de cloreto de sódio; na segunda fase, as duas microalgas apresentando maior tolerância a concentrações (CDM) foram selecionadas para avaliar a capacidade de dessalinização e a produtividade de biomassa concomitante no contexto da produção de bioenergia. As duas microalgas mais tolerantes ao sal das espécies testadas foram as *Chlorella sp.*, que cresceram bem em meios com 10,0 g.L⁻¹ de NaCl, e *Scenedesmus acuminatus*, com 6,0 g.L⁻¹ de NaCl. Analisando o desempenho do CDM utilizando membranas de osmose reversa na presença de *Scenedesmus acuminatus* ou *Chlorella sp.* no compartimento catódico, houve uma remoção do íon cloreto no compartimento central da ponte salina de 64,15% e 60,15%, respectivamente. Ao usar membranas eletrodialíticas, as reduções foram de 49,9% e 43,75%, respectivamente. A produção de biomassa com *Scenedesmus acuminatus* no compartimento catódico do CDM usando membranas de osmose reversa atingiu uma concentração de $8,00 \times 10^7$ células.ml⁻¹ com uma concentração de lipídeos de 12,65% do peso seco celular. No caso da *Chlorella sp.*, a biomassa total atingiu $8,70 \times 10^7$ células.mL⁻¹, com um teor lipídico de 15,69% do peso seco celular. A CDM gerou uma tensão de aproximadamente 0,65 V para ambas as algas. Ao usar membranas eletrodialíticas no biorreator, *Scenedesmus acuminatus* atingiu uma biomassa de células de $7,64 \times 10^7$ mL⁻¹ e um teor de lipídeos de 12,17% do peso seco celular para uma tensão entre os dois eletrodos de 0,880V. A *Chlorella sp.* atingiu uma concentração de biomassa de $7,35 \times 10^7$ células.ml⁻¹, com um teor de lipídeos de 12,20% de peso seco celular e tensão de 0,66 V. Para o experimento utilizando a água do poço e o efluente de fossa séptica, a CDM teve um desempenho satisfatório tanto com a membrana de osmose quanto com a eletrodialítica, alcançando $7,25 \times 10^7$ células.mL⁻¹ e $7,48 \times 10^7$ células.mL⁻¹, redução na condutividade de 54,60% e 21,98% e geração de tensão de 0,650 V e 0,690 V, e as concentrações de lipídeos foram de 12,3% e 9,8% respectivamente. Os resultados indicam que as microalgas tolerantes ao sal podem ser usadas no biorreator do CDM para fornecer dessalinização pelo menos parcial de águas salobras com a produção concomitante de biomassa de algas com elevadas concentrações de lipídeos importantes para a produção de biocombustíveis em pressões atmosféricas normais. A energia elétrica, embora com baixas tensões, também foi produzida. Outras investigações devem considerar a geometria do CDM, os tipos de eletrodos e a avaliação de microalgas potencialmente mais eficiente.

Palavras-chave: Biorreator; Membrana; Salinidade; Dessalinização; Lipídeos.

ABSTRACT

Population growth and the increasing multiple uses of water have generated pressures on surface and groundwater resources. This is particularly true in semi-arid regions such as northeast Brazil, where the shortage of drinking water due to water scarcity occurs during the long periods of drought and is one of the sources of environmental and socioeconomic problems. The desalination process of these waters has been one of the key alternatives used to minimize these types of problems with the provision of water for communities that do not have access to conventional drinking water supplies. The present work aims to evaluate the efficiency of microalgae species isolated from the northeastern semi-arid region for the purpose of "bio-desalination", with the concomitant production of algal biomass as a potential source of bioenergy. The microalgae were cultured in aqueous media with salt concentrations above the maximum permissible value permitted according to the classification established by CONAMA 357/2005. This study was divided into two phases: the first involved evaluating the growth of five microalgae species isolated from the northeast region, cultured in aqueous media containing different concentrations of sodium chloride; in the second phase the two microalgae showing the most tolerance to elevated saline concentrations were grown in a Microbial Desalination Cell (MDC), to evaluate their desalination capacity and concomitant biomass productivity in the context of bioenergy production. The two most salt tolerant microalgae of the species tested were a *Chlorella sp.* which grew well in media with 10.0 g.L⁻¹ of NaCl and *Scenedesmus acuminatus* with 6.0 g.L⁻¹ of NaCl. Analyzing the performance of the MDC using electro-dialytic membranes (ED), in the presence of *Scenedesmus acuminatus* or *Chlorella sp.* in the cathodic compartment, there were reductions of the chloride ion in the central, "saline bridge" compartment of 64.15% and 60.15% respectively. When using ED membranes, the reductions were 49.9% and 43, 75% respectively. Biomass production with *Scenedesmus acuminatus* in the MDC cathodic compartment using RO membranes reached a concentration of 8.00x10⁷ cells.ml⁻¹ with a lipid concentration of 12.65% of the cellular dry weight. In the case of the *Chlorella sp.*, total biomass reached 8.70x10⁷ cells.ml⁻¹, with a lipid content of 15.69% of the cellular dry weight. The MDC generated a voltage of approximately 0.65V for both algae. When using ED membranes in the CDM, *Scenedesmus acuminatus* attained a biomass of 7.64x10⁷ cells ml⁻¹ and a lipid content of 12.17% of the cellular dry weight for a voltage between the two electrodes of 0.880V. The *Chlorella sp.* attained a biomass concentration of 7.35 x 10⁷ cells.ml⁻¹, with a lipid content of 12.20% of cellular dry weight and voltage 0.66 V. In the MDC experiment using brackish well water in the central "salt bridge" compartment and septic tank effluent in the anodic compartment and *Chlorella*, algal cell density reached a concentration of 7.25x10⁷ cells.ml⁻¹ with the RO membranes and 7.48x10⁷ cells.ml⁻¹ with ED membranes with reductions in conductivity of 54.60% and 21.98% respectively. Lipid concentrations for *Chlorella* were 12.3% of the cellular dry weight using RO and 9.8% with ED membranes. The voltages generated in the MDC were similar to values of 0.650 V and 0.690 V for RO and ED membranes respectively. The results suggest that salt tolerant microalgae can be used in the MCD bioreactor to provide at least partial desalination of brackish waters with the concomitant production of algal biomass with elevated lipid concentrations important for biofuel production at normal atmospheric pressure. Electrical energy, albeit at low voltages, was also produced. Further investigations should consider MDC geometry, the use of other types of electrodes and evaluate other potentially more efficient microalgae.

Keywords: Bioreactor; Membrane; Salinity; Desalination; Lipids.

LISTADE FIGURAS

Figura 1 - Tipo de cultivo metabólico das microalgas.....	32
Figura 2 - Tipos de fotobiorreatores para cultivo de microalgas.....	33
Figura 3 - Curva de crescimento microbiana.....	35
Figura 4 - Regiões brasileiras e de algumas culturas destinadas à produção do biocombustível.	41
Figura 5 - Processos de conversão da biomassa microalgal em biocombustíveis....	44
Figura 6 - Representação esquemática do processo de separação por membranas.	50
Figura 7 - Membranas em camadas finas enroladas em espiral.....	52
Figura 8 - a) Fluxo osmótico, b) Equilíbrio osmótico, c) Osmose inversa.....	53
Figura 9 - Esquema de um sistema eletrólise com um par de membranas.....	54
Figura 10 - Esquema representativo de uma MFC de duas câmaras.	56
Figura 11 - Esquema representativo de uma CDM de três câmaras.....	58
Figura 12 - Fluxograma da Etapa I.....	61
Figura 13 - Fluxograma da Etapa II.....	62
Figura 14 - Adaptação das microalgas em diferentes meios modificados por proporções de NaCl.	63
Figura 15 - Foto microscópica das microalgas.	64
Figura 16 - Inóculos das microalgas em diferentes concentrações de NaCl.....	66
Figura 17 - Célula dessalinização microbiana expandida.	69
Figura 18 - a) Córrego da Universidade Federal de Campina Grande; b) Fossa séptica da Universidade Federal de Campina Grande.....	70
Figura 19 - Fotos das três células de dessalinização microbiana.	72
Figura 20 - Variação do número de células da <i>Scenedesmus acuminatus</i> em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.....	76
Figura 21 - Variação do número de células da microalga <i>Pediastrus tetras</i> em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.....	77
Figura 22 - Variação do número de células da microalga <i>Lagerheimia longiseta</i> em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.	79

Figura 23 - Variação do número de células da microalga <i>Monorophidium contortum</i> em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.	80
Figura 24 - Variação do número de células da microalga <i>Chlorella sp.</i> em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.	81
Figura 25 - Variação do número de células em relação ao tempo das microalgas do sistema 1 e 2 usando a membrana do tipo de osmose inversa.	88
Figura 26 - Variação do número de células em relação ao tempo das microalgas do sistema 1 e 2, utilizando a membrana eletrodialítica.	89
Figura 27 - Variação da condutividade da ponte salina dos Sistemas 1, 2 e 3 utilizando a membrana de Osmose inversa.	91
Figura 28 - Variação da condutividade da ponte salina do sistema 3 utilizando a membrana de Eletrodialítica.	93
Figura 29 - Variação do pH da ponte salina dos sistemas utilizando membrana do tipo osmose inversa.	95
Figura 30 - Variação do pH da ponte salina dos sistemas utilizando a membrana eletrodialítica.	95
Figura 31 - Comparação da tensão em relação ao tempo utilizando a membrana do tipo osmose inversa.	97
Figura 32 - Comparação da tensão em relação ao tempo utilizando a membrana eletrodialítica.	97
Figura 33 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para condutividade. .	100
Figura 34 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para pH.	101
Figura 35 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para crescimento.	101
Figura 36 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para biomassa.	102
Figura 37 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para lipídeos.	102
Figura 38 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para tensão.	103
Figura 39 - Crescimento da microalga <i>Chlorella sp.</i> no Sistema 4.	104
Figura 40 - Variação da tensão no sistema 4.	108

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Comparação entre os sistemas de cultivos abertos e fechados.	34
Tabela 2 - Exemplos de aplicação de processos de separação de membrana.	51
Tabela 3 - Microalgas em cultivos unialgais isoladas de diferentes ambientes aquáticos da Paraíba.	64
Tabela 4 - Tabela da divisão das fases experimentais na Câmara dessalinização microbiana.....	68
Tabela 5 - Número de Células e $\mu_{\text{máx}}$. e tempo de geração das microalgas.	83
Tabela 6 - Média do crescimento e $\mu_{\text{máx}}$ celular, de acordo com diferentes suplementações de NaCl, para cada microalgas.	84
Tabela 7 - Análise de Lipídeos e da massa seca das microalgas.	98
Tabela 8 - Análise de Lipídeos e da massa seca da <i>Chlorella</i> sp.	105
Tabela 9 - Parâmetros físico-químicos e microbiológicos da ponte salina no Sistema 4.	106
Tabela 10 - Remoção da DBO no compartimento anaeróbico.	107

LISTAS E ABREVIATURAS

ACCCase	Acetil-CoAcarboxilase
AGPase	ADP-glucose pirophosphorilase
BBM	<i>Bold's Basal Medium</i>
CDM	Célula de Dessalinização Microbiana
Cél	células
CM	centímetros
CMC	Célula Microbiana Combustível
CO ₂	Dióxido de Carbono
CONAMA	Conselho Nacional do Meio Ambiente
DBO	Demanda Bioquímica de Oxigênio
Dp	Diferença potencial
DQO	Demanda química de Oxigênio
I	Corrente elétrica (A)
k	Velocidade de crescimento
kHz	Quilohertz
LABDES	Laboratório de Referência em Dessalinização
LARBIM	Laboratório de Ambientes Recifais e Biotecnologia com Microalgas
OI	Osmose Inversa
Ppm	Partes por milhão
pH	Potencial hidrogeniônico
rpm	Rotações por minuto
tg	Tempo de geração
V	Tensão Elétrica (V)
W	Watt
WC	<i>Wright's Cryptiphyte (WC)</i>
μmáx	Velocidade máxima específica de crescimento

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	25
2	OBJETIVO GERAL	29
2.1	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	29
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	31
3.1	MICROALGAS	31
3.1.1	Fatores que influenciam nos cultivos.....	36
3.1.2	Colheita da biomassa.....	38
3.2	PRODUÇÃO DE BIODIESEL A PARTIR DAS MICROALGAS	40
3.3	LIPÍDEOS.....	45
3.4	CINÉTICA DE CRESCIMENTO DE MICROALGAS	46
3.5	CONCENTRAÇÃO SALINA	48
3.6	DESSALINIZAÇÃO	48
3.6.1	Osmose Inversa.....	51
3.6.2	Eletrodialise	53
3.7	CÉLULAS MICROBIANAS DE COMBUSTÍVEIS (CMC)	55
3.8	CÉLULAS DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA (CDM).....	57
4	MATERIAIS E MÉTODOS	61
4.1	ESTUDO DO CRESCIMENTO DE DIFERENTES ESPÉCIES DE MICROALGAS EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE CLORETO DE SÓDIO (NACL) NO MEIO.	62
4.1.1	Materiais biológicos	63
4.1.2	Cultivos das microalgas.....	65
4.1.3	Tempos de cultivos.....	65
4.1.4	Crescimento algal	66
4.1.5	Parâmetros cinéticos estudados.....	67
4.1.6	Coleta e concentração da biomassa algal	67

4.2 AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NaCl NO MEIO E DA UTILIZAÇÃO DA ÁGUA DE POÇO.....	67
4.2.1 Descrição da célula de dessalinização microbiana.....	68
4.2.2 Monitoramento dos sistemas na célula de dessalinização microbiana..	70
4.2.3 Determinação da composição química da biomassa seca	72
4.2.4 Análises microbiológicas e físico-químicas.....	72
4.2.5 Tratamento estatístico dos dados.....	73
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	75
5.1 CRESCIMENTO DE DIFERENTES ESPÉCIES DE MICROALGAS EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DA SOLUÇÃO DE NaCl.	75
5.1.1 <i>Scenedesmus acuminatus</i>	75
5.1.2 <i>Pediastrum tetras</i>	77
5.1.3 <i>Lagerheimia longiseta</i>	78
5.1.4 <i>Monoraphidium contortum</i>	79
5.1.5 <i>Chlorella sp.</i>	80
5.1.6 Velocidade máxima (μ máx) e tempo geração.	83
5.1.7 Análise estatística do crescimento celular	84
5.2 AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NaCl.	86
5.2.1 Análise do crescimento das microalgas na câmara de dessalinização microbiana utilizando membrana de osmose inversa.	86
5.2.1.1 <i>Sistemas 1 e 2 com membrana de osmose inversa</i>	86
5.2.2 Análise da remoção de sais na ponte salina.	90
5.2.3 Análise do pH da ponte salina.	94
5.2.4 Produção de energia	96
5.2.5 Análise dos lipídeos da microalga dentro do biorreator	98
5.2.6 Análise estatística.....	99

5.3	AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA ÁGUA DO POÇO, FOSSA SÉPTICA E <i>CHLORELLAS SP.</i> (SISTEMA 4).....	103
5.3.1	Análise do crescimento da microalga no Sistema 4.	103
5.3.2	Análise dos lipídeos da microalga dentro do biorreator	104
5.3.3	Análise físico-química e microbiológica no sistema 4.....	105
5.3.3.1	<i>Ponte Salina</i>	105
5.3.4	Produção de energia	108
6	CONCLUSÕES	110
7	PERSPECTIVAS.....	112
8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	114

Capítulo I
INTRODUÇÃO

1 INTRODUÇÃO

As pesquisas científicas demonstraram que a formação geoquímica dos solos das regiões do Nordeste possui uma área significativamente predominante de rochas cristalinas que contribuem para a qualidade dos mananciais e corpos de águas.

Em função da baixa qualidade das águas encontradas dos inúmeros poços perfurados nos estados do Nordeste, o governo federal criou programas de dessalinização de águas salobras para beneficiar as comunidades que não têm acesso à água potável.

Os principais processos utilizados para fins de dessalinização são os seguintes: processos térmicos e de membranas. Atualmente, ainda existem vários sistemas térmicos no mundo que vêm sendo utilizados para obter água potável. Esses processos vêm sendo substituídos pelos processos com membranas poliméricas, do tipo eletrodialítica e de osmose inversa. Esse fato vem ocorrendo em função dos custos e benefícios serem bastante significativos, da mobilidade das instalações das plantas ser mais rápida, além de ocuparem menor área, bem como do consumo de energia ser muito menor em comparação aos processos térmicos.

Desde o uso dos processos de dessalinização com membranas para obtenção de águas para o consumo humano e fins industriais, o homem vem se preocupando em estudar técnicas de remediação do concentrado, devido aos problemas que esse insumo pode trazer para o meio ambiente. Estudos recentes mostram o uso do concentrado obtido a partir da dessalinização de águas salobras voltados para fins de produção de hortaliças em sistemas hidropônicos e criação de tilápias (FRANÇA, 2007; FRANÇA, 2012).

Dentro do conceito de águas salobras, ou seja, com concentrações acima dos valores estabelecidos pelo CONAMA 357, existe um grande número de poços que apresentam elevadas salinidades, acima das concentrações de sais dos concentrados de muitos sistemas de dessalinização implantados no Nordeste.

Em função da matriz de concentração de sais em meios aquosos versus oferta de águas desses mananciais, a técnica de células de dessalinização microbiana (CDM) passa a ser uma alternativa diferenciada para exploração, pois permite, através do uso de microalgas, a redução de suas concentrações de sais

dissolvidos e, concomitantemente, o desenvolvimento de lipídeos, que podem ser usados como uma fonte de bioenergia.

Este estudo desenvolveu uma CDM composta de três compartimentos, os quais podem operar com águas residuárias, solução salina e uma solução contendo microalgas. Os compartimentos das extremidades contêm um eletrodo inserido no meio aquoso, e o compartimento central, por sua vez, possui paredes laterais de membranas poliméricas. As variações das composições dos meios de cada compartimento ocorrem em função das concentrações de cada meio com ajuda do transporte iônico entre eles.

As vantagens da produção de microalgas incluem o fato de que elas podem ser cultivadas em qualquer região e consomem menos água do que plantas terrestres. Além disso, a água residual pode ser reutilizada no processo, reduzindo o consumo global de água doce, como também a simplicidade de encontrar nutrientes para seu cultivo.

As microalgas surgem como uma alternativa promissora na produção de biocombustíveis, pois a sua composição, rica em carboidratos e lipídeos, fornece matéria-prima para a produção de diversos combustíveis, tais como: biodiesel, bioetanol, biogás e bio-hidrogênio. Nesse contexto, os microrganismos têm sido frequentemente considerados para a produção de óleos e gorduras, como uma alternativa à origem agrícola e animal (MENG et al., 2008, MCTI, 2015).

Segundo Lourenço (2006), as microalgas são microrganismos fotossintéticos que utilizam energia solar associada com água e gás carbônico (CO₂) para produzir biomassa, sendo a fotossíntese o processo-chave para transformar a energia solar em formas de energia disponíveis para toda vida orgânica.

Os microrganismos dependem de vários fatores limitantes para o desenvolvimento, sendo eles químicos, físicos e biológicos, como: o pH, a luminosidade, as taxas de aeração, salinidade, a temperatura e nutrientes, afetando, com isso, o conteúdo e o perfil lipídico no comportamento do crescimento das espécies. Sendo assim, as microalgas em fase estacionária possuem um conteúdo de lipídeos polares menor, se comparado ao conteúdo da fase de crescimento. Portanto, a fase estacionária é mais adequada para a colheita da biomassa visando à produção de biodiesel (DEVI; SUBHASH; MOHAN, 2012).

Diante desse cenário, a pesquisa tenciona avaliar a efetividade do cultivo de microalgas com potencial de reduzir a concentração de sais em uma câmara de dessalinização microbiana (CDM), para a produção de biomassa como fonte de bioenergia. Acredita-se que essa idéia venha contribuir para o desenvolvimento da ciência e tecnologia no universo das microalgas.

Capítulo II
OBJETIVOS

2 OBJETIVO GERAL

Estudar o desempenho de cinco espécies de microalgas isoladas em ambientes aquáticos no Estado da Paraíba para fins de redução de salinidade em águas salobras, visando à produção de biomassa como fonte de bioenergia.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar o crescimento de cinco espécies de microalgas isoladas de diferentes habitats no Estado da Paraíba em função de diferentes concentrações de NaCl;
- Selecionar as microalgas em função de suas eficiências em termos de redução da salinidade dos meios aquosos;
- Analisar o desempenho da célula com diferentes espécies desenvolvidas em função das concentrações de NaCl;
- Avaliar a eficiência dos micro-organismos na dessalinização do sistema na célula de dessalinização microbiana;
- Avaliar a eficiência do sistema de membranas seletivas, em termos de lipídeos da biomassa na célula de dessalinização microbiana;
- Estudar o desempenho do biorreator para fins de produção de microalgas a partir da água salobra de um poço artesiano e efluente de uma fossa séptica.

Capítulo III
FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 MICROALGAS

As microalgas podem ser encontradas principalmente nos ambientes aquáticos, desde rios de água doce (90%), lagos salgados, estuários, oceanos e marismas. Também são encontradas em solos terrestres, podendo ou não apresentar motilidade; podem ainda viver em associação simbiótica, embora a maioria seja de vida livre e apresente características diversas, como: podem ser unicelulares, coloniais e filamentosas, sendo tolerantes a uma ampla faixa de pH, temperatura, turbidez e concentração de O₂ e CO₂ (LEE et al., 2008, HAKALIN, 2014), representando um sistema mais simples do que as plantas.

Podendo ser aquáticas e geralmente microscópicas (5-300µm) unicelulares, as microalgas podem formar colônias e apresentar pouca ou nenhuma diferenciação celular. Sua coloração é variada, devido à presença de vários pigmentos e mecanismos fotoautotróficos em sua estrutura. Filogeneticamente, o grupo das microalgas é composto de espécies procarióticas ou eucarióticas, antigas ou mais recentes, conforme o período em que surgiram no planeta (MATA; MARTINS; CAETANO, 2010).

As classes que mais se destacam são as diatomáceas (*Bacillariophyceae*), as algas douradas (*Chrysophyceae*) e as algas verdes (classe *Chlorophyceae*). As diatomáceas armazenam carbono na célula, seja na forma de óleo natural ou de um polímero de carboidratos conhecido como crisolaminarina. Suas células são eucarióticas e sua forma de vida é unicelular. Fazem parte desse complexo coletor de luz clorofilas *a*, *b* e *c*, β-caroteno e xantofilas, conferindo-lhes uma coloração dourado-amarronzada (DEMIRBAS; DEMIRBAS, 2010).

As algas verdes são abundantes em água doce, sendo unicelular ou formando colônias. Sua principal forma de reserva é amido; porém, sob certas condições, podem armazenar óleo. Já as algas verde-azuladas são procarióticas, sendo muito semelhantes, em termos de estrutura e organização, às bactérias, podendo ser unicelular, colonial e filamentosa. Apresentam como reserva o amido das cianofíceas, glicogênio e cianoficina. Sua coloração é verde-azulada, verde violeta, vermelho e castanho, de acordo com a composição de pigmentos que

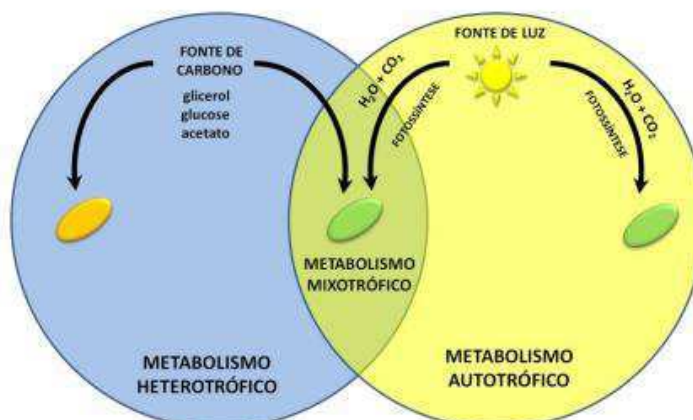
possui: clorofila *a*, *ficocianina*, *aloficocianina*, *ficoeritrina*, β -*caroteno* e *xantofila*. Estas algas apresentam papel muito importante na fixação do nitrogênio atmosférico (OHORASE, 2007).

Segundo Rosenberg et al. (2008), as algas verdes ou clorófitas são as mais promissoras para a produção de biodiesel, sendo os *gêneros Chlorella*, *Chlamydomonas* e *Dunaliella* os mais amplamente utilizados. Contudo, as espécies de *Scenedesmus* e *Chlorellas* vêm sendo apontadas nos últimos anos como as mais eficientes no processo de fixação de CO₂ acoplado ao tratamento de águas residuais e à síntese de lipídeos para a produção de biodiesel (BLERSCH et al., 2013; TANG et al., 2011). Sua composição bioquímica diversificada é composta por proteínas, carboidratos, ácidos graxos, carotenoides, dentre outros.

A composição bioquímica está diretamente relacionada à natureza de cada espécie, aos fatores ambientais relacionados ao local de cultivo e ao meio de cultura utilizado para seu desenvolvimento (ZAMALLOA et al., 2011). Possuem ampla capacidade de desenvolvimento em ambientes com baixos níveis de nutrientes, gerando uma biomassa muitas vezes rica em ácidos graxos, proteínas e carboidratos (PEREIRA et al., 2013).

As características de crescimento e a composição das microalgas também são significativamente dependentes do tipo de cultivo, que pode ser autotrófico, heterotrófico, mixotrófico e fotoheterotrófico, mostrados na Figura 1 (ANDRULEVICIUTE et al., 2014).

Figura 1 - Tipo de cultivo metabólico das microalgas.



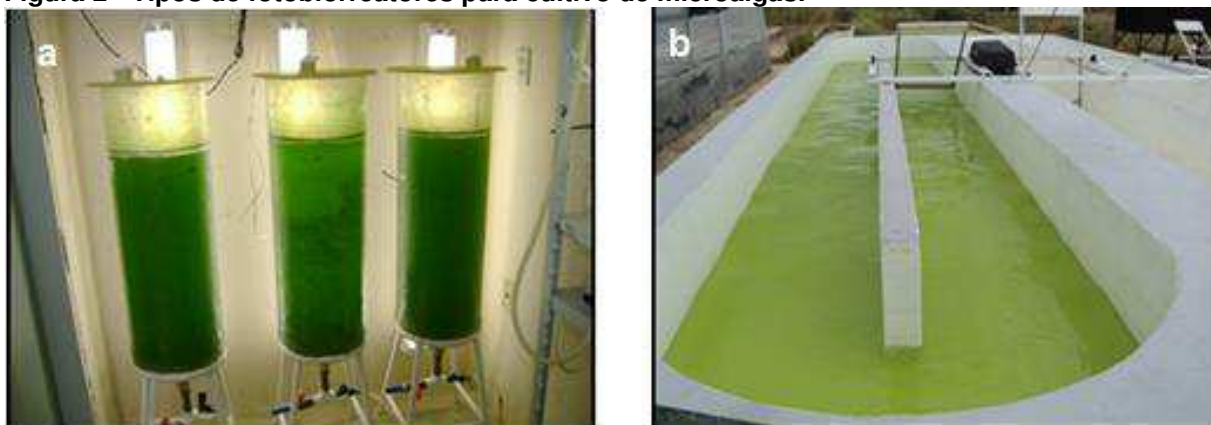
Fonte: Adaptado de Mariano et al. (2010).

No cultivo autotrófico, as microalgas são fotossintetizantes e utilizam a luz como fonte de energia e o CO₂ do ar como fonte de carbono para sintetizar suas biomoléculas. Embora apresente eficiência com a incidência de luz sobre a cultura de microalgas, este tipo de cultivo pode ocasionar uma redução do crescimento das mesmas, por consequência da limitação da luz, pela alta densidade celular, ou o seu excesso (fotoinibição) (VIÊGAS, 2010; HUANG et al., 2010).

Não obstante, o cultivo heterotrófico é realizado quando a espécie de microalga utiliza carbono orgânico como fonte de energia. Já mixotrófico ocorre quando a microalga, sob fotossíntese, utiliza como fonte de carbono para o seu crescimento compostos orgânicos e CO₂. Quanto ao cultivo fotoheterotrófico, por sua vez, ocorre quando a microalga requer luz quando utiliza compostos orgânicos como fonte de carbono, sendo este cultivo diferente do mixotrófico pelo fato de que, naquele, a luz é requerida como fonte de energia, ao passo que, neste, são utilizados compostos orgânicos para tal propósito. Por serem organismos fotossintetizantes, as microalgas necessitam, para o crescimento, de luz, dióxido de carbono (CO₂), água e sais inorgânicos, principalmente nitrogênio (N) e fósforo (P) (BRENNAN; OWENDE, 2010; CHEN et al., 2011; CHISTI, 2007).

Sendo atendidas essas condições citadas, e tendo uma separação que conduz a cada finalidade, como a produção de alimentos e vários produtos de interesse nutricional, farmacológico e industrial, a custos inferiores aos da agricultura tradicional, as microalgas podem ser cultivadas em fotobiorreatores fechados (Figura 2a) e cultivados em *raceways* (Figura 2b), independentemente do volume.

Figura 2 - Tipos de fotobiorreatores para cultivo de microalgas.



Fonte: Ferreira (2012).

Os sistemas de cultivo abertos são mais baratos e de manutenção mais fácil que os fotobiorreatores fechados. Porém, são vulneráveis a contaminações e alterações ambientais. A Tabela 1 apresenta uma comparação entre os sistemas de cultivos abertos e fechados.

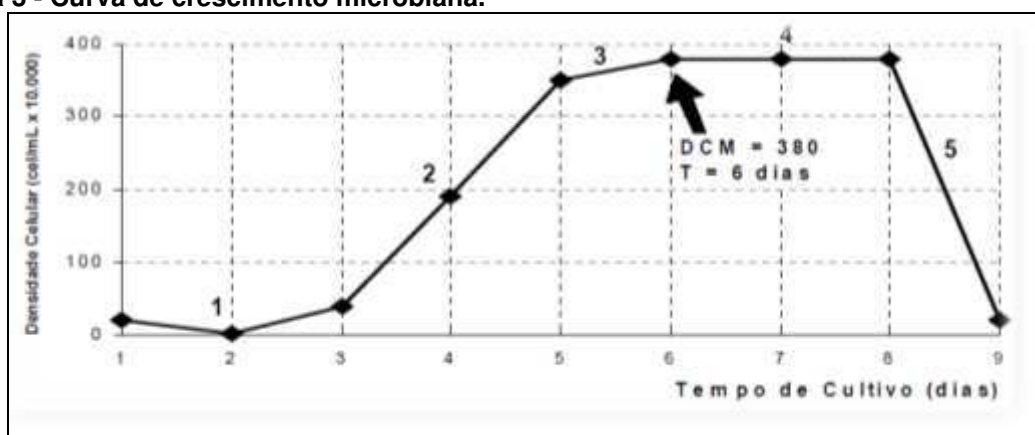
Tabela 1 - Comparação entre os sistemas de cultivos abertos e fechados.

Sistemas de Cultivos de Microalgas	Sistemas Fechados (PBRs)	Sistemas Abertos (Lagoas)
Controle de contaminação	Fácil	Difícil
Risco de Contaminação	Reduzido	Alto
Esterilização	Pode ser realizada	Não pode ser realizada
Controle de processo	Fácil	Difícil
Controle de espécies	Fácil	Difícil
Homogeneização	Uniforme	Deficiente
Regime de operação	Batelada ou semicontínuo	Batelada ou semicontínuo
Espaço requerido	Depende da produtividade	PBRs - Lagoas
Razão área/volume	Alta (20-200 m ⁻¹)	Baixa (5-10 m ⁻¹)
Densidade celular	Alta	Baixa
Investimento	Alto	Baixo
Custo da operação	Alto	Baixo
Capital/custo de operação de lagoas	Lagoas 3-10 vezes menor custo	PBRs > Lagoas
Eficiência na utilização da luz	Alta	Baixa
Controle de temperatura	Temperatura mais uniforme	Difícil
Produtividade	3-5 vezes mais produtivo	Baixa
Perda de água	Depende do projeto de refrigeração	PBRs - Lagoas
Estresse das algas por hidrodinâmica	Baixo-Alto	Muito baixo
Evaporação do meio de crescimento	Baixa	Alta
Controle da transferência de gases	Alto	Baixo
Perda de CO₂	Depende de pH, alcalinidade, etc.	PBRs ~ Lagoas
Inibição por O₂	Mais problemas em PBRs	PBRs > Lagoas
Concentração de Biomassa	3-5 vezes mais crescimento em PBRs	PBRs > Lagoas

Fonte: Adaptado de Mata, Martins e Caetano (2010).

O crescimento das microalgas é dividido em cinco fases distintas favorecendo o seu monitoramento. Um dos métodos para avaliar o aceleramento do crescimento é o aumento das células que pode ser percebido através da curva de crescimento, apresentada na Figura 3. O crescimento é definido como um aumento da matéria viva, usualmente o número de células para micro-organismos unicelulares ou a biomassa total para organismos multicelulares (TOMASELLI, 2004).

Figura 3 - Curva de crescimento microbiana.



Fonte: Derner (2006).

1 – Fase de indução: ocorre logo após o início do inóculo, não existe um acréscimo na população devido à adaptação das células algais às novas condições de cultivo, podendo, inclusive, ocorrer uma diminuição na densidade celular.

2 – Fase exponencial ou fase Log: é a fase de crescimento na qual a biomassa se duplica sucessivamente em intervalos regulares de tempo, ou seja, a cultura apresenta uma elevada e constante (logarítmica) velocidade (taxa) de crescimento.

3 – Fase de redução do crescimento relativo: o tempo requerido para duplicação celular aumenta, reduzindo, assim, a taxa de crescimento. Isto é consequência da diminuição na quantidade de nutrientes disponíveis no meio e, principalmente, da redução da atividade fotossintética devido ao aumento da densidade microalgal, sendo que, desta forma, a quantidade de energia luminosa por célula microalgal torna-se bastante reduzida.

4 – Fase estacionária: nesta fase não há crescimento da população (a densidade celular permanece constante), a taxa de crescimento está compensada pela taxa de mortalidade, podendo existir alta contaminação.

5 – Fase de morte celular: é resultado da depleção de nutrientes a um nível que não suporta o crescimento, bem como da possível ocorrência de um estado tóxico de metabólicos.

Dependendo das condições fornecidas e da oferta adequada de nutrientes suficientes, as microalgas poderão crescer rapidamente, duplicarão o número de células por um período de 24h ou menos, durante a fase de crescimento exponencial, como também poderão chegar na fase de depleção.

3.1.1 Fatores que influenciam nos cultivos

O desenvolvimento das fases de crescimento das microalgas depende de vários fatores limitantes, sendo eles químicos, físicos e biológicos, tais como: o pH, a luminosidade, as taxas de aeração, salinidade, a temperatura e nutrientes.

3.1.1.1 Temperatura

Um dos fatores que mais afetam a taxa metabólica dos organismos diz respeito à temperatura. Por isso, a temperatura do ambiente deve ser escolhida em função das necessidades das espécies presentes e da finalidade dos cultivos. É interessante que a temperatura seja constante nos cultivos de microalgas, visando a uma melhor estabilidade, reprodutibilidade e previsibilidade nos experimentos (LOURENÇO, 2006).

3.1.1.2 Luminosidade

A influência da luz no desenvolvimento das microalgas está relacionada ao fotoperíodo (tempo de exposição à luz) e à intensidade. Em cultivos fotoautotróficos, a quantidade de energia luminosa recebida pelo sistema fotossintético será a quantidade de carbono que pode ser fixado, determinado conseqüentemente à produção de biomassa e à taxa de crescimento das culturas microalgais (DERNER, 2006).

O cultivo sob altas intensidades luminosas é responsável por dois fenômenos prejudiciais: a foto-oxidação, que tem efeitos letais para as células, podendo levar à perda total da cultura e a fotoinibição, provocando um decréscimo no rendimento máximo do crescimento, que também pode ocorrer sob intensidades luminosas moderadas se a taxa fotossintética estiver limitada por fatores estressantes, como baixas temperaturas (SAMUELSSON et al., 1985).

3.1.1.3 Aeração

Proporciona a homogeneização da distribuição de células, do calor, e dos metabólitos, facilitando a transferência de gases, prevenindo a sedimentação e ajudando para um melhor contato entre as células e os nutrientes. Nos fotobiorreatores, faz referência ao perfil hidrodinâmico do cultivo, que caracteriza o regime de escoamento da suspensão. A otimização da produtividade de biomassa microalgal requer um fluxo turbulento. No entanto, se este fluxo produzido pelo bombeamento for muito alto, pode causar um estresse hidrodinâmico, que resulta em dano celular (SOARES, 2010).

3.1.1.4 Salinidade

Pode influenciar o crescimento e a composição da célula de microalgas. A salinidade ótima varia de acordo com cada espécie. Em sistemas abertos, a

concentração varia de acordo com as condições do tempo (MATA; MARTINS; CAETANO, 2010).

3.1.1.5 Nutrientes

A presença dos nutrientes no meio é um dos fatores mais impactantes, sendo estes divididos em: macronutrientes (carbono, nitrogênio, oxigênio, hidrogênio, fósforo, cálcio, magnésio, silicato, enxofre e potássio), que são responsáveis por várias funções, como fontes de constituintes estruturais das biomoléculas, da membrana e do meio intracelular, participação nos processos de troca de energia e regulação das atividades metabólicas; e micronutrientes (ferro, manganês, cobre, molibdênio, cobalto, zinco, entre outros), os quais são responsáveis por várias funções, como fontes de constituintes estruturais das biomoléculas, da membrana e do meio intracelular, participação nos processos de troca de energia e regulação das atividades metabólicas (DERNER et al., 2006).

3.1.2 Colheita da biomassa

Segundo Fernandes (2013), após o crescimento da microalga, obedecendo às fases e à finalidade da aplicação da biomassa, surge um dos grandes desafios da produção final que consiste na separação algal sem comprometer o rompimento das células. Este fato está relacionado ao tamanho bastante reduzido das microalgas. Assim, a separação destas pequenas células do meio onde estão presentes é um processo complexo e dispendioso, havendo a necessidade de sua otimização.

Este processo pode envolver uma ou mais etapas, como a utilização de compostos químicos para floculação, centrifugação, filtração, flotação e separação por membranas.

3.1.1.1 Centrifugação

A Centrifugação é um método de custo alto no que refere à energia, e permite a recuperação de mais de 95% para micro-organismo de maior tamanho celular. Contudo, necessita de otimização de sua operação (GREENWELL et al, 2010).

3.1.1.2 Floculação

A floculação pode ser feita de várias maneiras, destacando-se a floculação química, a eletrofloculação e a biofloculação.

A biofloculação é um método de floculação alternativo que é mediado por bactérias, cujo percentual de recuperação da biomassa pode chegar a 90% (LEE, 2008), enquanto que a eletrofloculação baseia-se no princípio do movimento de partículas eletricamente carregadas, num campo elétrico, embora as microalgas apresentem carga negativa e sejam atraídas para o ânodo. Sendo assim, como a eletrólise da água origina a produção de hidrogênio e oxigênio gasoso junto aos eletrodos, as bolhas de oxigênio produzidas sobem à superfície trazendo consigo agregados e flocos de algas, que podem ser facilmente recolhidos (POELMAN et al., 1997).

A floculação química possui um alto custo para ser utilizada na produção de bicompostíveis, além de proporcionar a incorporação de uma grande quantidade de sais de metais na biomassa colhida, limitando a utilização e causando problemas de descarte do efluente (MOLINA et al; 2003).

3.1.1.3 Filtração

A filtração é um método eficiente apenas para recuperar microalgas com células relativamente grandes, filamentosas ou formadoras de colônias. Custos de coleta são baixos, e o método permite um potencial de concentração de biomassa de até 27% de sólidos (FERREIRA, 2012).

3.1.1.4 Flotação

A flotação é um processo de separação que se caracteriza pela introdução de bolhas de ar no meio aquoso, de forma que as bolhas adsorvam as partículas presentes no meio e as arrastem para a superfície do líquido. De acordo com o tamanho das bolhas produzidas no processo de flotação, a metodologia pode ser dividida em flotação por ar dissolvido (FAD), flotação por ar disperso e flotação eletrolítica (CHEN et al., 2011).

3.1.1.5 Separação por membranas

A recuperação de biomassa em culturas de microalgas menores ($< 30\mu\text{m}$), pela microfiltração e ultrafiltração (utilizam pressão hidrostática) com membranas são alternativas tecnicamente viáveis aos métodos de filtração convencionais (PETRUSEVSKI et al., 1995; AZEREDO, 2012).

3.2 PRODUÇÃO DE BIODIESEL A PARTIR DAS MICROALGAS

O biodiesel é produzido por meio da transesterificação de óleos vegetais ou gorduras animais, uma vez que os mesmos não podem ser utilizados na sua forma “in natura” devido à sua alta viscosidade, o que acarreta problemas durante a sua combustão (QUESSADA et al, 2010).

Segundo a lei nacional número 11.097 de 13/01/2005, o biodiesel pode ser classificado como um combustível alternativo, de natureza renovável, que pode oferecer vantagens socioambientais ao ser empregado na substituição total ou parcial do diesel de petróleo em motores de ignição por compressão interna (motores do ciclo Diesel).

O Brasil, por ser um país com diferenças climáticas e possuir uma extensa área territorial, apresenta condições para o plantio de oleaginosas com o propósito de produzir biodiesel. Entre as culturas mais citadas, e das quais já há sucessos para esse propósito, estão a soja, a mamona, o dendê e o girassol. Na Figura 4 está

apresentado o mapa das regiões brasileiras e de algumas culturas destinadas à produção do biocombustível:

Figura 4 - Regiões brasileiras e de algumas culturas destinadas à produção do biocombustível.



Fonte: Ciência e Tecnologia (2010).

A soja é a matéria-prima principal da qual é extraída cerca de 80 a 90% da totalidade de graxa empregada em biodiesel. Contudo, apresenta pouco teor de óleo no grão e baixa produtividade por hectare. Essas características indicam que o aumento da produção de biodiesel no mundo, tendo como base esta oleaginosa, pode acarretar sérios danos econômicos e ambientais, especialmente se sua produção em larga escala for acompanhada do aumento da área cultivada, com expansão da fronteira agrícola e da ocupação humana via novos desmatamentos, com conseqüente perda de biodiversidade (SUAREZ, 2009). Nesse sentido, é essencial pesquisar fontes de matérias-primas alternativas para a produção de biodiesel.

As microalgas surgem como uma alternativa promissora na produção de biocombustíveis, pois sua composição, rica em carboidratos e lipídeos, fornece

matéria-prima para produção de diversos combustíveis, tais como: biodiesel, bioetanol, biogás e bio-hidrogênio. Nesse contexto, os micro-organismos têm sido frequentemente considerados para a produção de óleos e gorduras como uma alternativa à origem agrícola e animal (MENG et al., 2008; MCTI, 2015). Sob este aspecto, o cultivo de microalgas visando à produção de biodiesel pode ser considerado altamente promissor, devido principalmente às seguintes vantagens (AZEVEDO, 2012; BARBOSA et al., 2003; BASU et al., 2014; FERREIRA, 2012; HAKALIN, 2014; NOGUEIRA, 2010; WU et al., 2012; VIÊGAS, 2010):

- Não requerem terras aráveis, podendo ser cultivada em região desértica e em solo degradado, uma vez que a demanda por terra é utilizada apenas como suporte para o sistema de cultivo;
- Não competem com a agricultura;
- Embora cresçam em meio aquoso, consomem menos água do que plantas terrestres, e as águas residuais podem ser reutilizadas no processo, reduzindo o consumo global de água doce;
- Nos países tropicais, a sua produção pode ser realizada durante todo o ano, não seguindo o regime de safras;
- Apresentam alta produtividade em biomassa e rápido acúmulo de lipídeos, de 10 a 50% da massa seca de muitas espécies, e crescem a taxas de duplicações/dia;
- Podem produzir mais da metade do oxigênio da natureza, e seu cultivo não exige a aplicação de herbicidas ou pesticidas;
- Microalgas podem utilizar nitrogênio e fósforo a partir de uma variedade de fontes de águas residuais (por exemplo, escoamento agrícola, operações concentradas de alimentação de animais e efluentes industriais e municipais), oferecendo o benefício adicional de biorremediação de águas residuárias;
- Os nutrientes para seu cultivo podem ser obtidos a partir de águas residuais e resíduos agroindustriais;
- São eficientes fixadoras de carbono atmosférico, ou mesmo o residual de processos industriais, através da fotossíntese (cada tonelada de biomassa produzida consome 1,83 toneladas de CO₂, 10 – 20 vezes mais que o absorvido pelas plantas oleaginosas);

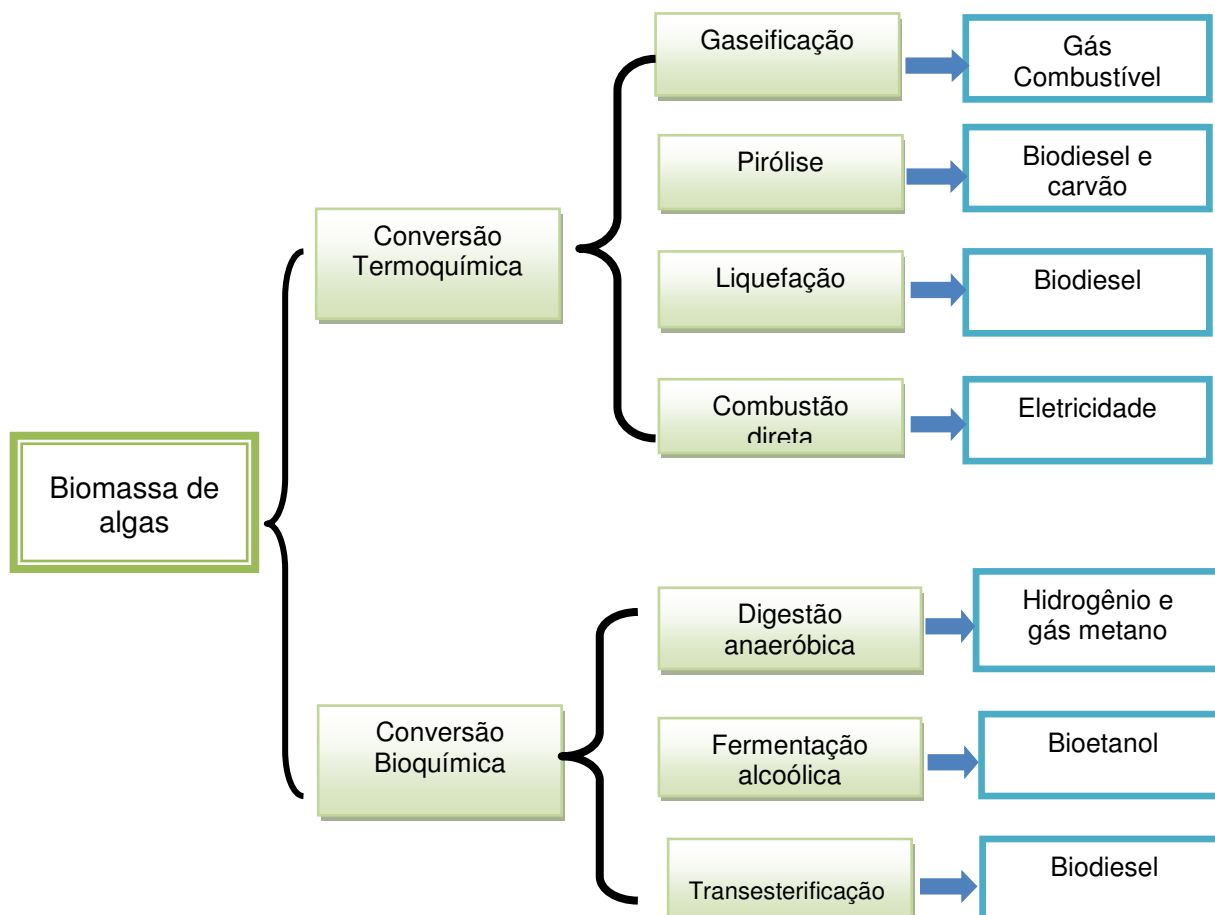
- Produzem uma série de outros produtos valiosos além de lipídeos, tais como proteínas, carotenoides e carboidratos, que podem ser utilizados como alimentos ou fertilizantes, fermentados para produzir etanol ou outro produto com maior valor agregado.

A partir da biomassa microalgal, podem ser produzidos os dois tipos de biocombustíveis líquidos: o bioetanol, através da sacarificação dos carboidratos da biomassa (MIRANDA; PASSARINHO; GOUVEIA, 2012); e o biodiesel, através dos lipídeos (GONG; JIANG, 2011).

A maior parte do óleo natural de microalgas está na forma de triacilgliceróis; os ácidos graxos presentes nas algas podem ser de cadeia curta e longa, sendo que os ácidos graxos de cadeia curta são ideais para a produção de biodiesel (CHISTI, 2007). Assim, as microalgas surgem como uma biomassa com teor lipídico que pode variar entre 1 e 70%, mas, sob certas condições, algumas espécies podem atingir 90% do peso seco (MATA et al. 2010).

A conversão da biomassa microalgal em biocombustíveis está centrada em quatro principais processos, quais sejam: bioquímico, termoquímico, químico e combustão direta, como mostra a Figura 5:

Figura 5 - Processos de conversão da biomassa microalgal em biocombustíveis.



Fonte: Brennam e Owende (2010), e Ferreira (2012).

Na conversão Bioquímica, a biomassa é convertida em etanol através da fermentação e em metano e hidrogênio através da digestão anaeróbica, pela degradação da biomassa por bactérias anaeróbicas. A conversão termoquímica, que compreende a gaseificação para obtenção de gás combustível e a liquefação, é o processamento da biomassa úmida com presença de catalizadores nas condições de baixa e alta temperaturas e geração de bio-óleo. Pirólise é um processo realizado sob altas temperaturas e ausência de oxigênio, gerando uma mistura de produtos na fase gasosa, líquida e sólida; a conversão direta é utilizada na queima da biomassa em caldeiras para geração de vapor com aplicação em processos de cogeração de energia, conquanto a viabilidade do processo aumente com a diminuição do teor de umidade da biomassa (CHIARAMONTI et al., 2007; ARESTA et al., 2005).

As microalgas são capazes de acumular, em certas condições de cultivo, acima de 50% de seu peso seco em carboidratos, embora a composição e o

metabolismo destes compostos possam diferir significativamente de uma espécie para outra (HO et al., 2012).

Geralmente, os carboidratos estão presentes na parede celular como celulose, hemicelulose, polissacarídeos e nos plastídios na forma de amido como composto de reserva (CHEN et al., 2015).

A glicose presente na forma de amido e celulose pode ser utilizada para produção de biocombustíveis, principalmente etanol e hidrogênio; já os polissacarídeos representam uma classe de compostos de alto valor agregado com aplicações na produção de alimentos, cosméticos, estabilizadores, emulsificantes, lubrificantes e medicamentos (ARAD; LEVY-ONTMAN, 2010).

3.3 LIPÍDEOS

Os lipídeos não são caracterizados por um grupo funcional comum, mas, sim, pela alta solubilidade em solventes orgânicos e baixa solubilidade em água diferenciada das outras classes orgânicas (SALOMONS, 2005).

Destacam-se por ser um dos principais compostos de carbono e de armazenamento de energia que aparecem em células de microalgas, funcionando como componentes de membranas. Podem ser notados nas respostas quando há presença de estresse. Na síntese deste, quatro processos são envolvidos no metabolismo: ACCase catalisa o primeiro passo para a conversão irreversível da acetil-CoA para malonil-CoA na síntese de ácido graxo; AGPase catalisa o passo limitante da velocidade da síntese do carboidrato a partir da glucose-1-fosfato; e ATP em ADP-glucose e pirofosfato e a β -amilase e iso-amilase desempenham papéis críticos na hidrólise dos grânulos de amido que hidrolisam as ligações 1,4- e 1,6- glicosídicas, respectivamente (SMITH, 2011; ZEEMAN, et al., 2010; LIU; BENNING; 2013).

Os lipídeos se classificam em: lipídeos de armazenamento (lipídeos neutros), triacilgliceróis (TAG) e lipídeos de membrana (lipídeos polares), fosfolipídeos, glicolipídeos e esteróis (NELSON; COX, 2002). Os lipídeos polares são constituídos por glicolipídeos (monogalactosil diglicerídeo MGDG), ésteres de ácidos graxos e glicerol. Um dos grupos hidroxilo do glicerol é combinado com uma molécula de

açúcar (neste caso, galactose) para formar ligações do tipo éster com ácidos graxos (GREENWELL et al., 2010).

Não existe uma espécie certa para a produção de lipídeos, mas as espécies dos grupos diatomáceas e algas verdes (clorófitas) apresentam o maior potencial (DEMIRBAS; DEMIRBAS, 2011). No grupo das clorófitas, destacam-se os gêneros *Tetraselmis*, *Dunaliella*, *Chlorococcum*, *Scenedesmus* e *Chlorella*, e as espécies *Neochloris oleoabundans* e *Botryococcus braunii*. Já no grupo das diatomáceas, destacam-se os gêneros *Amphora*, *Amphiprora*, *Cylindrotheca* e *Navicula*, e as espécies *Nitzschia dissipata*, *Phaeodactylum tricornutum* e *Chaetoceros muelleri* (COPLIN, 2012).

O conteúdo e o perfil lipídico também são afetados no comportamento do crescimento das espécies. Sendo assim, as microalgas em fase estacionária possuem um conteúdo de lipídeos polares menor, se comparado ao conteúdo da fase de crescimento. Portanto, a fase estacionária é mais adequada para a colheita da biomassa visando à produção de biodiesel (DEVI et al., 2012).

3.4 CINÉTICA DE CRESCIMENTO DE MICROALGAS

Os parâmetros cinéticos de crescimento das microalgas são calculados na fase exponencial. Como, nesta fase, a velocidade específica de crescimento (μ_x) é máxima, ela passa a ser chamada *velocidade específica de crescimento máximo* ($\mu_{m\acute{a}x}$). Lourenço (2006) mostra que a velocidade de crescimento é diretamente proporcional à concentração X, isto é: a partir da Equação 1, a velocidade específica do crescimento máximo ($\mu_{m\acute{a}x}$) foi determinada, assim como segue:

$$\frac{dX}{dt} = \mu_{m\acute{a}x} X \quad (1)$$

Onde:

X - concentração de células (Cel.ml⁻¹)

t - tempo de cultivo (h⁻¹)

Integrando-se a Equação 1, tem-se:

$$\int_{X_i}^X \frac{dX}{X} = \int_{t_i}^t \mu_{m\acute{a}x} dt \quad (2)$$

$$\ln X - \ln X_i = \mu_{m\acute{a}x} (t - t_i) \quad (3)$$

$$\ln X = \mu_{m\acute{a}x} (t - t_i) + \ln X_i \quad (4)$$

Sabe-se que a variação de $\ln X$ em função do tempo de cultivo, na fase exponencial, resulta em uma reta, com coeficiente angular igual à velocidade específica máxima de crescimento.

A fase exponencial também é caracterizada pelo tempo de geração t_g , que é o tempo necessário para duplicar o valor da concentração celular. Nesse sentido, a Equação (4) pode ser tomada da seguinte forma:

$$\ln 2X_i = \mu_{m\acute{a}x} (t - t_i) + \ln X_i \quad (5)$$

Separando as variáveis, tem-se:

$$\ln \frac{2X_i}{X_i} = \mu_{m\acute{a}x} t_g \quad (6)$$

Logo, o valor de t_g pode ser obtido da seguinte equação:

$$t_g = \frac{\ln 2}{\mu_{m\acute{a}x}} = \frac{0,693}{\mu_{m\acute{a}x}} \quad (7)$$

De acordo com a Equação 4, observa-se que o tempo de geração é inversamente proporcional à velocidade máxima do crescimento da célula.

3.5 CONCENTRAÇÃO SALINA

Segundo o Conselho Nacional do Meio Ambiente, através da Resolução nº 357, de 17 de março de 2005, considera-se água doce aquela que possui salinidade igual ou inferior a 0,5‰ (500 ppm), ao passo que a salobra equivale àquela com salinidade superior a 0,5‰ e inferior a 30‰, e a salina, por sua vez, possui salinidade acima de 30‰ (3.000 ppm).

Segundo Lourenço (2006), os íons de Na⁺e o Cl⁻ representam, em maior fração da massa sólida da água do mar, cerca de 85%. Por esse motivo, vários pesquisadores utilizam esses dois tipos de íons para formular uma água sintética salina.

A determinação da concentração de íons é feita a partir do pH, da condutividade elétrica, sendo esta o parâmetro mais empregado para expressar a concentração de sais solúveis na água, correspondendo à medida da capacidade de uma água em conduzir eletricidade, sendo crescente à medida em que a concentração de sais aumenta.

3.6 DESSALINIZAÇÃO

A seca representa um problema climático pela carência de chuva, que está ligada à questão socioeconômica por meio da falta de uma estrutura para geração de emprego e renda. É um fenômeno possível de ser previsto, embora impossível de ser impedido, sendo seus efeitos sociais e econômicos agravados devido à inexistência de políticas públicas mais eficientes (SILVA, 2013). Para que esse problema de falta de água seja atenuado, uma solução é a dessalinização, que consiste num processo de tratamento destinado à remoção de sais e outros minerais ou químicos da água do mar e salobra, tornando-a, com isso, potável.

A dessalinização é uma das alternativas para a obtenção de água doce, que já vem sendo bastante utilizada em países do Médio Oriente, a exemplo da Turquia, Kuwait e Israel (MARCOVECCHIO et al, 2005).

O processo de dessalinização por osmose inversa gera duas correntes, uma com água permeada e outra com uma concentração salina maior que a água de

origem, que, dependendo do descarte, pode comprometer a fauna e a flora (FRANÇA, 2012).

Em função da eficiência destes equipamentos e da qualidade da água do poço, a quantidade de efluente gerado é da ordem de 40% a 70% do total de água salobra a ser dessalinizada. Considerando-se o número de dessalinizadores na região nordeste do Brasil, um volume considerável de efluente está sendo gerado. Quase na totalidade dos casos, estes efluentes não recebem nenhum tipo de tratamento e são lançados diretamente no solo, propiciando um acúmulo alto de sais nas camadas superficiais do terreno, os quais podem ser lixiviados com as águas das chuvas, atingindo os aquíferos e causando salinização do solo (EMBRAPA, 2004).

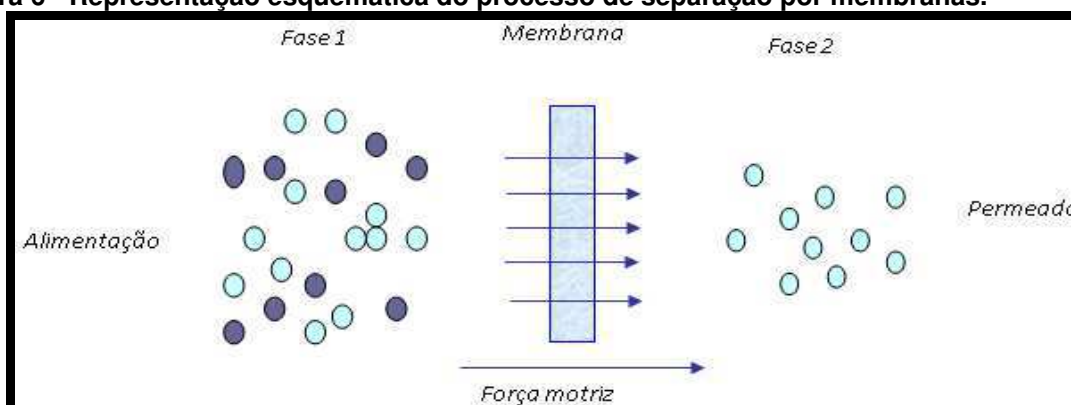
Para que isso não aconteça, os países desenvolvidos que dessalinizam milhões de litros por dia transportam o concentrado para os oceanos, que apresentam grande poder de diluição, ou o submetem a poços de grandes profundidades (ANDERS et al. 2013).

Até o ano de 2010, o semiárido nordestino usufruía de 14 Unidades Demonstrativas (UD) para o aproveitamento do rejeito dos dessalinizadores. Esse rejeito possibilita a geração de recursos financeiros e alimentos para as famílias da comunidade, através da gestão dos recursos hídricos com a criação de peixe, principalmente a tilápia tailandesa, além da gestão dos recursos hídricos com o fornecimento de água potável de boa qualidade para o consumo (INGÁ, 2010).

Atualmente, vem-se utilizando a maior parte do rejeito, em várias concentrações de salinidade, para a produção de mudas frutíferas e plantas halófilas de alta resistência em ambientes salinos, que funcionam como um dessalinizador biológico do solo (VALE; AZEVEDO, 2013).

Um dos fatores que diferencia a dessalinização é o tipo de membrana, que é uma barreira física, mostrada na Figura 6, que separa duas fases na sua totalidade ou parcialmente, a passagem de um ou mais componentes de uma fase para a outra aplicando algum tipo de força motriz (BUONOMENNA, 2013; MOHAMMAD et al., 2013).

Figura 6 - Representação esquemática do processo de separação por membranas.



Fonte: COPPE/UFRJ – Programa de Engenharia Química.

Segundo Habert e colaboradores (2006), as membranas podem ser classificadas em relação à sua morfologia:

- Membranas densas - são aquelas em que o transporte é realizado sequencialmente pelas etapas de dissolução, difusão e desorção da espécie permeante no material que constitui a membrana;
- Membranas porosas - são aquelas em que as espécies são transportadas de forma convectiva, ou seja, permeiam pelos poros da membrana numa fase fluida.

Dentro das classificações densa e porosa, as membranas são subclassificadas em isotrópicas: quando possuem as mesmas características.

As membranas vêm sendo utilizadas em diversos processos de separação para diferentes funcionalidades, conquistando cada vez mais o espaço para remediação e tratamento de vários problemas ambientais provocados tanto pelas indústrias químicas, alimentícias, tratamento de água e de rejeitos, e para minimização de impactos ambientais, como, por exemplo, os listados na Tabela 2 abaixo:

Tabela 2 - Exemplos de aplicação de processos de separação de membrana.

Área	Aplicação
Alimentícia e Bebidas	Concentração de leite. Concentração de soro de queijo. Concentração de suco de frutas. Clarificação e desalcoolização de vinhos e cervejas.
Química	Quebra do azeótropo benzeno/hexano. Recuperação de H ₂ – Síntese da amônia Fracionamento CO ₂ /CH ₄ . Fracionamento do ar: gás inerte e de corrente rica em O ₂ .
Tratamento de Águas	Dessalinização de águas. Eliminação de traços de orgânicos. Tratamento de esgotos municipais. Desmineralização de águas para caldeiras. Água ultrapura para indústria eletrônica.
Tratamento de Resíduos Industriais	Recuperação de íons metálicos. Recuperação de proteínas – Laticínios. Tratamento de águas – Papel e Celulose. Separação água-óleo.
Medicina	Rim artificial. Pulmão artificial - oxigenadores. Esterilização de soluções injetáveis. Ar enriquecido em oxigênio.
Indústria Nuclear	Tratamento de resíduos radioativos.

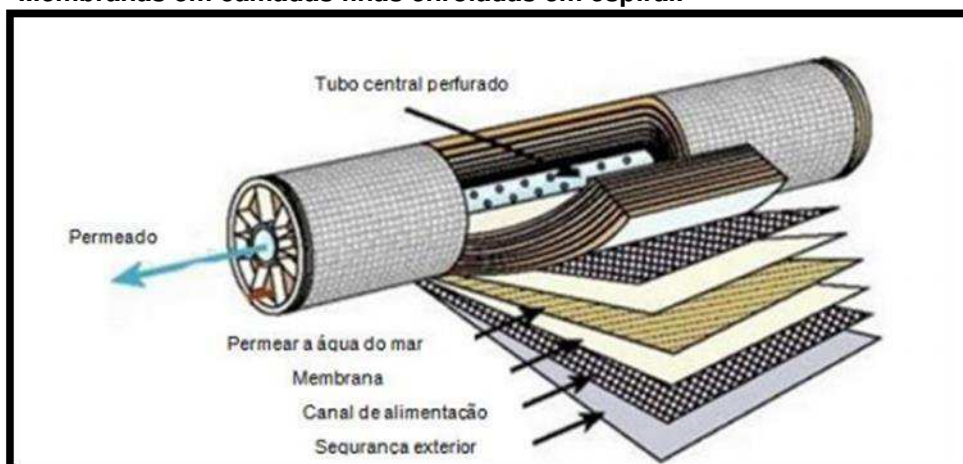
Fonte: Borges et al. (2006).

No mundo, são adotados vários processos de dessalinização de água a partir de fontes salinas e salobras, destacando:

3.6.1 Osmose Inversa

Os tipos de membranas utilizadas nesse processo, segundo Hoek (2014) e Li (2013), são: de poliamida, preparadas via polimerização interfacial, no qual dois monômeros, por exemplo, metafenileno diamina (MDP) e cloreto de trimesoíla (TMC), reagem e formam uma película fina sobre uma membrana porosa enrolada em espiral (Figura 7), que serve como suporte mecânico; e as membranas de acetato de celulose são altamente hidrofílicas e são preparadas em um única etapa, pelo processo de inversão de fases. Porém, são suscetíveis ao ataque de micro-organismos e são sensíveis a variações de pH e temperatura (LI et al., 2013).

Figura 7 - Membranas em camadas finas enroladas em espiral.



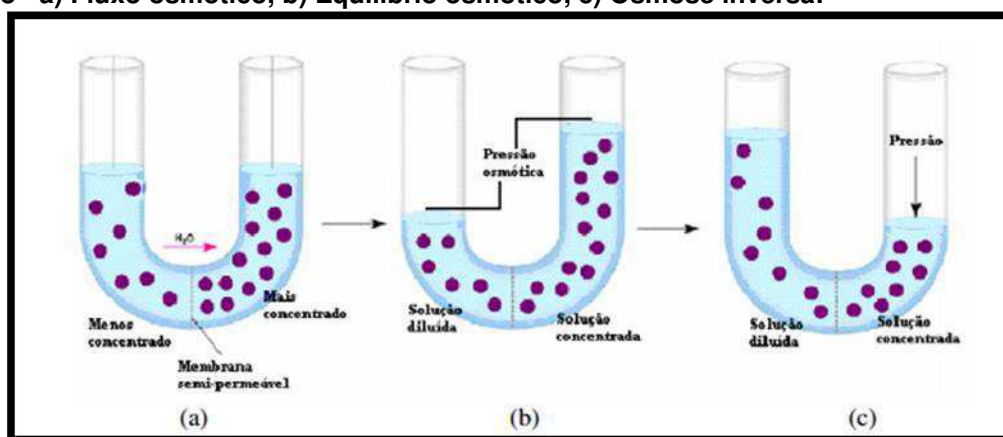
Fonte: Ribeiro (2002).

A osmose inversa é utilizada para a obtenção de água com alto grau de qualidade a partir de água salina ou salobra como também efluente, pois possibilita a remoção de sais dissolvidos ou moléculas inorgânicas, bem como moléculas orgânicas.

O processo entra em equilíbrio quando a pressão hidrostática ou pressão osmótica ($\Delta\pi$) presente no lado da solução salina entrar em equilíbrio com a força de movimento da água através da membrana. Devido à aplicação de uma pressão no lado da solução contendo o soluto ($\Delta P > \Delta\pi$), o fluxo de água, através da membrana, pode ser detido e, se a pressão excede a pressão osmótica, o fluxo é revertido.

Esse processo é denominado *osmose inversa* ou *hiperfiltração*, onde a concentração de sal é aumentada pelo fluxo de água, a partir de uma solução mais concentrada para uma solução mais diluída (DAVIS, 2010). Este fato define a pressão osmótica oferecida pela membrana entre as duas soluções através da diferença de nível das colunas das soluções, tal como ilustrado na Figura 8:

Figura 8 - a) Fluxo osmótico, b) Equilíbrio osmótico, c) Osmose inversa.



Fonte: Habert et al. (2006).

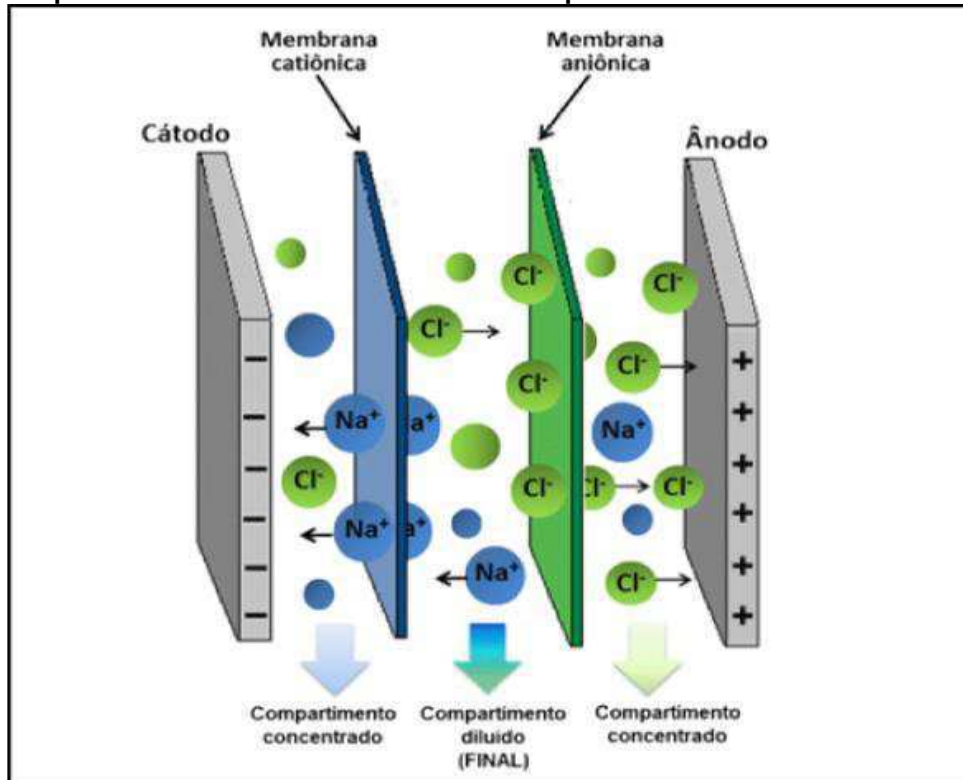
3.6.2 Eletrodialise

A eletrodialise consiste num processo de separação dos sais dissolvidos presentes na água através da aplicação de uma força eletromotriz nos eletrodos. Estes íons são transferidos sobre membranas seletivas de íons pelo método de separação eletroquímica.

O sistema (ver Figura 9) é composto por membranas, separadas uma da outra por espaçadores, formando compartimentos individuais, em que uma solução iônica é bombeada através desses compartimentos. Sob efeito de uma diferença de potencial entre os eletrodos, os cátions migrarão para o cátodo, atravessando a membrana catiônica e, em seguida, serão retidos pela membrana aniônica.

Por outro lado, os ânions tomam o caminho oposto, em direção ao ânodo; após atravessar a membrana aniônica, ficarão retidos pela membrana catiônica (SILVA et al., 2010). O resultado final será um aumento da concentração de íons em compartimentos alternados e uma redução na concentração dos íons nos compartimentos restantes, resultando na formação de duas correntes: uma diluída e outra concentrada (STRATHMANN, 1992).

Figura 9 - Esquema de um sistema eletrólise com um par de membranas.



Fonte: Boucheret al (1997)

Para a obtenção de concentrações de salinidades abaixo de 5000 ppm de sais, é mais econômica a Osmose Inversa, tendo em vista que, acima desse valor, é requerido um aumento de energia para o funcionamento. Outro fator que se destaca é o fato de não se usar reagente ou solução no processo, implicando um custo mais acessível e menores riscos ambientais (SILVA et al., 2010).

Amado (2013) cita que as membranas de troca iônica devem apresentar algumas propriedades que garantam o seu desempenho. Devem ter alta resistência mecânica e estabilidade dimensional, alta resistência química, ou seja, as membranas devem ser estáveis a uma faixa de pH de 0 a 14, inclusive em presença de agentes oxidantes, alta permoseletividade iônica, baixa resistência elétrica à passagem de íons, garantindo um menor consumo de energia do processo de eletrodialise e baixa difusão de água.

3.7 CÉLULAS MICROBIANAS DE COMBUSTÍVEIS (CMC)

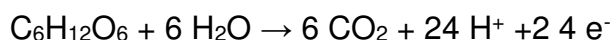
Segundo Carvalho (2010), uma célula microbiana combustível apresenta um sistema semelhante a uma pilha eletroquímica, com a diferença da presença de micro-organismos que oxidam a matéria orgânica através de seus metabolismos.

Essas células funcionam através da presença de um ânodo num dos compartimentos do biorreator; em outro, com a existência de um cátodo, separados por uma membrana seletiva H^+ e com a presença de um circuito elétrico externo, que mede os valores das diferenças de potencial e intensidade da corrente, gerados pelos compartimentos supracitados (LOGAN, 2008).

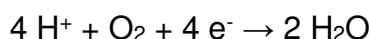
A CMC é um mecanismo capaz de converter energia química em energia elétrica, através de reações químicas catalisadas por micro-organismos. O meio utilizado no ânodo é de extrema importância, uma vez que este deve proporcionar o crescimento e a fixação de bactérias, mantendo ainda um ambiente propício para que estas mantenham a sua atividade eletroquímica adequada à produção de energia (LIU et al., 2012).

O eletrodo do ânodo deve possuir as seguintes características: ser um bom condutor elétrico, não ser corrosivo, possuir uma grande área superficial, apresentar alta porosidade, ser um material no qual a bactéria possa se desenvolver e realizar conexões elétricas, ser viável economicamente e fácil de fazer ou obter em tamanhos industriais (LOGAN, 2008).

No compartimento anaeróbico ocorre a oxidação do material orgânico, com formação de CO_2 , prótons e elétrons. Como exemplo é apresentado, a seguir, o processo de oxidação da glicose, gerando prótons e elétrons (GRZEBYK, 2004):



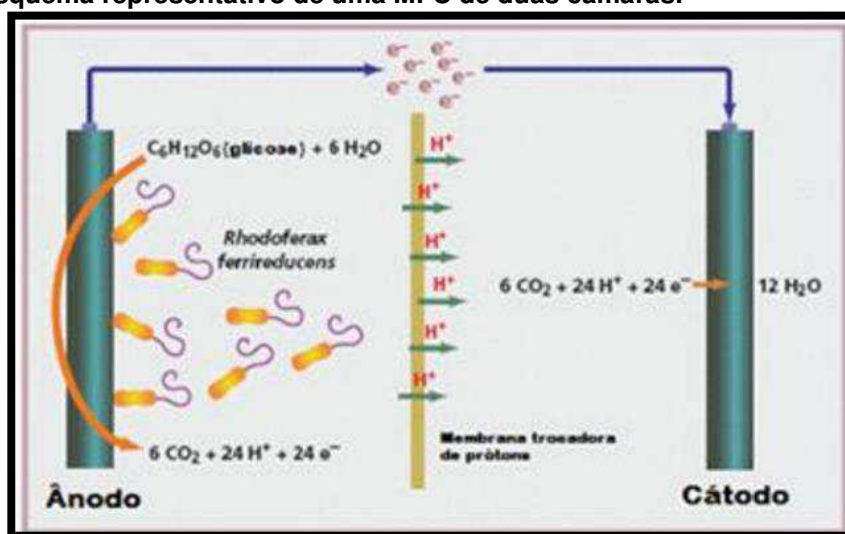
Os prótons gerados migram para o compartimento aeróbico (câmara catódica) permeando através da membrana trocadora de prótons. Os elétrons produzidos são transferidos para o cátodo através do circuito externo, e na superfície deste ocorre a redução do oxigênio à água:



A reação global das células microbianas é a conversão do material orgânico biodegradável e de oxigênio a dióxido de carbono e água, gerando eletricidade no processo (RACHINSKI et al., 2010).

A Figura 10 representa uma célula microbiana combustível onde os micro-organismos oxidam a matéria orgânica na câmara de ânodo gerando dióxido de carbono (CO_2), prótons (H^+) e elétrons (e^-):

Figura 10 - Esquema representativo de uma MFC de duas câmaras.



Fonte: Lovley, 2006.

Alguns micro-organismos se fixam ao eletrodo como um biofilme e os elétrons são transferidos diretamente para o eletrodo, fluindo, em seguida, para o cátodo; os prótons são transferidos na mesma direção através da membrana, o oxigênio atua, então, como aceitador de elétrons, ocorrendo a redução, e, posteriormente, a reação com o próton para formar água (LOGAN, 2009). O experimento de Kim et al. (2011) mostrou uma relação direta entre geração de potencial elétrico e a concentração de bactérias eletroquimicamente ativas utilizando o *Escherichia coli* e *Shewanella putrefaciens*.

Uma das desvantagens dessas células continua a ser a sua baixa produção de energia. Contudo, a alta eficiência de produção de elétrons e baixa produção de energia podem ser vistas como uma vantagem na alimentação de sistemas de telemetria e sensores sem fio, que não requerem grandes consumos de energia para transmitir sinais para receptores situados em locais remotos (SHANTARAM et al., 2005).

A aplicação de células microbianas se destaca com a utilização de águas residuárias devido à presença de matérias orgânicas no meio. As pesquisas já demonstraram ser eficazes no tratamento de quase todos os tipos de resíduos gerados, incluindo águas residuais domésticas, agrícolas e de indústrias, como as cervejeiras, refinarias, reciclagem de papel e até de lixiviados de aterros (PANTD et al., 2010).

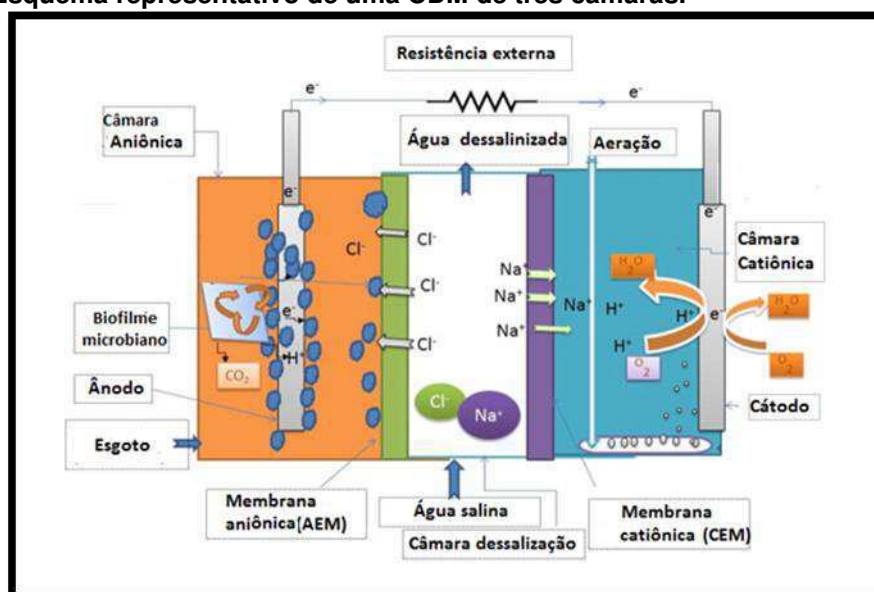
3.8 CÉLULAS DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA (CDM)

A partir do funcionamento da célula microbiana combustível, Logan (2009) percebeu que era possível modificá-la, colocando, assim, uma terceira câmara denominada *ponte salina* entre o ânodo e o cátodo, transformando, com isso, em célula de dessalinização microbiana (CDM). Segundo Cao e colaboradores (2009), as células de dessalinização microbiana permitem o tratamento simultâneo de águas residuais, bem como a dessalinização de água salina e produção de eletricidade.

O funcionamento da CDM é baseado nos princípios de eletroquímica, diferenciando-se pela existência de uma terceira câmara (Figura 11) contendo água salgada a ser dessalinizada e duas membranas que separam os compartimentos, sendo uma membrana aniônica e outra catiônica com dois eletrodos que permitem a passagem separada dos íons positivos e negativos.

O sal dissolvido na água encontra-se dissociado em ânions e cátodos, e, quando as bactérias consomem a matéria orgânica, atraem íons negativos da água movimentando para a câmara residual (LOGAN, 2009).

Figura 11 - Esquema representativo de uma CDM de três câmaras.



Fonte: Girme (2014), adaptado por Fernandes (2016).

Os primeiros estudos sobre esse biorreator foram realizados em 2009 por um grupo de pesquisadores da Universidade de Tsinghua, na China, em colaboração com a Universidade de Penn State, Pensilvânia, utilizando uma célula com três compartimentos com volumes do ânodo, a ponte salina e do cátodo de 27,3 e 27 mL, respectivamente. O objetivo desse grupo era estudar a geração de energia e dessalinização de água. Como elétrodo, utilizaram feltro de carbono e, na câmara ânodo, foi adicionado 1,6g/L de acetato de sódio. A câmara catiônica foi alimentada por cianeto de ferro, enquanto a ponte salina foi variada entre 5,10,35 g /l de NaCl, conseguiram uma produção externa da célula de 200 Ω (CAO, 2009).

Kokabian e colaboradores (2013) defenderam que a introdução de algas no compartimento catódico pode aumentar a corrente elétrica no circuito, devido ao aumento da concentração de oxigênio dissolvido causado pela liberação deste gás pelas algas. O crescimento de células microalgais na CDM poderá implicar na obtenção de uma biomassa de alto valor, no aspecto bioquímico, podendo, assim, se tornar um processo sustentável (WANG et al 2013). Observa-se que não há um estudo relacionado à análise cinética das microalgas nas condições mencionadas, devido ao pequeno volume de biomassa obtido.

Dessa forma, é essencial estudar a taxa de crescimento de microalgas em uma CDM para que se possa alcançar uma produção de bioenergia integrada,

considerando o teor lipídico das microalgas como matéria-prima para produção de biodiesel (ZAMANPOUR, 2017).

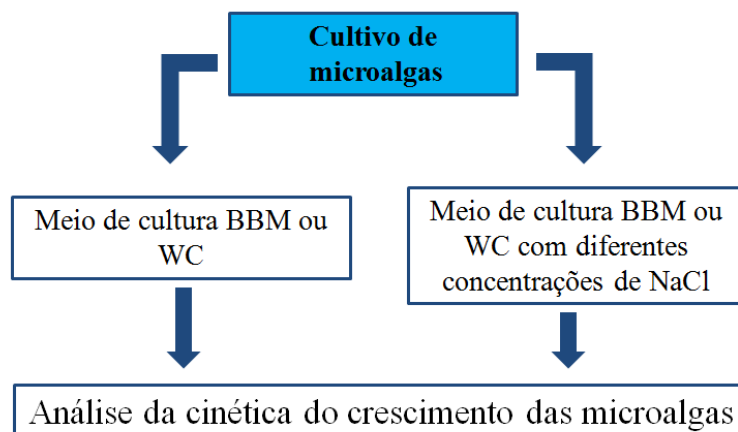
Capítulo IV
METODOLOGIA

4 MATERIAIS E MÉTODOS

Toda a estrutura para o desenvolvimento do presente trabalho, em termos de montagem dos sistemas, cepário e desenvolvimento e construção dos biorreatores, foi montada no Laboratório de Referência em Dessalinização (LABDES), do Departamento de Engenharia Química da UFCG.

O procedimento experimental foi realizado em duas etapas, tencionando estudar a produção de biomassa das microalgas com foco no estudo de Lipídeos. A Figura 12 mostra a Etapa I, que estuda o crescimento de diferentes espécies de microalgas em meios sintéticos, preparados em laboratório, com a adição de diferentes concentrações de NaCl, cultivadas em fotobiorreatores no cepário do LABDES. Os níveis de concentração de sais adicionados nos meios aquosos foram de acordo com as normas do CONAMA 357/2005, com a finalidade de estudar águas salobras.

Figura 12 - Fluxograma da Etapa I.

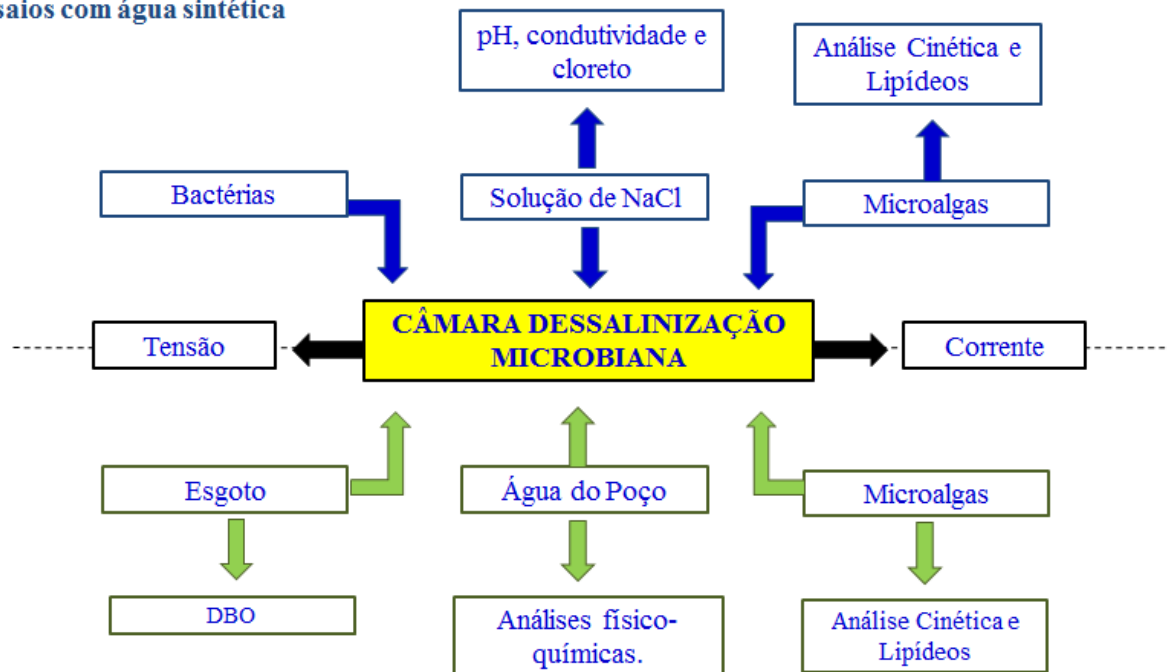


Fonte: Elaborada pela autora.

A Figura 13 mostra a Etapa II, que avalia o desempenho da CDM em função da concentração de NaCl no meio, bem como a utilização de água oriunda de poço artesiano localizada em Uruçú-PB:

Figura 13 - Fluxograma da Etapa II.

Ensaio com água sintética



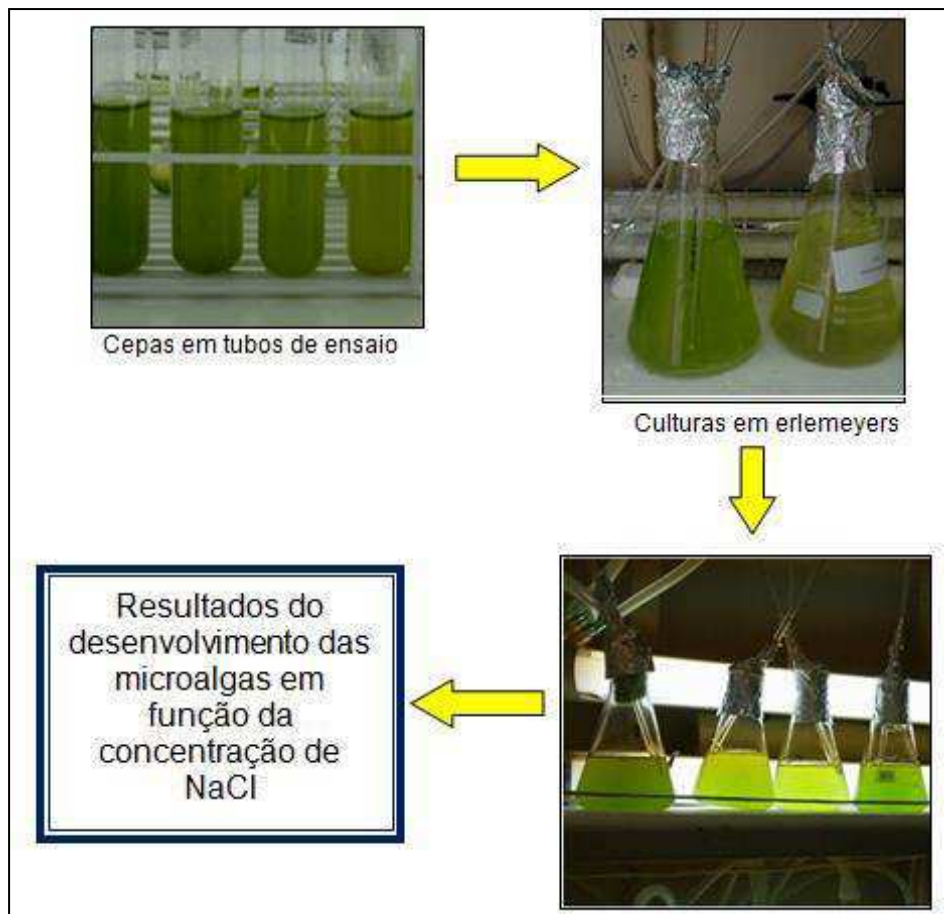
Ensaio com água in natura

Fonte: Elaborada pela autora.

4.1 ESTUDO DO CRESCIMENTO DE DIFERENTES ESPÉCIES DE MICROALGAS EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE CLORETO DE SÓDIO (NaCl) NO MEIO.

A Etapa I avaliou o crescimento de cinco espécies de microalgas, em função da concentração de NaCl adicionado no meio de cultivo, com o intuito de identificar as microalgas que mais se adaptaram ao meio salino, conforme mostra o diagrama apresentado na Figura 14:

Figura 14 - Adaptação das microalgas em diferentes meios modificados por proporções de NaCl.



Fonte: Elaborada pela autora.

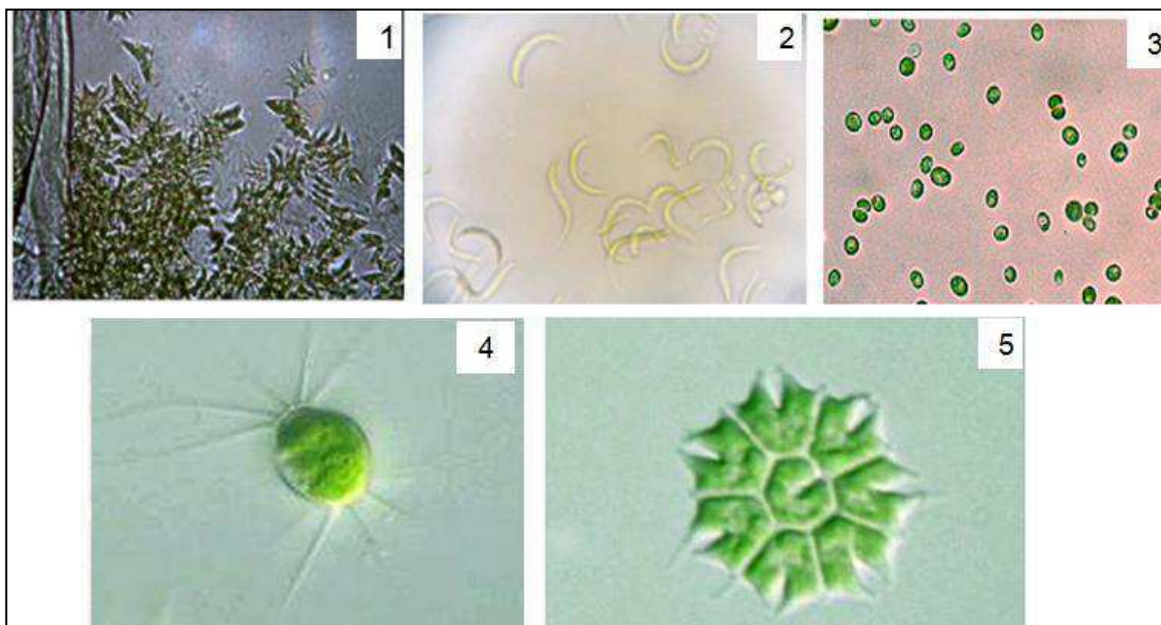
4.1.1 Materiais biológicos

A Figura 15 ilustra as microalgas que foram utilizadas para a coleta dos dados experimentais do presente trabalho, as quais se encontram nas classes das clorofíceas, que representam um amplo grupo taxonômico, no qual muitas microalgas foram identificadas, dentre as mais produtoras de lipídeos. As espécies utilizadas foram as seguintes (Figura 15):

1. *Scenedesmus acuminatus*;
2. *Monoraphidium contortum*;
3. *Chlorella sp*;
4. *Lagerheimia longiseta*;

5. *Pediastrum tetras*.

Figura 15 - Foto microscópica das microalgas.



Fonte: Figuras 1, 2 e 3 (Autor, 2016); Figuras 4 e 5 (PLINGFACTORY, 2016).

Na Tabela 3 estão descritas as espécies pesquisadas, seu grupo e procedência.

Tabela 3 - Microalgas em cultivos unialgais isoladas de diferentes ambientes aquáticos da Paraíba.

Espécies	Grupo	Procedência
<i>Scenedesmus acuminatus</i>	Clorofíceas	Bebedouro das ovelhas, Frei Martinho-PB
<i>Pediastrum tetras</i>	Clorofíceas	Prainha, Frei Martinho-PB
<i>Monoraphidium contortum</i>	Clorofíceas	Lagoa Tapado-PB
<i>Lagerheimia longiseta</i>	Clorofíceas	-
<i>Chlorella sp.</i>	Clorofíceas	Tanque de peixes, Uruçú-PB.

As quatro primeiras são oriundas da região de Paraíba e foram isoladas e fornecidas pelo Laboratório de Ambientes Recifais e Biotecnologia com Microalgas (LARBIM)/UFPB. A microalga *Chlorella sp.* foi coletada em tanques de peixes cultivados com o concentrado proveniente do processo de dessalinização da água, iniciativa realizada pelo projeto “Água Fonte de Alimento e Renda – uma alternativa sustentável”, localizado na comunidade Uruçú, distrito da Cidade de São João do Cariri no Estado da Paraíba. Através da parceria com o Laboratório de Biotecnologia

Alimentar da Universidade Federal de Santa Catarina, ela foi isolada e, atualmente, vem sendo mantida no cepário do LABDES/UFSCG.

4.1.2 Cultivos das microalgas

Tal como mostra o fluxograma da Figura 13, o cultivo das microalgas se deu a partir de tubos com estoque das cepas, as quais foram replicadas e desenvolvidas em culturas em 0,5L e 1L. As inoculações dos micro-organismos ocorreram no meio de cultivo *Wright's Cryptophyte* (WC) (GUILLARD; LORENZEN (1972), para as microalgas das espécies *Scenedesmus acuminatus*, *Pediastrum tetras*, *Lagerheimia longiseta* e *Monoraphidium contortum*. Já a espécie *Chlorella sp.* foi cultivada no meio de cultura *Bold's Basal Medium* (BBM), de acordo com Connon (2007).

Para cada meio de cultura (BBM ou WC), foi estudado o comportamento do desenvolvimento das microalgas com a adição de NaCl nas seguintes concentrações: 2,0 g.L⁻¹; 4,0 g.L⁻¹; 6,0 g.L⁻¹; 8,0 g.L⁻¹; e 10,0 g.L⁻¹. Os resultados obtidos para cada tratamento com adição de NaCl foram comparados com os que não receberam adição do sal (controle). Para ambos os casos, a iluminação foi contínua e o controle de temperatura na faixa de 23±2°C.

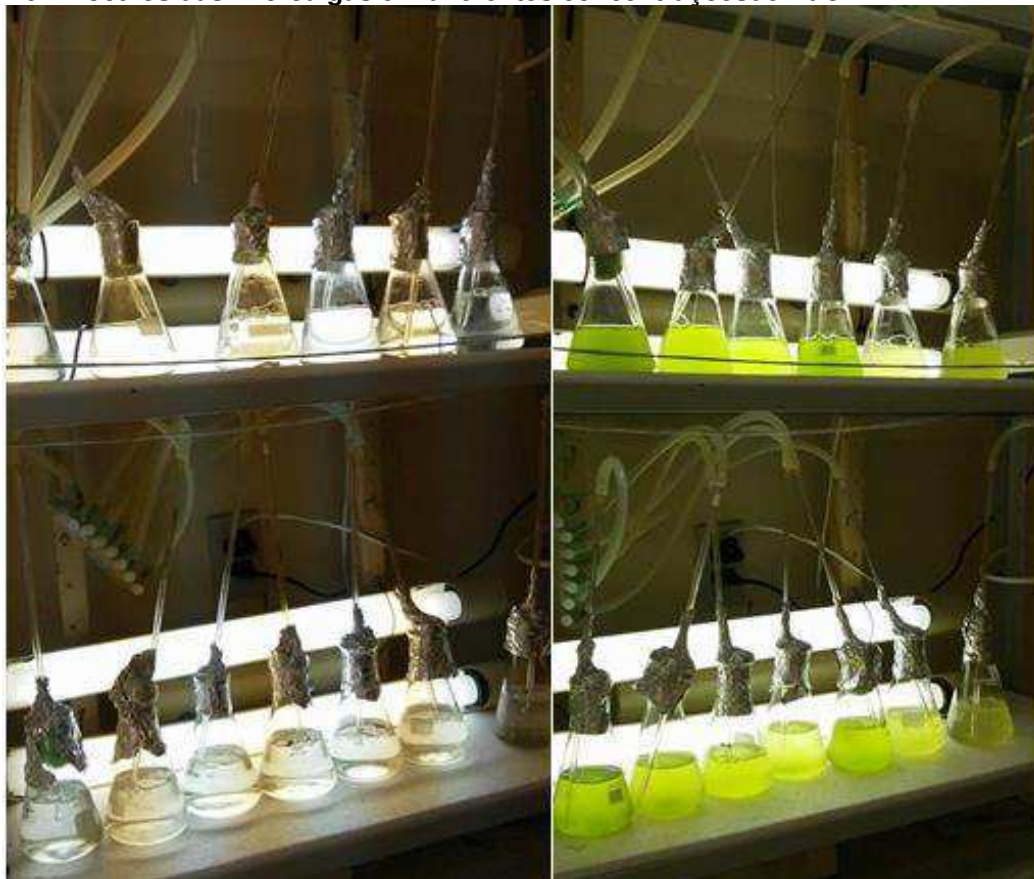
Os Erlemeyers foram mantidos sob iluminação através de lâmpadas fluorescentes de 40 W sob intensidade luminosa de aproximadamente 150 μmol fótons m⁻²s⁻¹. As aerações nos Erlemeyers foram constantes por meio de minicompressores conectados por pipetas e mangueiras finas, e, para que não houvesse contaminações nos inóculos, os frascos de cultivos foram tampados e vedados.

4.1.3 Tempos de cultivos

Este parâmetro é caracterizado como o número total de dias de experimento (Figura 16). O inóculo foi realizado numa proporção de 1:100, com intuito de iniciar os experimentos com uma concentração celular entre 10⁴ a 10⁵ cel.mL⁻¹ da microalga. Após o cultivo atingir a fase estacionária, que corresponde a uma

população da ordem de 10^7 cel.mL⁻¹, o cultivo foi interrompido e se realizou a separação das microalgas.

Figura 16 - Inóculos das microalgas em diferentes concentrações de NaCl.



Fonte: Autor (2015).

4.1.4 Crescimento algal

O monitoramento diário do crescimento algal foi efetuado após as inoculações através da contagem de densidade celular diária, com o auxílio da câmara de Neubauer e microscópio óptico trinocular com capacidade de aumento de 1000x. Em seguida, foram elaboradas as curvas de crescimento.

A contagem das células foi realizada em triplicada, para indicar uma maior precisão na concentração celular, buscando determinar o tempo de cultivo, a duração da fase exponencial, a velocidade de crescimento (μ máx) e a biomassa seca.

4.1.5 Parâmetros cinéticos estudados

Para ambas as Etapas I e II, os principais parâmetros cinéticos estudados foram a velocidade específica de crescimento e o tempo de geração, a temperatura e iluminação constantes, sob um fotoperíodo de 24 horas, conforme mencionado na subseção 4.1.2. As equações dos parâmetros supramencionados se encontram descritas na subseção 3.4.

4.1.6 Coleta e concentração da biomassa algal

Após atingir a fase estacionária, as microalgas foram transferidas para cubetas de 50mL para serem centrifugadas, a 3500 rpm durante 5 minutos, tempo este considerado, de acordo com Lourenço (2006), para centrifugas não resfriadas. O sobrenadante foi descartado e o material concentrado foi seco numa estufa a uma temperatura de 55°C até manter peso constante e uniforme.

4.2 AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NaCl NO MEIO E DA UTILIZAÇÃO DA ÁGUA DE POÇO.

O estudo da Etapa II foi organizado pelos seguintes sistemas:

Sistema 1: no compartimento anódico, foi utilizado *E.coli*. Na ponte salina, colocou-se uma solução de 6,0 g.L⁻¹ de NaCl e, no compartimento catódico, a microalga *Chlorella sp.*, sendo utilizada, entre estes, uma membrana usada no processo de osmose inversa ou eletrodialítica.

Sistema 2: este sistema foi idêntico ao primeiro, sendo utilizada, porém, a microalga *Scenedesmus acuminatus*.

Sistema 3: este sistema foi semelhante aos demais; contudo, sem a presença de micro-organismos.

Sistema 4: o que vai diferenciar nos demais é a presença de efluente de uma fossa séptica no compartimento anódico, água salobra de um poço artesiano na ponte salina e microalga no compartimento catódico.

Essa concentração do sal foi de acordo com os melhores resultados cinéticos observados na Etapa I. Em ambos os casos, objetivou-se principalmente avaliar a dessalinização, a geração de energia na produção de microalgas e a consequente geração de lipídeos.

A Tabela 4 detalha as diferenças entre cada sistema, em que as cores iguais correspondem às semelhanças e as cores diferentes representam as diferenças entre si:

Tabela 4 - Tabela da divisão das fases experimentais na Câmara dessalinização microbiana.

Compartimentos	Sistema 1	Sistema 2	Sistema 3	Sistema 4
Catódico	<i>Chlorella sp</i>	<i>Scenedesmus Acuminatus</i>	Sem microalgas	<i>Chlorellas sp.</i>
Central	Solução de NaCl	Solução de NaCl	Solução de NaCl	Água do poço
Anódico	Monocultura de <i>E.coli</i>	Monocultura de <i>E.coli</i>	Sem bactérias	Fossa Séptica
Tratamento com membrana	Osmose inversa / Eletrodialítica	Osmose inversa / Eletrodialítica	Osmose inversa / Eletrodialítica	Osmose inversa / Eletrodialítica

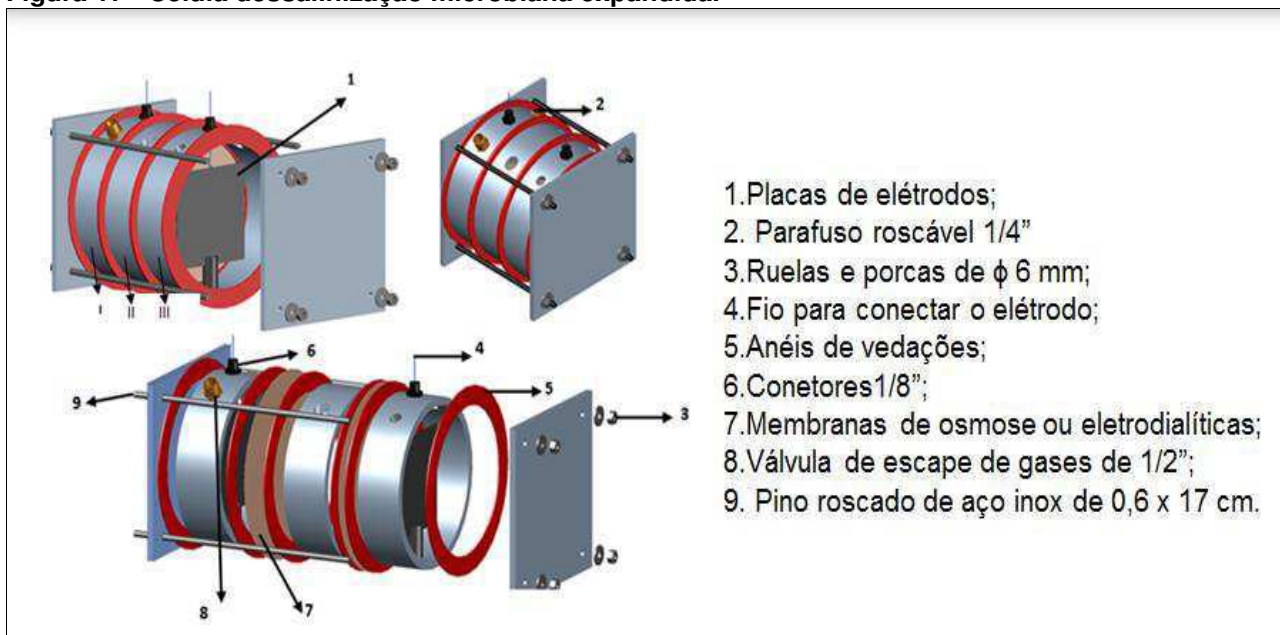
Fonte: Elaborada pela autora.

4.2.1 Descrição da célula de dessalinização microbiana

A Célula de Dessalinização Microbiana (CDM) utilizada no presente trabalho foi desenvolvida de acordo a geometria por semelhança de Girme (2014), sendo construída no LABDES, conforme descrito no modelo apresentado na Figura 17, com vistas às perspectivas no Anexo A. Todos os cálculos do biorreator foram feitos de acordo que a geometria por semelhança do CDM de Girme (2014), valores estes 16 vezes maiores que o autor já citado. As paredes do biorreator são de acrílico transparente, composto por três compartimentos:

I - Um Anódico, II - Um da ponte salina e III - Um Catódico.

Figura 17 - Célula dessalinização microbiana expandida.



O compartimento anódico possui um volume nominal de 680 mL e, no seu interior, há um eletrodo de alumínio de 81 cm² e espessura de 1 mm, que fica próximo à parede de uma das extremidades do reator. O compartimento possui, na sua parte superior, uma válvula de segurança de cobre de 1/2" para o escape dos gases formados durante o processo. Ao lado da válvula, existe um ponto de alimentação do reator, o qual é fechado por um tampão roscável de 1/4" de cobre. Ainda existe um ponto onde sai a conexão do fio do eletrodo para os instrumentos de medidas de corrente e tensão. Do lado oposto do eletrodo, há uma membrana que o separa do compartimento da ponte salina.

O compartimento catódico possui as mesmas características do compartimento anódico, exceto que esta câmara não possui a válvula de segurança para os gases nem o tampão roscável de cobre. O eletrodo utilizado nesse compartimento foi de titânio, com 2 mm de espessura, recoberto com filme de 1 μ m de platina com a mesma área e espessura do eletrodo de alumínio. A ponte salina fica entre os dois compartimentos mencionados, que são separados por membranas e seu volume nominal é igual aos demais. Cada compartimento foi separado por membranas, as quais possuem as seguintes especificações:

- (a) BW30-LE da *Filmtec* (Boletim técnico da membrana de osmose inversa - no Apêndice1);

- (b) Membrana eletrodialítica aniônica FAA-3-PK-130 e outra catiônica FKB-PK-130 da Fumasep (Boletim técnico da membrana eletrodialítica - no Apêndice 1).

4.2.2 Monitoramento dos sistemas na célula de dessalinização microbiana

O monitoramento do desenvolvimento das microalgas na célula de dessalinização microbiana ocorreu em função das mesmas aclimatizações da Etapa I e das características dos meios aquosos de cada compartimento que compõe a célula, assim como segue:

a) Compartimento anódico

O compartimento anódico foi alimentado por um meio composto pela bactéria *E.coli*, isolada de um córrego (Sistemas 1 e 2) (Figura 18a) e posteriormente de um efluente de uma fossa séptica (Sistemas 4), ilustrada na Figura 19b, ambos localizados na UFCG, sendo a função desta câmara oxidar a matéria orgânica presente no meio:

Figura 18 - a) Córrego da Universidade Federal de Campina Grande; b) Fossa séptica da Universidade Federal de Campina Grande.



A inoculação da bactéria ocorreu no meio de crescimento com uma condutividade de 12,15 mS, de acordo com o método do *British Standards Institution* (2001).

b) Compartimento da ponte salina

Nos ensaios com água sintética (Sistema 1, 2 e 3), o compartimento da ponte salina foi alimentado por uma solução de NaCl de 6 g/L⁻¹, sendo utilizada esta concentração em função dos resultados da Etapa I. O monitoramento da ponte salina foi realizado diariamente através da observação dos parâmetros pH e condutividade elétrica, bem como da concentração do íon cloreto, sendo este último feito no início e no final do experimento.

Para a medição do pH, foi utilizado um pHmetro digital da marca Hanna pelo método potenciométrico, ao passo que a condutividade elétrica foi medida por um condutivímetro da marca Oakton. Como já mencionado, o cloreto foi avaliado no início e no final do experimento pelo método titulométrico.

No Sistema 4, a ponte salina foi alimentada por uma água de um poço localizado em Uruçú-PB. O monitoramento foi feito através de análises microbiológicas e físico-químicas iniciais e finais da ponte salina com o intuito de caracterizar o insumo.

c) Compartimento catódico

O compartimento catódico foi composto pelo meio de crescimento de microalgas, conforme mencionado na subseção 4.1.2. A microalga foi inoculada com um processo de aeração constante através de mangueiras visando à produção de oxigênio, para manter o meio homogêneo e minimizar a formação de bolhas na superfície do cátodo. O acompanhamento desse compartimento se deu com contagem diária das células, conforme descrito na subseção 4.1.4.

O monitoramento da produção de energia ocorreu em função da variação da tensão e corrente produzidos através do transporte iônico em função do tempo. Estes foram averiguados com auxílio de instrumentações acopladas na célula. A

Figura 20 apresenta uma vista frontal das três células de dessalinização microbiana alimentadas, com os seus respectivos meios aquosos:

Figura 19 - Fotos das três células de dessalinização microbiana.



Fonte: Autor (2016)

4.2.3 Determinação da composição química da biomassa seca

As análises de Lipídeos da biomassa seca foram determinadas de acordo com a metodologia de Vanilina e realizadas pelo Laboratório de Ambientes Recifais e Biotecnologia com Microalgas (LARBIM)/UFPB.

4.2.4 Análises microbiológicas e físico-químicas

As análises foram realizadas no LABDES/UFCG, as físico-químicas seguindo metodologias analíticas descritas no *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*, enquanto que as microbiológicas foram feitas de acordo com a metodologia por Membranas Filtrantes.

4.2.5 Tratamento estatístico dos dados

As análises estatísticas foram realizadas utilizando-se o *software* Minitab® 17.0, com nível de significância de 95% ($\alpha = 0,5$). Os resultados obtidos na Etapa I foram avaliados por Análise de Variância (ANOVA), baseado em um planejamento experimental do tipo *one-way*, a fim de verificar a possível influência da salinidade nos parâmetros avaliados (crescimento e velocidade máxima); além disso, foi aplicado o teste de Tuckey, que permite observar quais níveis de salinidade apresentaram diferenças estatisticamente significativas.

Na Etapa II, utilizou-se um planejamento experimental com delineamento fatorial 2^2 e variáveis categóricas, sendo elas: o tipo de microalga e o tipo de membrana utilizada na Câmara Dessalinização Microbiana. Os resultados obtidos foram avaliados através de Diagramas de Pareto, nos quais é possível observar a ordem de significância dos fatores, e também através de gráficos das interações.

Capítulo V
RESULTADOS E DISCUSSÃO

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nesta fase do trabalho, foram avaliados os resultados obtidos das duas etapas, em que, na primeira, foram mostrados os resultados dos cultivos das microalgas em função das diferentes proporções de NaCl.

Os resultados das taxas de inibição de crescimento no meio modificado para cada uma foram comparados com as do controle sem adição extra de NaCl e separadas nos Anexos.

Na segunda etapa, os experimentos foram realizados na célula de dessalinização microbiana (CDM), visando estudar o desempenho de cada meio aquoso, em termos de crescimento das microalgas, determinação de lipídeos, a variação da condutividade elétrica, do pH e a concentração do cloreto, e, em paralelo, a variação da densidade de corrente gerada durante o processo.

ETAPA I

5.1 CRESCIMENTO DE DIFERENTES ESPÉCIES DE MICROALGAS EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DA SOLUÇÃO DE NaCl.

5.1.1 *Scenedesmus acuminatus*

Na Figura 20 estão os resultados do crescimento da microalga de *Scenedesmus acuminatus* em erlemeyers de 1L, onde foram avaliadas as proporções de 2,0; 4,0; 6,0; 8,0 e 10,0 g.L⁻¹ de NaCl.

Percebeu-se que, ao decorrer do monitoramento, houve uma diferença de horas entre os experimentos. Isso ocorreu devido ao incremento de um meio modificado de sais para uma microalga de água doce.

A microalga apresentou, nos tratamentos com adição de 2,0; 4,0 e 6,0 g de NaCl.L⁻¹, uma densidade celular de 1,60x10⁷, 1,50x10⁷e 1,30x10⁷ células.mL⁻¹, respectivamente. Esse valor diminuiu em função do tempo, devido ao incremento maior de NaCl.

A fase de indução das adições de NaCl citadas começaram no mesmo tempo. Esse é o período em que a microalga se adapta às novas condições de cultivo.

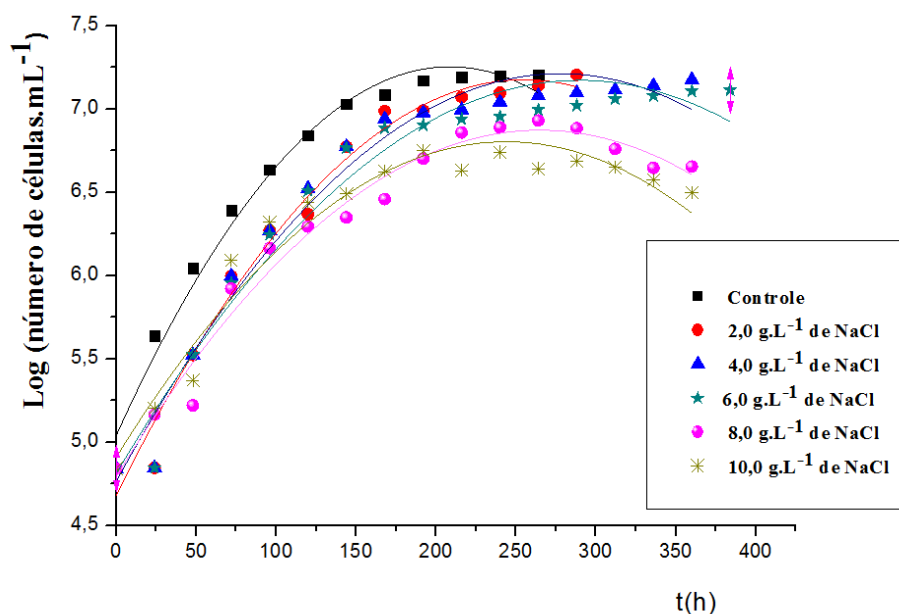
Enquanto nos experimentos de 8,0 e 10 g.L⁻¹ de NaCl com densidade celular de 4,13x10⁶ células.mL⁻¹ e de 3,0x10⁶ células.mL⁻¹, houve uma redução de células nessa fase, comparados com os demais, devido à aclimação das células algais, em que, muitas vezes, ocorrem uma diminuição na densidade celular. Nessa fase, a população algácea passa por um período de intensa atividade metabólica.

Segundo Chen (2011), as condições de estresse normalmente não coincidem com as condições ótimas de crescimento da maioria das microalgas, diminuindo suas taxas de crescimento.

Com a utilização das proporções de 8,0 e 10,0 g .L⁻¹ de NaCl, verificou-se um comportamento da curva de crescimento muito diferente do controle e uma densidade celular final menor de 10⁷ cél.mL⁻¹, confirmando que o efeito de estresse dessa microalga em relação a meios modificados acima de 6,0 g.L⁻¹ de NaCl não será viável para o estudo.

A inibição do crescimento da microalga na fase log, onde se reparou que os tratamentos com maior proporção de adição do sal apresentaram um inibição no crescimento, pode ser comprovada nas curvas de crescimento da microalga, sendo a de 8 e 10 g.L⁻¹ de NaCl.

Figura 20 - Variação do número de células da *Scenedesmus acuminatus* em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.



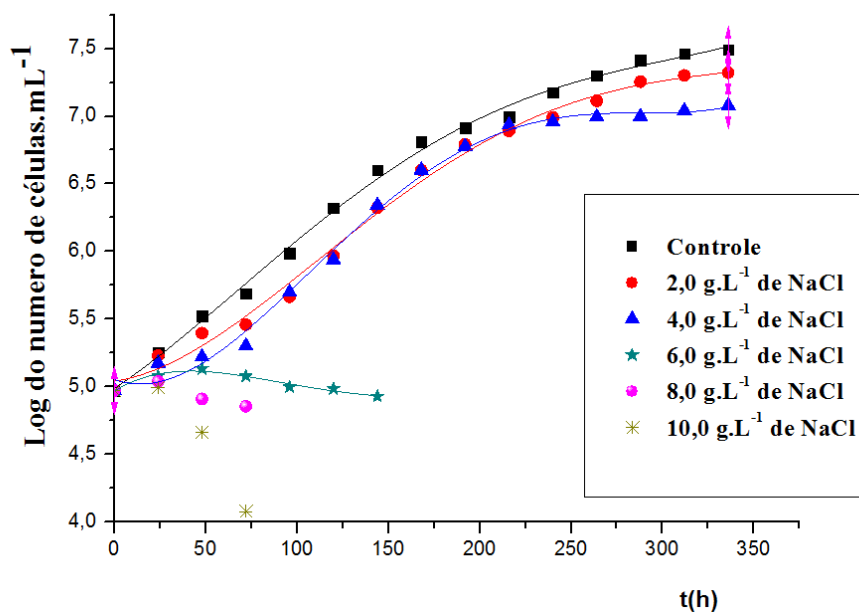
5.1.2 *Pediastrum tetras*

A Figura 21 ilustra os resultados do crescimento da microalga *Pediastrum tetras* em função de diferentes proporções de concentração de 2,0; 4,0; 6,0; 8,0 e 10,0 g.L⁻¹ de NaCl, sempre comparados com o controle. É possível observar que quanto maior a quantidade de sal, há uma diminuição do número de células, devido à adaptação da mesma em meio modificado de sal.

As proporções de 2,0 e 4,0 g.L⁻¹ de NaCl tiveram o mesmo comportamento, sendo a fase lag, com duração entre 96 e 168 horas de experimento, e o número máximo de células equivalentes a $2,10 \times 10^7$ e $1,20 \times 10^7$ células.mL⁻¹, respectivamente. Sobre a fase estacionária, o de 2 g começou de 288 horas e terminou de 312 horas, enquanto que o de 4 teve início de 340 horas e terminou com 360 horas.

Em relação aos outros perfis de crescimento, não houve fase de adaptação do sal e inibiu totalmente o seu crescimento. Isso implica que a adição de 6,0; 8,0 e 10,0 g de NaCl.L⁻¹ foi inviável para esse tipo de microalga. Hu (2004) mostrou que o crescimento pode ser afetado por fator físico ou químico, influenciando no desenvolvimento da espécie algal.

Figura 21 - Variação do número de células da microalga *Pediastrus tetras* em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.



Cunha et al. (2009) e Lourenço et al. (2010) explicam que fatores como a velocidade de crescimento e da sua composição química devem ser levados em consideração na escolha de cepas mais adequadas, uma vez que são influenciadas pelo meio de cultura utilizado, pela idade do cultivo, pela intensidade luminosa, pela temperatura, pela salinidade e pelo fotoperíodo.

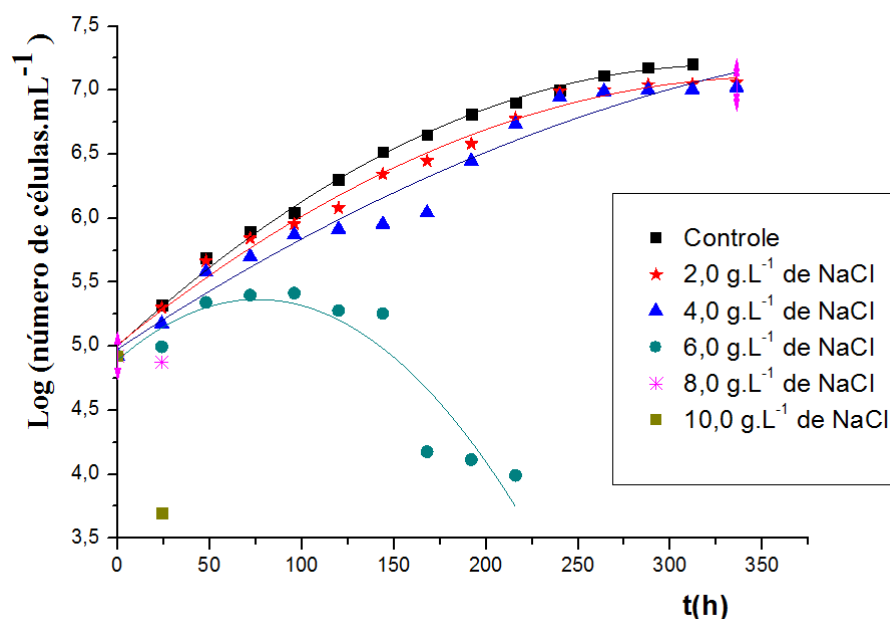
5.1.3 *Lagerheimia longiseta*

O comportamento da microalga foi satisfatório no perfil de crescimento nos tratamentos de 2,0 e de 4,0 g.L⁻¹ de NaCl e com número máximo de células de 1,15x10⁷ e 1,05x10⁷ células.mL⁻¹, respectivamente. O monitoramento da microalga aconteceu desde o primeiro dia de cultivo até a fase estacionária, que foi de 260 horas e de 288 horas, como pode ser observado na Figura 22 o perfil do número de células em relação ao tempo. Nos tratamentos mais salobros de 6,0; 8,0 e 10,0 g.L⁻¹ de NaCl, houve diminuição do crescimento, possivelmente provocado pelo excesso de sais adicionados aos tratamentos.

Especificamente nas microalgas, a resposta das células às condições ambientais define os fatores como: limitantes, quando há redução da taxa de crescimento e/ou de alguma reação bioquímica sem a necessidade de aclimatação celular; ou estressantes, implicando num desequilíbrio metabólico (VONSHAK; TORZILLO, 2004).

Em relação à inibição do crescimento da microalga, as proporções de 6,0 até 10,0 g.L⁻¹ de NaCl ocorreram em virtude de, na fase lag, ser comum ocorrer algum tipo de inibição ao iniciar o crescimento, uma vez que a cultura recém-inoculada se adapta ao novo ambiente. Esses resultados, em geral, podem ser atribuídos à inibição de crescimento das algas sem altos níveis de salinidade, devido ao seu habitat original (EL-SAYED, 2004).

Figura 22 - Variação do número de células da microalga *Lagerheimia longiseta* em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.

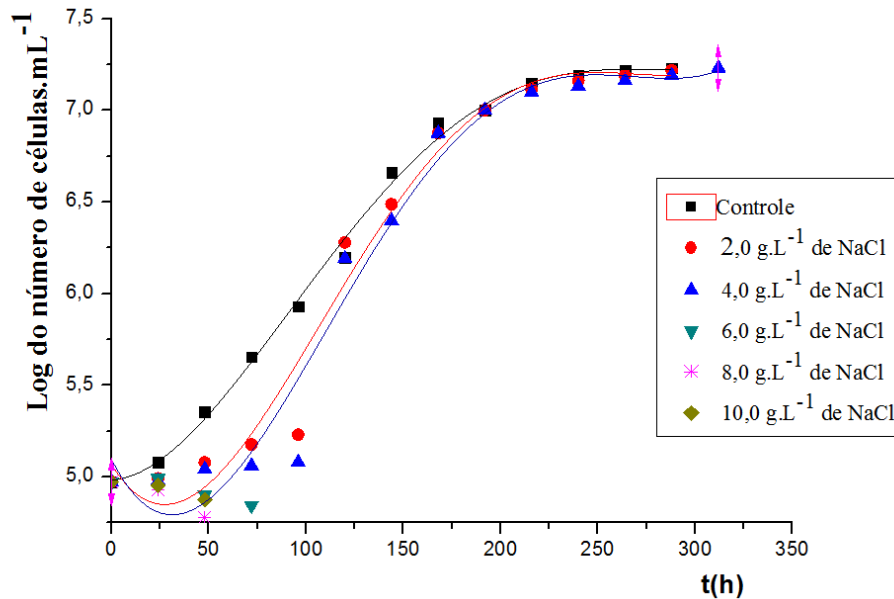


5.1.4 *Monoraphidium contortum*

Analisando o comportamento do cultivo da microalga em suplementação de 2, 4,0; 6,0; 8,0 e 10,0 g .L⁻¹ de NaCl, como apresentado na Figura 23, nas mesmas condições de aclimatização da microalgas e o mesmo tempo de estudo dos demais, observou-se que o estado estacionário de 2,0 e 4,0 g.L⁻¹ de NaCl se deu com 264 e 288 horas e atingiu um número de células $2,10 \times 10^7$ e de $1,20 \times 10^7$ cel.mL⁻¹, respectivamente.

Em relação à inibição de crescimento da microalga nas proporções de 6,0 g de NaCl.L⁻¹ até 10,0 g.L⁻¹ de NaCl, tem-se que não cresceram por este motivo, podendo, assim, comprovar que num ambiente modificado dos cultivos, a salinidade pode afetar o crescimento de microalgas em virtude do estresse osmótico e iônico e das modificações nas proporções iônicas celulares devido à permeabilidade seletiva da membrana aos íons. Porém, alterações nas suas concentrações nos meios de cultivo podem influenciar na síntese de carboidratos, sendo que a diminuição da fonte de nitrogênio e o aumento da concentração de cloreto de sódio acarretam o aumento da concentração de carboidratos (LOURENÇO, 2006).

Figura 23 - Variação do número de células da microalga *Monorophidium contortum* em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.



5.1.5 *Chlorella sp*

A densidade celular possibilitou o levantamento de curvas de crescimento para cada tratamento em relação ao controle, como mostra a Figura 26: a variação do número de células em relação ao tempo em tratamentos com diferentes proporções de NaCl permite verificar que os crescimentos analisados apresentaram fases características de um processo microbiano.

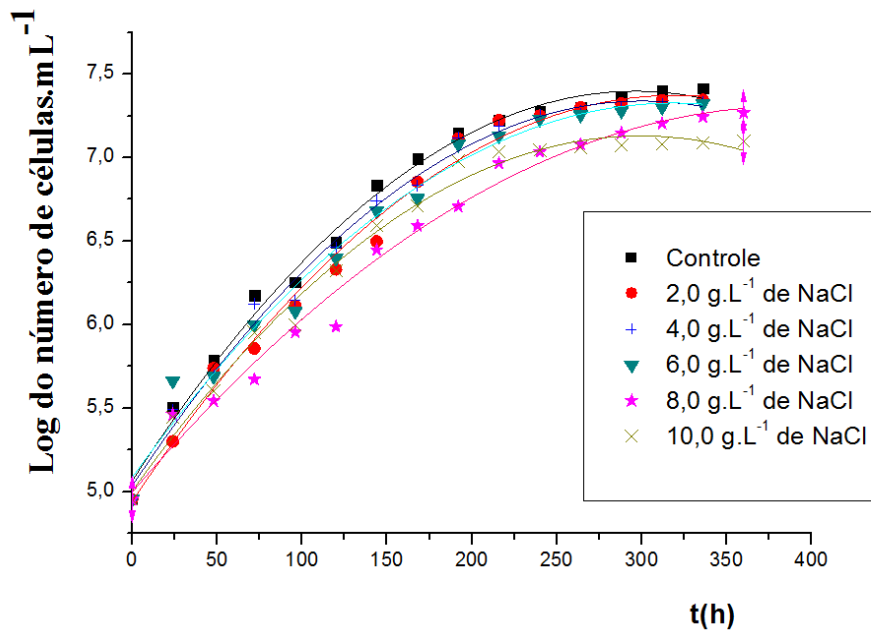
O perfil de crescimento mostrou que todos tiveram o mesmo comportamento, entrando numa fase estacionária com 192 horas, havendo uma pequena diminuição de células devido à modificação do meio padrão, não inibindo o crescimento até a maior proporção de NaCl.L⁻¹ aplicada no estudo.

Os resultados obtidos nos experimentos de 2,0; 4,0, 6,0 g .L⁻¹de NaCl foram de $2,21 \times 10^7$, $2,15 \times 10^7$ e de $2,10 \times 10^7$ cel.mL⁻¹, respectivamente, e foram bem semelhantes aos resultados de Santos et al. (2010), que investigou a *Chlorella vulgaris* em meio *Conway* modificado, obtendo $2,5 \times 10^7$ cel.mL⁻¹.

Essa espécie conseguiu crescer em salinidades maiores que as demais: para o de 8,0 e de 10,0 g de NaCl.L⁻¹, alcançaram o valor máximo de $1,85 \times 10^7$ cel.mL⁻¹ e de $1,25 \times 10^7$ cel.mL⁻¹.

Ferreira (2012) estudou a *Chlorella sp.* em condições modificadas na proporção de 75% de BBM e atingiu um número máximo de $1,3 \times 10^7$ cel.mL⁻¹. Esse valor foi baixo quando comparado ao tratamento de 2,0 g.L⁻¹ de NaCl. Como se pode verificar, essa microalga conseguiu um desempenho satisfatório em relação à adaptação em quantidade maior do sal estudado.

Figura 24 - Variação do número de células da microalga *Chlorella sp.* em relação ao tempo com diferentes concentrações de NaCl.



Na Tabela 5 estão expressos os resultados do número de células das velocidades específicas de crescimento máximo ($\mu_{\text{máx}}$) e tempos de geração (t_g) das microalgas já referidas.

Na tabela mencionada mostra-se que quanto maior a adição de sal nas microalgas menor o crescimento celular. Em relação ao $\mu_{\text{máx}}$ do *Largerheimia longiseta*, pode-se observar que quanto maior era a adição da concentração de NaCl, menor era a velocidade máxima e o tempo de geração, mostrando, assim, que poderia ser o melhor em relação aos demais em termos de biomassa. Porém, o objetivo dessa etapa era estudar a adaptação em maiores salinidades.

Em relação ao $\mu_{\text{máx}}$ dos valores encontrados foram baixos, porém, Aburai et al. (2015) cultivaram a *Scenedesmus sp.* em *Bold's Basal Medium* (BBM) autoclavado, em Erlenmeyers de 0,5L, e obtiveram uma velocidade específica

máxima de crescimento de $0,0112 \text{ h}^{-1}$. Esse valor foi baixo, comparado com os resultados encontrados.

5.1.6 Velocidade máxima ($\mu_{\text{máx}}$) e tempo geração.

Tabela 5 - Número de Células e $\mu_{\text{máx}}$. e tempo de geração das microalgas.

Tratamento (g.L ⁻¹)	1 (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	tg(h)	2 (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	tg(h)	3 (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	tg(h)	4 (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	tg(h)	5 (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	tg(h)
0	2,60E+07	0,023	30,42	1,60E+07	0,028	24,08	1,70E+07	0,031	22,67	1,60E+07	0,019	36,38	3,10E+07	0,023	30,80
2	2,21E+07	0,022	30,13	1,60E+07	0,034	20,31	1,65E+07	0,049	14,14	1,15E+07	0,016	42,62	2,10E+07	0,026	26,25
4	2,15E+07 ^c	0,021	32,28	1,50E+07	0,031	19,67	1,70E+07	0,054	12,91	1,05E+07	0,024	29,05	1,20E+07	0,027	25,61
6	2,10E+07	0,019	34,64	1,30E+07	0,035	21,73	7,00E+04	---		9,80E+03	---		8,50E+04	---	
8	1,85E+07	0,018	36,57	4,13E+06	0,017	38,66	6,00E+04	---		7,50E+04	---		7,20E+04	---	
10	1,25E+07	0,028	33,02	3,00E+06	0,016	41,73	7,50E+04	---		5,00E+03	---		1,20E+04	---	

1- *Chlorella* sp., 2 - *Scenedesmus acuminatus*, 3 - *Largerheimia longiseta*, 4 - *Monorophidium contortum*, 5 *Pediastrum tetras*

5.1.7 Análise estatística do crescimento celular

A Tabela 6 mostra os resultados de crescimento celular e velocidade máxima para as diversas microalgas cultivadas nos meios salinos. No geral, observa-se uma redução no crescimento celular à medida que a concentração de sais é maior. Além disso, as microalgas que mais se adaptaram às concentrações de sais utilizadas foram *Clorella sp.* e *Scenedesmus acuminatus*, apresentando, no final do experimento, uma variação entre 10^7 e 10^6 células.mL⁻¹, enquanto as demais apresentaram crescimento muito insatisfatório a partir de 6,0 g.L⁻¹ de NaCl.

Tabela 6 - Média do crescimento e $\mu_{\text{máx}}$ celular, de acordo com diferentes suplementações de NaCl, para cada microalgas.

Tratamento	<i>Clorella</i> <i>sp.</i> (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	<i>Scenedesmus</i> <i>acuminatus</i> (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	<i>Monorophidiu</i> <i>mContortum</i> (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	<i>Langerheimia</i> <i>Longiseta</i> (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)	<i>Pediastrum</i> <i>Tetras</i> (Cél.mL ⁻¹)	$\mu_{\text{máx}}$ (h ⁻¹)
0g.L ⁻¹	2,60E+07 ^a	0,023 ^a	1,60E+07 ^a	0,029 ^c	1,70E+07 ^a	0,031 ^c	1,60E+07 ^a	0,019 ^b	3,10E+07 ^a	0,023 ^b
2g.L ⁻¹	2,21E+07 ^b	0,023 ^a	1,60E+07 ^a	0,034 ^a _b	1,65E+07 ^b	0,049 ^b	1,15E+07 ^b	0,016 ^c	2,10E+07 ^b	0,026 ^a
4g.L ⁻¹	2,15E+07 ^c	0,021 ^{ab}	1,50E+07 ^b	0,032 ^b	1,70E+07 ^a	0,054 ^a	1,05E+07 ^c	0,024 ^a	1,20E+07 ^c	0,027 ^a
6g.L ⁻¹	2,10E+07 ^d	0,020 ^b	1,30E+07 ^c	0,035 ^a	7,00E+04 ^c	---	9,80E+03 ^d	---	8,50E+04 ^d	---
8g.L ⁻¹	1,85E+07 ^e	0,019 ^b	4,13E+06 ^d	0,018 ^d	6,00E+04 ^c	---	7,50E+04 ^d	---	7,20E+04 ^d	---
10 g.L ⁻¹	1,25E+07 ^f	0,021 ^{ab}	3,00E+06 ^e	0,017 ^d	7,50E+04 ^c	---	5,00E+03 ^d	---	1,20E+04 ^d	---
Valor P	0,000	0,002	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,005

Obs.: Se as letras são distintas, comprova-se diferença significativa entre as avaliações correspondentes.

Ainda na Tabela 6, observa-se o Valor P obtido através da Análise de Variância (ANOVA) para cada parâmetro analisado, os quais indicam diferença estatisticamente significativa para $\alpha = 0,05$, e também o resultado do teste de Tuckey, que mostra para quais concentrações de NaCl as médias divergiram, onde letras diferentes na mesma coluna representam diferenças estatisticamente significativas para o intervalo de confiança utilizado.

O teste de Tuckey mostra que o crescimento celular de *Clorella sp.* foi diferente para todas as concentrações de sais; já para a microalga *Scenedesmus*, não houve divergência entre o controle e o tratamento com $2,0 \text{ g.L}^{-1}$ de NaCl. Porém, apesar dos demais tratamentos serem diferentes estatisticamente do controle, até 6000 mg.L^{-1} , observou-se crescimento celular satisfatório, atingindo um valor de 10^7 células. mL^{-1} e velocidade máxima de $0,035 \text{ h}^{-1}$.

O crescimento celular da microalga *Monorophidium Contortum* não apresentou diferença entre o controle e o meio com $4,0 \text{ g.L}^{-1}$ de NaCl. Já para as microalgas *Langerheimia Longiseta* e *Pediastrum tetras*, todas as médias foram diferentes estatisticamente. A partir de $4,0 \text{ g.L}^{-1}$, não foi possível identificar fase log no crescimento destas três últimas microalgas e, por isso, não se calculou velocidade máxima. No entanto, observa-se velocidade máxima maior nesta concentração do que no controle.

ETAPA II

5.2 AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NaCl.

No estudo da primeira fase, observou-se a faixa de salinidade na qual as microalgas monitoradas conseguiram crescer no meio modificado pelo sal. Na presente etapa, foi construída uma célula de dessalinização microbiana com uma ponte salina, com o intuito de dessalinização, geração de energia e obtenção de biomassa a partir das microalgas, analisando os sistemas já mencionados na subseção 3.2.

5.2.1 Análise do crescimento das microalgas na câmara de dessalinização microbiana utilizando membrana de osmose inversa.

A Figura 25 mostra a variação do número de células em relação ao tempo da microalga *Chlorella sp.* (sistema 1) e *Scenedesmus acuminatus* (sistema 2), utilizando a membrana de osmose inversa.

5.2.1.1 Sistemas 1 e 2 com membrana de osmose inversa.

Sistema 1 – Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl /Meio de cultura com Chlorella sp.

Avaliando o crescimento da microalga *Chlorella sp.* na Figura 25, esse comportamento foi idêntico. O número de células iniciou-se com uma concentração de $7,90 \times 10^4$ células.mL⁻¹ até atingir $8,40 \times 10^7$ células.mL⁻¹. Esses valores

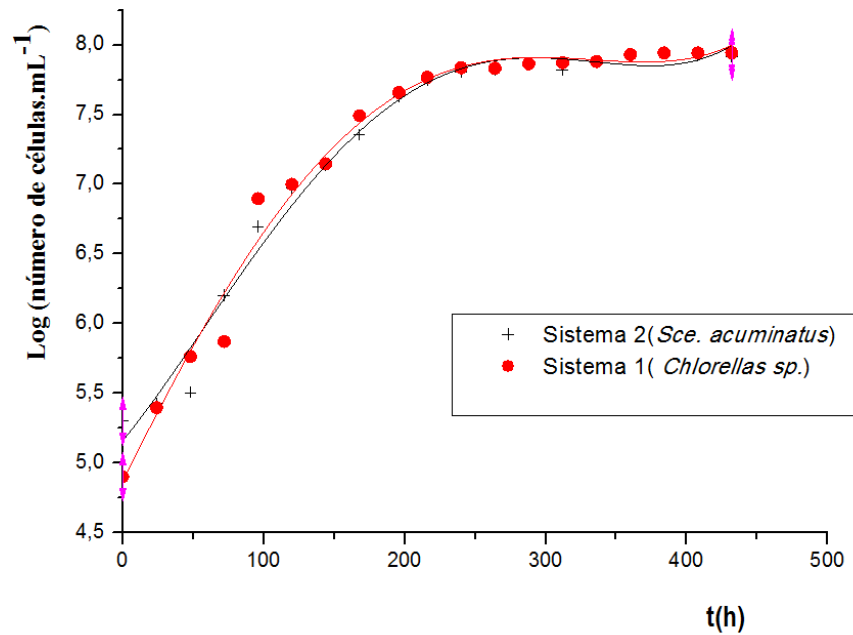
apresentados foram superiores aos valores obtidos na Fase I do processo, quando essa microalga foi estressada com as proporções já referidas de NaCl. Esse aumento de células pode ser explicado pelo fato de que, quando há um estresse gradativo de sais, isso proporciona um crescimento celular mais acelerado.

As microalgas apresentaram um bom desenvolvimento nessa etapa, obtendo uma alta densidade celular. Vale salientar que, apesar de o estresse de sais ser um fator que contribui para a inibição de crescimento das microalgas, a *Chlorella sp.*, especificamente, foi isolada de um tanque de peixes, com uma salinidade considerável. Logo, esse processo mostrou que o estresse contribui para o desenvolvimento dessas microalgas. Portanto, uma cultura microalgal pode ser usada para remover eficientemente os nutrientes das águas salgadas, transformando-os em biomassa útil como matéria-prima para biodiesel (VOLKMANN et al., 2007).

Sistema 2 – Meio de cultura com E.coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com S. acuminatus

O acompanhamento do perfil de crescimento da microalga *Scenedesmus acuminatus* iniciou-se com uma população de $2,00 \times 10^5$ células.mL⁻¹ e chegou a uma população máxima de $8,00 \times 10^7$ células.mL⁻¹ com um tempo de cultivo de 432 horas. Observou-se que, em comparação ao crescimento da microalga cultivada em fotobiorreator localizado no cepário (Etapa I), o crescimento de tal micro-organismo, na câmara de dessalinização microbiana (Etapa II) em meio modificado com a mesma salinidade utilizada na Fase I, apresentou um valor muito a cima de $1,30 \times 10^7$ células.mL⁻¹ num período de 384 horas.

Figura 25 - Variação do número de células em relação ao tempo das microalgas do sistema 1 e 2 usando a membrana do tipo de osmose inversa.



5.2.1.2 Sistemas 1 e 2 com membrana eletrodialítica

A Figura 26 ilustra a variação do número de células em relação ao tempo das microalgas *Scenedesmus acuminatus* (Sistema 2) e *Chlorellas sp.* (Sistema 1), utilizando a membrana eletrodialítica.

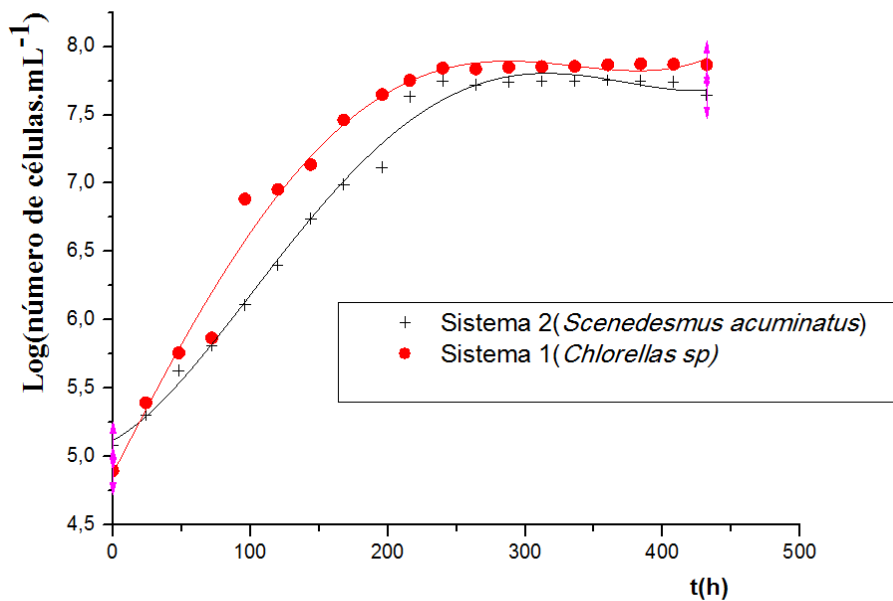
Sistema 1 – Meio de cultura com E.coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com Chlorella sp.

Analisando a Figura 26, que ilustra o crescimento da microalga *Chlorella sp.* no biorreator utilizando as membranas eletrodialíticas, o número de células iniciais foi de $7,90 \times 10^4$ células.mL⁻¹, atingindo, ao final do cultivo, o valor de $7,35 \times 10^7$ células.mL⁻¹. Como já foi mencionado, esse fato pode ser devido à natureza gradativa do estresse.

Sistema 2 – Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com S. acuminatus

Considerando que o crescimento do número de células da espécie *Scenedesmus acuminatus* começou com $1,21 \times 10^5$ células.mL⁻¹ atingindo ao final a concentração de $4,41 \times 10^7$ células.mL⁻¹, esses valores apresentados foram superiores aos valores obtidos na Etapa 1, quando essa microalga foi submetida ao estresse salino com as proporções já referidas de NaCl.

Figura 26 - Variação do número de células em relação ao tempo das microalgas do sistema 1 e 2, utilizando a membrana eletrodialítica.



Deste modo, Borowitzka e Moheimani (2013) defendem que a água salina, como a água do mar ou as águas subterrâneas salobras, são a fonte de água básica preferencial para a cultura comercial sustentável de algas para biocombustíveis, uma vez que não compete com a necessidade de água doce para a produção agropecuária com base em colheitas alimentares. Assim, uma vez que a água salina ou salobra contém íons, constatou-se com esse experimento que é possível o crescimento das microalgas sob estresse por salinidade.

5.2.2 Análise da remoção de sais na ponte salina.

5.2.2.1 – Sistemas 1, 2 e 3 com membrana de osmose inversa.

Na Figura 27, pode-se analisar a variação da condutividade elétrica na ponte salina nos Sistemas 1, 2 e 3 utilizando uma membrana de osmose inversa.

Sistema 1 – Meio de cultura com E.coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com Chlorella sp.

A Figura 27 mostra a diminuição da condutividade elétrica na ponte salina com a presença da microalga *Chlorella sp.*, bem como um valor de 60,15% para a taxa de remoção de cloretos presentes no meio aquoso quando a condutividade elétrica apresentou valores entre 10,4 mS para 8,55 mS durante o período de 432h.

Sistema 2– Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com S. acuminatus

Observa-se que o comportamento da condutividade elétrica com a presença de *Scenedesmus acuminatus* foi similar ao do sistema 1. Todavia, a taxa de remoção de 64,15% de cloretos foi superior ao do sistema 1 durante o mesmo período de operação (432 horas) para uma faixa de condutividade elétrica de 10,6 mS para 5,8 mS.

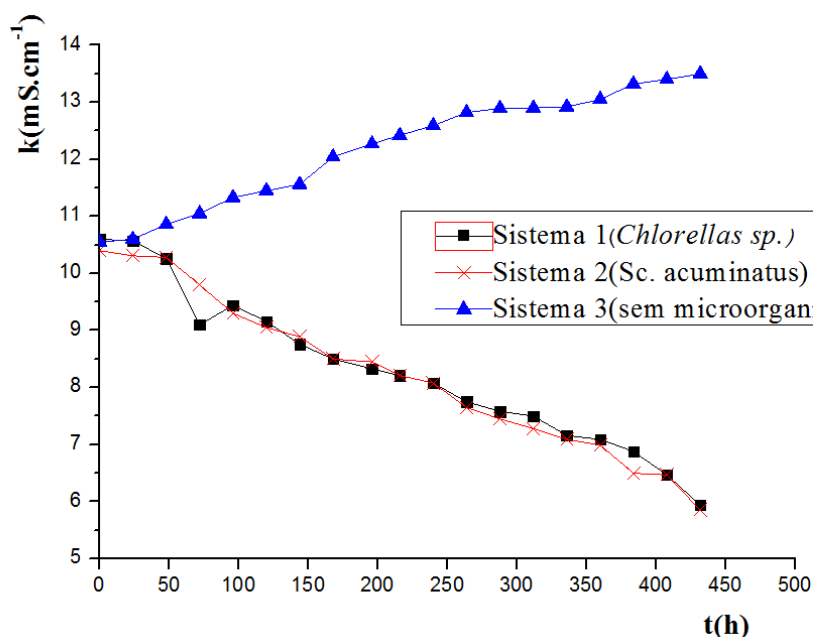
De acordo com Zhang (2012), membrana do tipo de osmose inversa permite a passagem de água, mas, ao mesmo tempo, reduz significativamente o transporte de íons da câmara do meio (ponte salina) para as câmaras laterais, permitindo, assim, uma redução dos sais presentes na ponte salina. Esse fato ocorreu para os sistemas 1 e 2 estudados.

Sistema 3 – Meio de cultura / Solução de NaCl / Meio de cultura

O sistema 3 apresentou o comportamento da condutividade elétrica diferenciado dos demais, a condutividade aumentou em função do tempo, aparentemente os comportamentos das curvas mostram que a condutividade elétrica do meio se tornou um parâmetro para dimensionar as perdas e os ganhos de sais dos meios, conforme foi observado para os sistemas 1 e 2.

Nesse caso específico, o transporte iônico aumentou na ponte salina, em função das concentrações de sais do meio do compartimento aniódico ser elevada. Esse comportamento do aumento da condutividade elétrica na ponte salina tem tudo a haver com a ausência dos micro-organismos nos compartimentos das extremidades, ou seja, o “consumo de sais” por conta dos micro-organismos não ocorreu e conseqüentemente o transporte iônico se deu para a ponte salina.

Figura 27 - Variação da condutividade da ponte salina dos Sistemas 1, 2 e 3 utilizando a membrana de Osmose inversa.



5.2.2.2 – Sistemas 1, 2 e 3 com membrana de eletrodialítica

Sistema 1 e 2 – (Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com Chlorella sp.) e (Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com S. acuminatus).

A Figura 28 apresenta as variações da condutividade elétrica para os três sistemas estudados. Observa-se que os sistemas 1 e 2 apresentaram os mesmos comportamentos das variações da condutividade elétrica em função do tempo dos sistemas 1 e 2, quando o biorreator era composto com membrana de osmose inversa.

No sistema 1, com a presença de microalga *Chlorella sp.*, houve uma redução na concentração de cloretos de 43,75% e uma diminuição de 10,39 mS para 6,0 mS ao longo de um período de 432 horas. Para o mesmo período de tempo, o sistema 2 apresentou uma redução em cloretos na ordem de 49,19%, quando a condutividade elétrica caiu de 11,10 mS para 5,64 mS. Esse fato se deve à presença de microorganismos nos processos eletroquímicos, pois as bactérias vão se alimentar da matéria orgânica, proporcionando, assim, o arraste dos íons do meio salino, diminuindo a salinidade deste meio (SILVA et al. 2010).

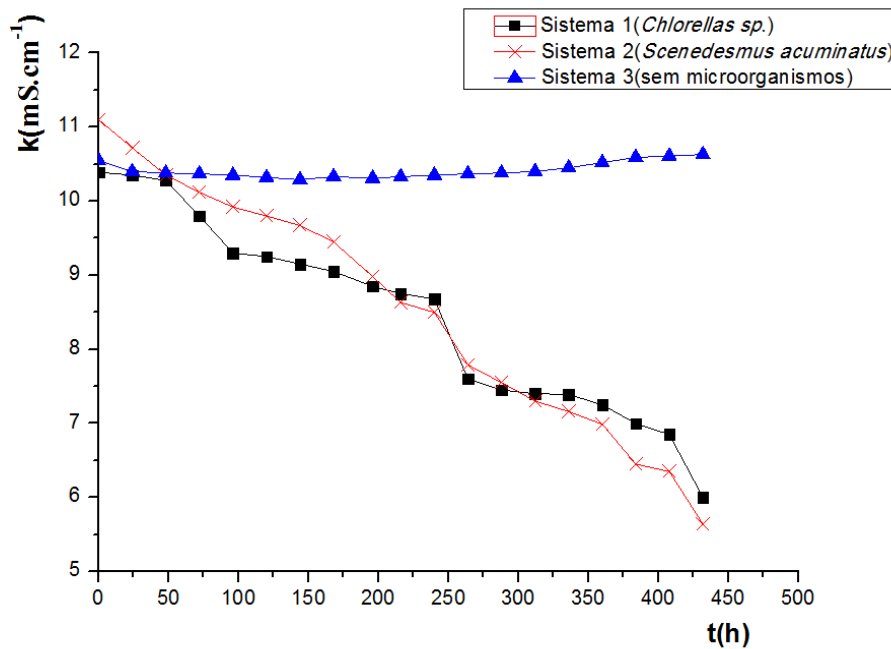
Sistema 3 – Meio de cultura / Solução de NaCl / Meio de cultura

O sistema de 3 apresentou uma condutividade elétrica praticamente constante ao longo de todo o experimento. A concentração de sais presente no meio aquoso anódico é superior ao da ponte salina, a qual, por sua vez, também é superior à do meio catódico. Já a densidade do transporte iônico do meio anódico é superior ao da ponte salina para o meio catódico.

Isso implica que, quando os íons passam da ponte salina para o lado anódico, ocorre uma compensação de íons do lado catódico, deixando a condutividade elétrica praticamente constante. É tanto que se pode observar uma

ligeira queda da condutividade, mas, em seguida, tende a aumentar. Se, por acaso, houvesse a presença de micro-organismos presentes em um dos meios, a variação da condutividade elétrica da ponte salina cairia nos casos dos sistemas 1 ou 2.

Figura 28 - Variação da condutividade da ponte salina do sistema 3 utilizando a membrana de Eletrodialítica.



Em função das concentrações de sais dos meios dos compartimentos do biorreator, os dados obtidos durante os experimentos, em relação à variação da condutividade elétrica da ponte salina para os dois sistemas estudados, com os dois tipos de membranas, i.e., osmose inversa e eletrodialítica, observou-se o seguinte:

- A redução da concentração de cloretos foi superior para os sistemas 1 e 2 com membranas de OI em relação aos sistemas 1 e 2 com membranas eletrodialíticas;
- O sistema 3 apresentou um comportamento linear para ambos os casos, em que houve um aumento da condutividade elétrica para o sistema com membrana de OI e um comportamento linear constante para o sistema com membrana eletrodialítica.

A título de esclarecimento, sabe-se que os resultados obtidos por Girme (2014) dão conta de que a redução da salinidade foi de 100% após 24 horas de operação, fazendo uso de membranas eletrodialíticas. Esse fato pode ser justificado em função do tamanho da Câmara de Dessalinização Microbiana (CDM), ou seja, o volume absoluto da mesma ser bastante reduzido quando comparado com a capacidade volumétrica do biorreator em estudo.

Em outros estudos realizados, como os de Mehanna (2010) e Zang (2012), ambos fazendo uso de cianeto de ferro no cátodo e membrana de osmose inversa no ânodo, foi observada uma rejeição de cerca de 90% (7 dias) e 60% em 3 dias, respectivamente, enquanto que Nikhil et al. (2016) encontraram valores próximos aos obtidos do presente trabalho, na ordem de 60% de remoção de sais, usando uma membrana eletrodialítica.

5.2.3 Análise do pH da ponte salina.

A análise da variação do pH na ponte salina para os sistemas estudados, foram discutidos em conjunto com a função da similaridade de seus comportamentos.

As Figuras 29 e 30 apresentam os comportamentos dos sistemas 1 e 2 com uso de membranas de osmose inversa e eletrodialítica, respectivamente. Observou-se que os perfis da variação dos pH's foram muito parecidos, independentemente do tipo de membrana.

Em relação ao parâmetro pH dos Sistemas 1, 2 e 3, mostrado nas Figuras 29 e 30, detectou-se uma diminuição nas primeiras 24 horas e, em seguida, um aumento em todos os sistemas. Esse fato pode ser explicado da seguinte forma:

(a) Considerando que o compartimento anódico nas primeiras 24 horas apresenta uma produção de gás carbônico, devido ao consumo da matéria orgânica pelas bactérias, o qual permeia a membrana de OI e/ou eletrodialítica, para o lado da ponte salina;

(b) Quando isso ocorre, a formação de ácido carbônico na ponte salina e o pH vão diminuindo ao longo das primeiras 24 horas;

(c) Sabendo que, no compartimento catódico, vem ocorrendo a fotossíntese, as microalgas necessitam de gás carbônico, o qual recebem da ponte salina e, conseqüentemente, o pH do meio da ponte salina começa a aumentar, conforme se pode observar nas Figuras 29 e 30. Esse comportamento em relação ao gás carbônico também foi observado em meios anaeróbicos estudados por Von Sperling (1995).

Figura 29 - Variação do pH da ponte salina dos sistemas utilizando membrana do tipo osmose inversa.

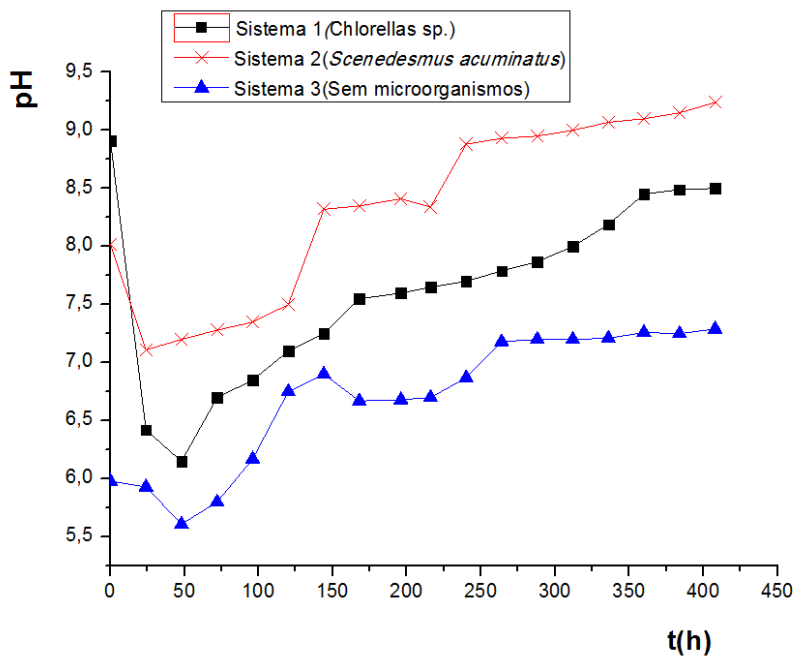
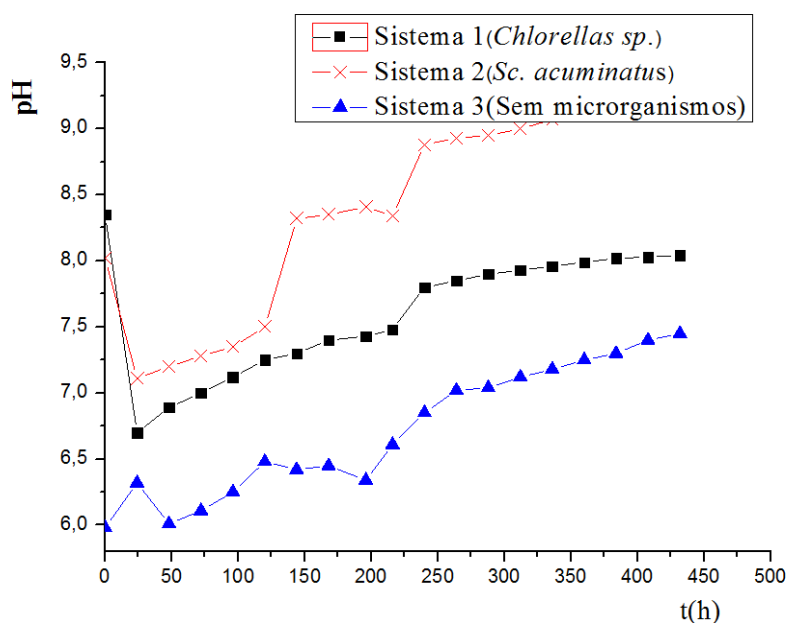


Figura 30 - Variação do pH da ponte salina dos sistemas utilizando a membrana eletrodialítica.



Para o sistema 3, sem a presença de micro-organismos nos compartimentos das extremidades do biorreator, observa-se que o aumento do pH ocorreu mais lento em função do transporte iônico através das membranas, conforme se pode observar nos comportamentos das condutividades elétricas das Figuras 29 e 30.

5.2.4 Produção de energia

Sistema 1 e 2 – (Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com Chlorella sp.) e (Meio de cultura com E.Coli/Solução de NaCl/Meio de cultura com S. acuminatus).

Na Figura 31, pode-se verificar o desempenho das tensões em relação aos Sistemas 1 e 2, mostrando que o Sistema 1 alcançou, com a membrana de Osmose Inversa, um valor de 0,654 V, enquanto que o Sistema 2, de 0,69 V. Já na Figura 32, utilizando a membrana eletrodialítica, o Sistema 1 alcançou 0,66V e o Sistema 2, o valor de 0,880 V. Esses valores foram acima dos obtidos por Girme (2014), usando uma membrana de troca aniônica e catiônica CMI- 7000S que obteve 0,0982 V e uma corrente de 0.008 A. Isso pode ser justificado pelo tamanho do reator ou pelo

tipo de microalga em estudo, sabendo que o mencionado autor utilizou *Nanochloropsis sp.*

Por outro lado, Wu et al. (2012) atingiram uma densidade de corrente de 380 mA utilizando a *Chlorella vulgaris* na câmara catódica, enquanto que a corrente encontrada no experimento foi 0,02 A. Isso pode ser justificado pelo tamanho do reator ou pelo tipo de microalga, pois, segundo Wang e colaboradores (2012), as CDM com a presença de bactéria-algas varia de acordo com espécies de algas, condições de crescimento e substratos, mostrando que os cátodos auxiliados por algas podem gerar uma tensão máxima 1,3 vezes maior do que os cátodos sem algas.

Comparando as curvas de crescimento (Figuras 27 e 28) com o perfil de voltagem, mostrado nas Figuras 31 e 32, percebe-se que o aumento da tensão coincidiu com a fase exponencial do crescimento da microalga, indicando um papel significativo desses micro-organismos no aumento da tensão do sistema.

Figura 31 - Comparação da tensão em relação ao tempo utilizando a membrana do tipo osmose inversa.

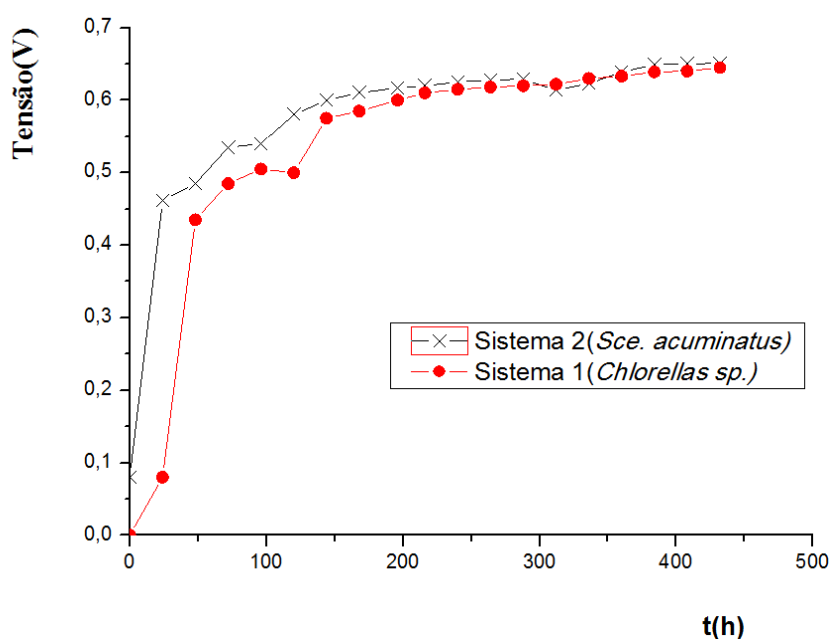
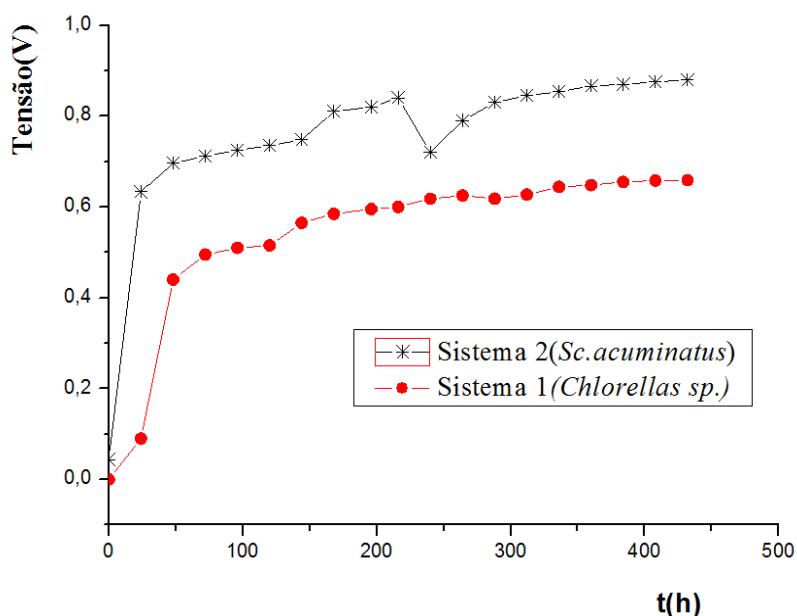


Figura 32 - Comparação da tensão em relação ao tempo utilizando a membrana eletrodialítica.



5.2.5 Análise dos lipídeos da microalga dentro do biorreator

Ao atingir a fase estacionária de crescimento da microalga, o experimento foi interrompido com a finalidade de separar a biomassa e, posteriormente, analisar a concentração de lipídeos das células. Esses resultados estão expressos na Tabela 7:

Tabela 7 - Análise de Lipídeos e da massa seca das microalgas.

Câmara de dessalinização microbiana	Tipo de microalga	Massa seca (g.L ⁻¹)	Lipídeos (%)
Membrana de Osmose Inversa	<i>Scenedesmus acuminatus</i>	0,67	12,65
	<i>Chlorella sp.</i>	0,72	15,69
Membrana eletrodialítica	<i>Scenedesmus acuminatus</i>	0,63	12,17
	<i>Chlorella sp.</i>	0,65	12,20

De acordo com a Tabela 7, foi verificado um valor de lipídeos de 12,65% para a microalga *Scenedesmus acuminatus*, utilizando a membrana de OI, enquanto que,

para a membrana eletrodialítica, o valor foi de 12,17%. Já para a espécie *Chlorella sp.*, com relação à membrana de osmose inversa, o valor da concentração lipídica foi de 15,69%, e de 12,20% para a membrana eletrodialítica, mostrando, assim, que a célula da microalga absorveu os sais, contribuindo para um ganho lipídico.

Esses resultados encontrados foram satisfatórios quando comparados com os melhores valores obtidos por Ferreira (2012), onde foi estudado o estresse da microalga *Chlorella sp.* utilizando o concentrado de dessalinizadores. Num dos experimentos, ela alcançou uma concentração de lipídeos de 9,76%, quando esta microalga foi cultivada em 25% de concentrado que equivale a uma salinidade cerca de 2000 mS, mostrando, assim, a viabilidade de um sistema integrado e sustentável.

Matos et al. (2015) cultivaram a microalga *Chlorella sp.* utilizando meio BBM, suplementado com concentrado de dessalinização em fotobiorreatores cônicos de 4,0L, onde as microalgas apresentaram teor de lipídios entre 8,5 e 11,4%.

Esses valores encontrados no presente trabalho também foram comparados com Radmann e Costa (2008), que realizaram a quantificação de lipídeos totais da microalga *Scenedesmus obliquus* e obtiveram um teor lipídico de 6,18%. Já Baumgartner (2011) e Chang et al. (2016) realizaram estudos de extração da microalga *Scenedesmus dimorphus* utilizando a metodologia adaptada de Bligh e Dyer (1959) e alcançaram um teor de 14%. Vale ressaltar que a metodologia utilizada ao longo deste trabalho foi diferente daquelas adotadas nos estudos citados.

Observando também o estudo realizado por Hu et al. (2008), as algas produzem mais lipídeos em condições de estresse ou ambientes desfavoráveis em comparação com condições ótimas de crescimento. No presente trabalho, a condição de estresse foi a adição de NaCl no meio; fazendo com que a microalga acumulasse os lipídeos na sua estrutura como fonte de reserva.

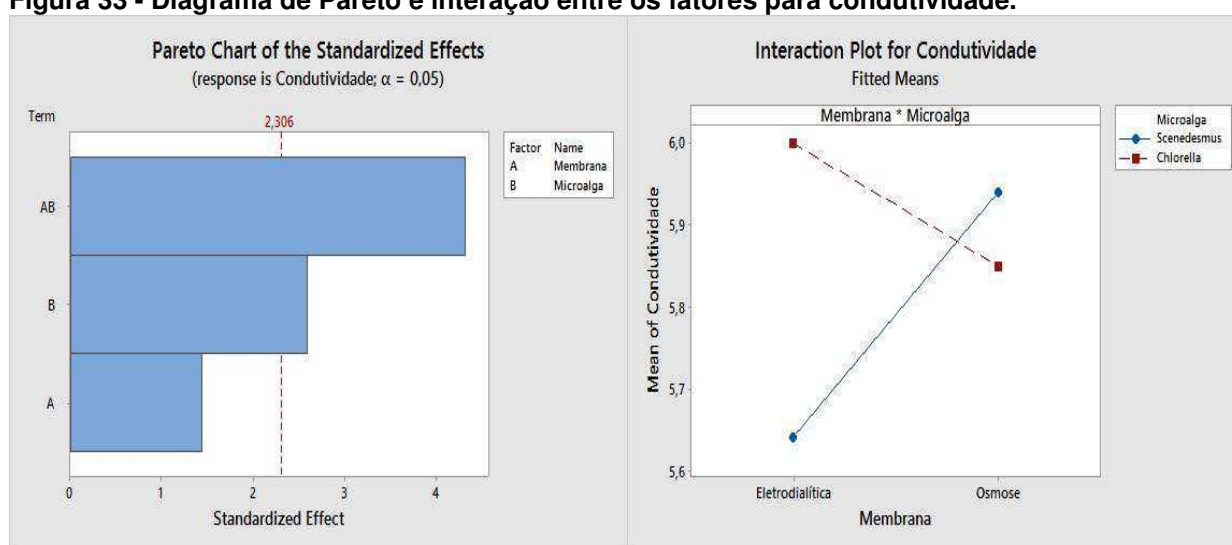
5.2.6 Análise estatística

As Figuras 33 a 38 apresentam Diagramas de Pareto dos Sistemas 1 e 2, que apresentam os efeitos em ordem de significância, não sendo considerados

significativos aqueles que não ultrapassam a linha vermelha tracejada, além de gráficos de interação entre os fatores, nos quais linhas paralelas indicam não haver interação.

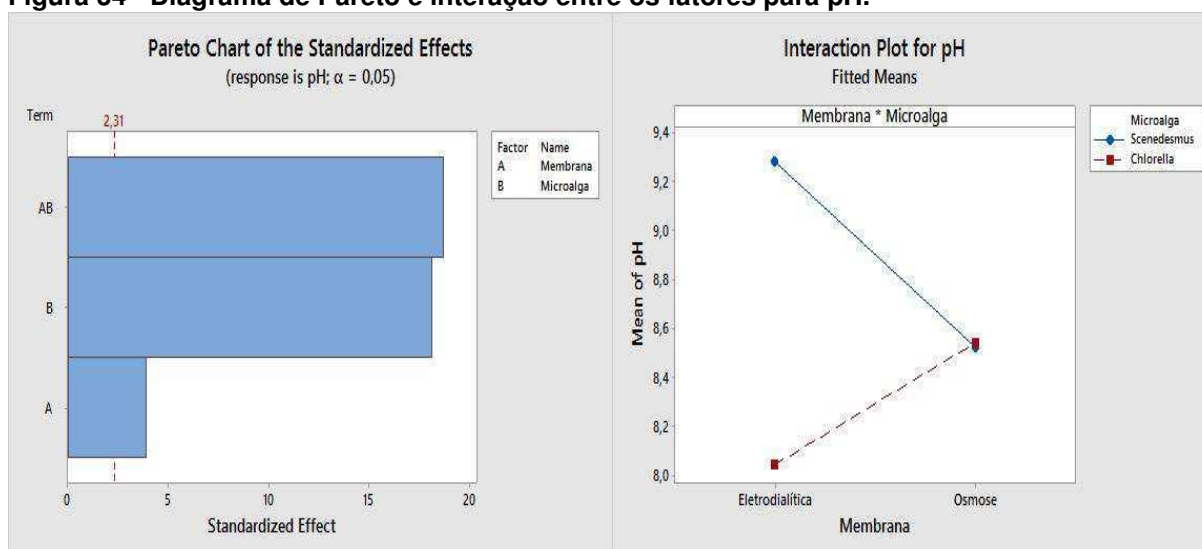
Na Figura 33, é possível observar que a membrana não apresentou efeito significativo para a redução da condutividade, ao contrário do tipo de microalga que influenciou na remoção dos sais. Porém, a interação entre os fatores teve maior significância para este parâmetro, destacando-se uma remoção maior quando foi utilizada a microalga *Scenedesmus acuminatus* e a membrana eletrodialítica.

Figura 33 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para condutividade.



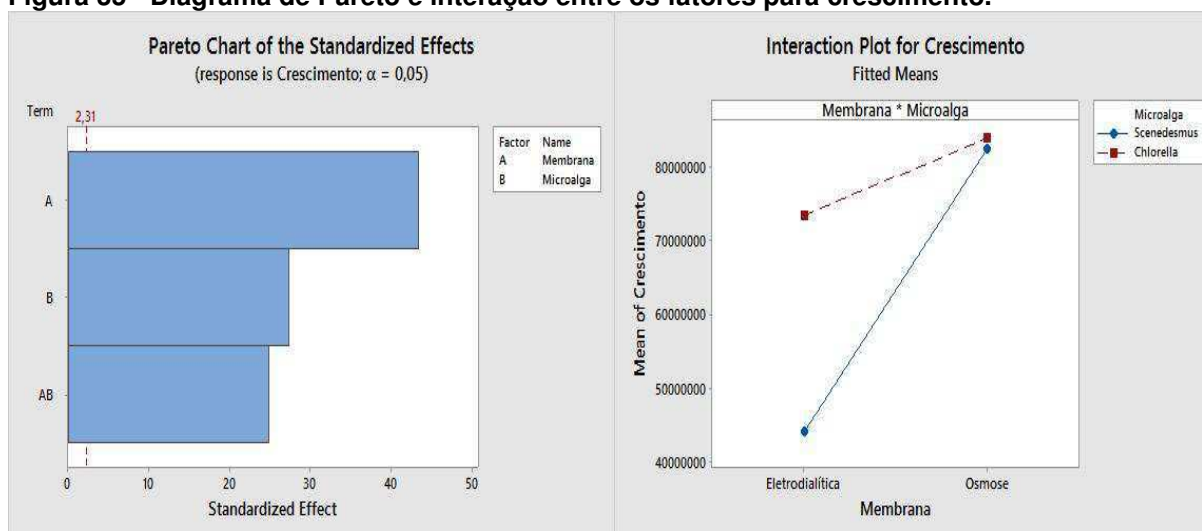
Embora todos os fatores tenham causado efeitos significativos para o pH, o tipo de microalga foi o que apresentou maior influência, seguido da interação. Nos experimentos onde se utilizou a membrana de osmose, não foi observada diferença de pH. Porém, ao utilizar a membrana eletrodialítica, o pH foi superior para a microalga *Scenedesmus acuminatus* (Figura 34).

Figura 34 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para pH.



Como pode ser observado na Figura 35, o tipo de membrana foi o fator que mais influenciou no crescimento, seguido pela microalga e a interação, todos com efeitos muito significativos para este parâmetro. Assim como o pH, o crescimento não apresentou diferença quando utilizada a membrana de osmose, mas apresentou redução utilizando-se a membrana eletrodialítica, principalmente para a microalga *Scenedesmus acuminatus*.

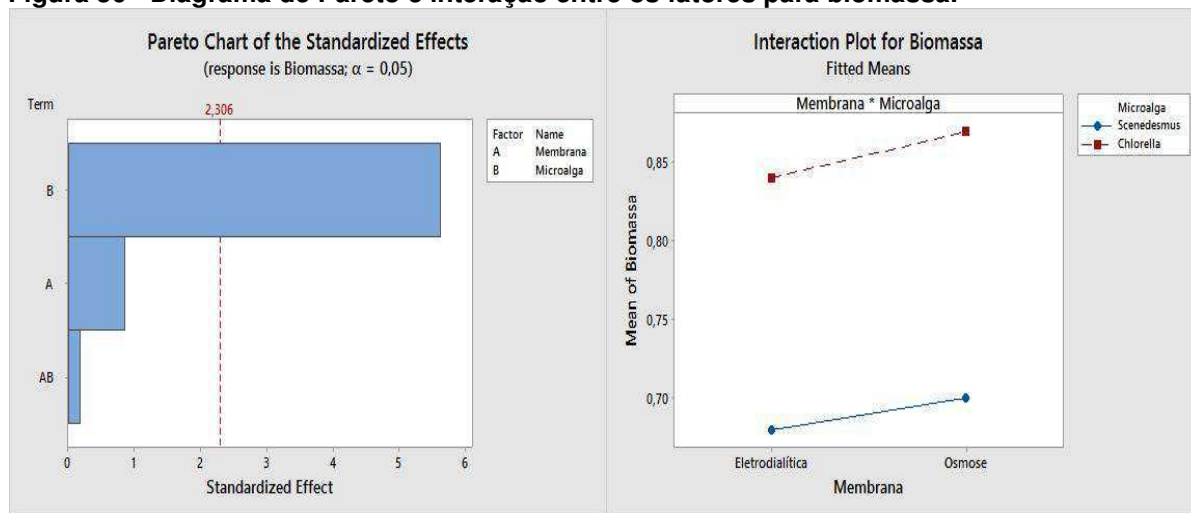
Figura 35 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para crescimento.



A maior biomassa obtida foi de microalgas *Chlorellas sp.*, sendo este fator o único que teve efeito significativo para o parâmetro; a insignificância da interação

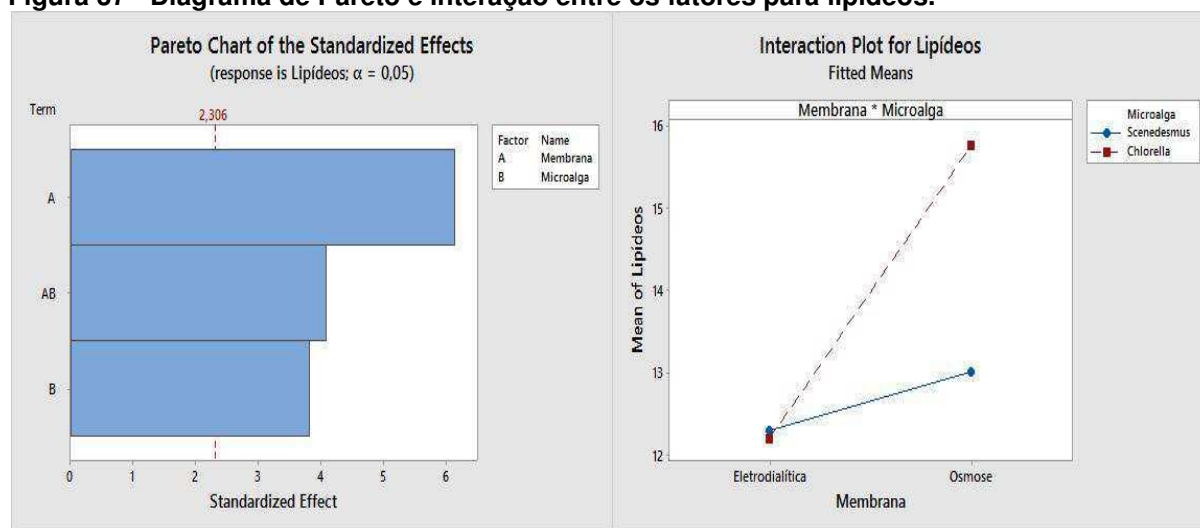
pode ser observada tanto no Diagrama de Pareto quanto no gráfico da interação, onde as linhas são paralelas (Figura 36).

Figura 36 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para biomassa.



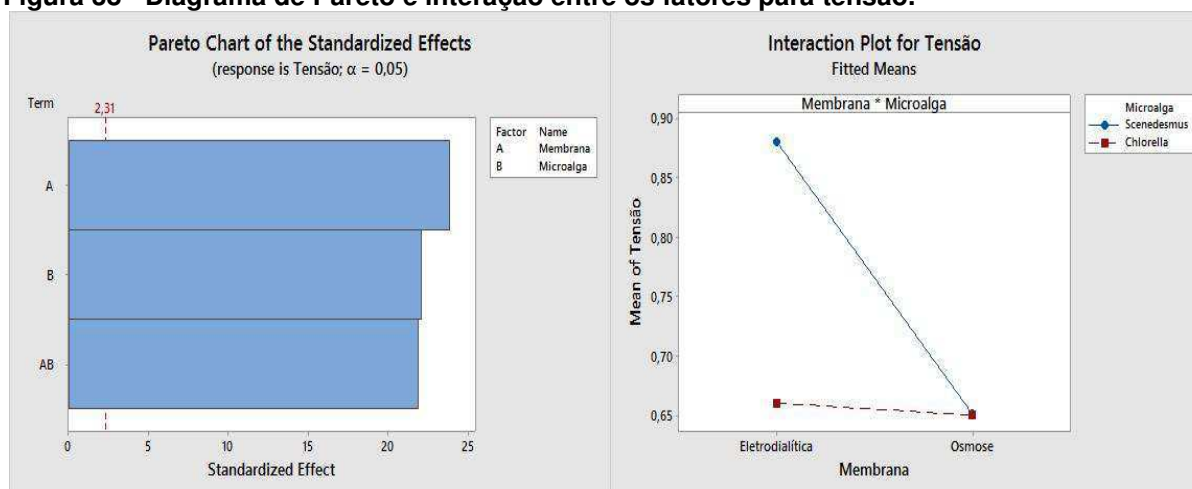
Além da microalga *Chlorella sp.* apresentar maior crescimento e biomassa quando utilizada a membrana de osmose inversa, também apresentou maior teor de lipídeos, sendo esse teor semelhante ao de *Scenedesmus acuminatus* quando utilizada a membrana eletrodialítica. Neste caso, todos os efeitos foram significativos, como pode ser observado no Diagrama de Pareto na Figura 37:

Figura 37 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para lipídeos.



Ambos os fatores e a interação também foram significativos para a geração de tensão elétrica no reator, havendo pouca diferença de significância. No gráfico da interação, pode ser observado que mais uma vez os experimentos utilizando a membrana de osmose apresentaram resultados semelhantes, e que o uso da membrana eletrodialítica promoveu a geração de maior tensão com a microalga *Scenedesmus acuminatus* (Figura 38):

Figura 38 - Diagrama de Pareto e interação entre os fatores para tensão.



5.3 AVALIAÇÃO DA CÉLULA DE DESSALINIZAÇÃO MICROBIANA EM FUNÇÃO DA ÁGUA DO POÇO, FOSSA SÉPTICA E *CHLORELLAS SP.* (SISTEMA 4).

Ainda dentro da Etapa II, foi analisado o sistema 4, com a intenção de investigar se este conseguia o mesmo desempenho do sistema 1. Quando foi utilizada monocultura de *E.coli* e NaCl nesse sistema, foi utilizada a microalga *Chlorella sp.* pela quantidade da biomassa e o teor de lipídeos encontrados no sistema 1.

5.3.1 Análise do crescimento da microalga no Sistema 4.

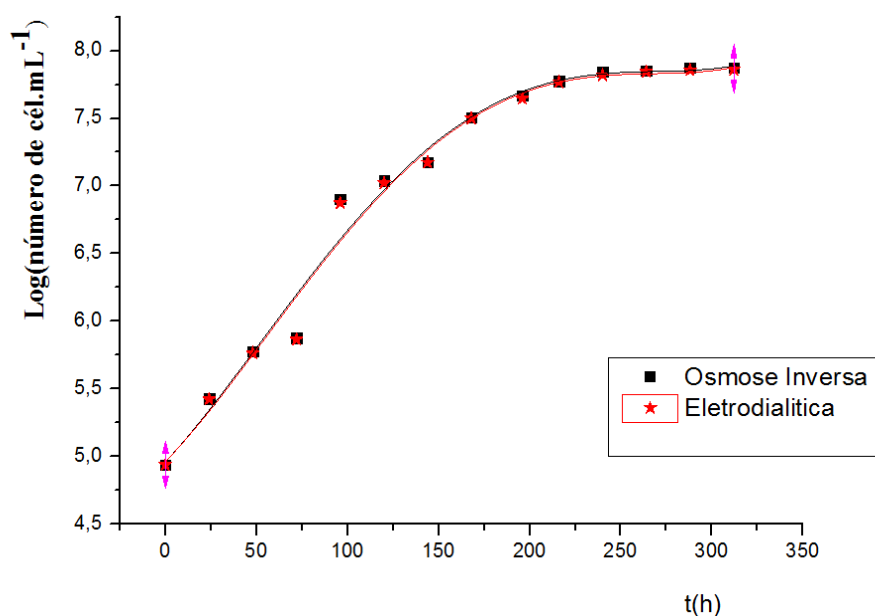
Observando a curva de crescimento ao longo do tempo de cultivo da microalga *Chlorella sp.* no sistema 4, mostrado na Figura 39, o desenvolvimento desta foi satisfatório, alcançando um número máximo de células de $7,85 \times 10^7$

células.mL⁻¹. Esse valor foi comparado com o mesmo tempo de experimento do Sistema 1 (321 horas), obtendo-se valores maiores para o sistema 4. Isso pode ser devido à composição da ponte salina, proporcionando, assim, um crescimento mais acelerado da microalga em estudo.

Portanto, uma variedade de fatores ambientais pode influenciar a acumulação de lipídeos nas microalgas, sendo o principal fator a disponibilidade de nutrientes e de salinidade, cuja carência pode induzir a uma maior acumulação de lipídeos, que funcionam como energia de reserva para ser utilizada após terminar a fase de estresse (GUSCHINA; HARWOOD, 2006).

Segundo Zamanpour et al. (2017), a utilização de microalgas é um passo para alcançar a produção mais limpa utilizando a CDM, sendo, assim, uma produção de bioenergia integrada, considerando o teor lipídico como matéria-prima para a produção de biodiesel.

Figura 39 - Crescimento da microalga *Chlorella sp.* no Sistema 4.



5.3.2 Análise dos lipídeos da microalga dentro do biorreator

Na Tabela 8, estão expressas as concentrações de lipídeos e a massa seca da microalga *Chlorella sp.* no sistema 4. Comparando os sistemas 1 e 4, em relação

à massa seca, todos mostraram valores próximos; a taxa de concentração de lipídeos foi inferior no sistema 4, e, conseqüentemente, a taxa de dessalinização foi menor, provando que quanto menor for a salinidade da ponte salina maior é a taxa de concentração de lipídeos, podendo-se afirmar que, nesse processo, a microalga em estudo contribui para a dessalinização do meio aquoso presente no compartimento central.

Tabela 8 - Análise de Lipídeos e da massa seca da *Chlorella* sp.

Membranas	Massa seca (g.L⁻¹)	Lipídeos (%)
Osmose inversa	0,68	12,3%
Eletrodialítica	0,59	9,4%

5.3.3 Análise físico-química e microbiológica no sistema 4

5.3.3.1 Ponte Salina

Avaliando os parâmetros físico-químicos da ponte salina do Sistema 4 da Tabela 9, utilizando a membrana do tipo de osmose inversa (Mem.O) e a membrana eletrodialítica (Mem.Elet.) na ponte salina do sistema 4, o desempenho mostrou uma redução no parâmetro condutividade elétrica de 54,60% (Mem.O) e de 21,98% (Mem.Elet.). Essa maior remoção de sais com a membrana de osmose pode ser justificada pela mistura de água e também pelo transporte de íons, proporcionando uma eficiência melhor em termos de condutividade elétrica.

Como esperado, a quantidade de remoção de sais no meio foi menor que os Sistemas 1 e 2, sabendo que o meio aquoso contido na ponte salina foi a água proveniente de um poço que tem na sua composição outros tipos de íons. Esse resultado também mostrou que essa remoção depende da quantidade de sais presentes na ponte salina. Portanto, se a salinidade for maior, a eficiência de

remoção poderá ser melhor, sendo comprovado pelas remoções dos sistemas 1 e 2 em relação ao sistema 4.

Em relação aos íons Na^+ e de Cl^- , a remoção desses foi de 35,9% e 33,79%, respectivamente, para a membrana eletrodialítica, indicando, assim, que a microalga absorve o sal ao longo do experimento. Já para a membrana de osmose inversa, a remoção foi de 50,26% de Na^+ e de 45,58% de Cl^- .

O aumento do pH é muito suscetível à modificação, em transformações químicas, que podem ocorrer através da difusão de íons de um compartimento para o outro, da fotossíntese das microalgas e do aparecimento das bactérias.

O meio aquoso apresentou um aumento para os íons Nitrato (NO_3^-) e Nitrito (NO_2^-), o que pode ser justificado pela atividade das bactérias com o tempo, resultando, assim, no aparecimento de um biofilme nas superfícies das membranas no lado aeróbico, contribuindo para um processo de nitrificação. Sendo assim, haverá passagens desses íons para a ponte salina, e esse processo remove a amônia (NH_3), que é um subproduto do metabolismo das proteínas produzido pela decomposição bacteriana de produtos sólidos orgânicos presentes no sistema.

Ainda na mesma tabela mostrou a presença de Fósforo total ao utilizar de cada membrana, sendo importante esse parâmetro no aumento de lipídeos das microalgas.

Tabela 9 - Parâmetros físico-químicos e microbiológicos da ponte salina no Sistema 4.

Parâmetros	Água Bruta	Mem. O. I.	% Remoção	Mem. Elet.	% Remoção
Condutividade Elétrica (mS)	5.640	2.560	54,60	4.400	21,98
Potencial hidrogeniônico, pH	8,1	8,9	-	8,8	-
Sódio (Na^+), mg/L	787,4	391,4	50,26	504,0	35,90
Cloreto (Cl^-), mg/L	1.650,8	898,4	45,58	1.093,4	33,76
N-Nitrato (NO_3^-), mg/L	0,1	2,1	-	2,2	-
N-Nitrito (NO_2^-), mg/L	0,005	0,048	-	0,046	-
Amônia (NH_3), mg/L	1,95	0,12	93,84	0,36	81,53
Fósforo Total, mg/L	0,4	4,8		2,6	
Sólidos Totais dissolvidos, STD, mg/L	2.820	1.280	54,60	2.200	21,98

Os resultados das análises físico-químicas da ponte salina, utilizando as membranas de osmose inversa e eletrodialítica, se enquadram na Classe 2 para

irrigação, de acordo com a Resolução Conama 357/05, por causa da salinidade. Mas, para assegurar tal uso da água para irrigação, precisam-se ainda de estudos mais aprofundados de análise da ponte salina, pois a qualidade da água para irrigação se define em função de três critérios: salinidade, sodicidade e toxicidade. O primeiro avalia o risco de aumentar a concentração de sais solúveis no solo, o segundo avalia o risco de elevar a percentagem de sódio trocável, causando deterioração na estrutura do solo, e o terceiro avalia os problemas do acúmulo de determinados íons nos tecidos das plantas (ALMEIDA, 2010).

Apesar de esse processo requerer um tempo maior que a dessalinização convencional, é importante frisar que esse processo não demanda custo relacionado à energia, enquanto que os demais precisam de algum tipo de energia para operar, que é um dos maiores custos relacionados à dessalinização.

5.3.3.2 Compartimento anaeróbico

Em relação ao compartimento anaeróbico que foi alimentado com uma fossa séptica da Universidade Federal de Campina Grande, esse meio aquoso começou com 308 mg/O₂.L e, ao término do experimento, houve uma redução de 55,20%, utilizando-se a membrana de osmose inversa, e de 64,93%, com a membrana eletrodialítica, como mostrados na Tabela 10. Com esses valores apresentados, o biorreator poderá ser considerado como um processo de tratamento de efluentes devido a essa redução.

Tabela 10 - Remoção da DBO no compartimento anaeróbico.

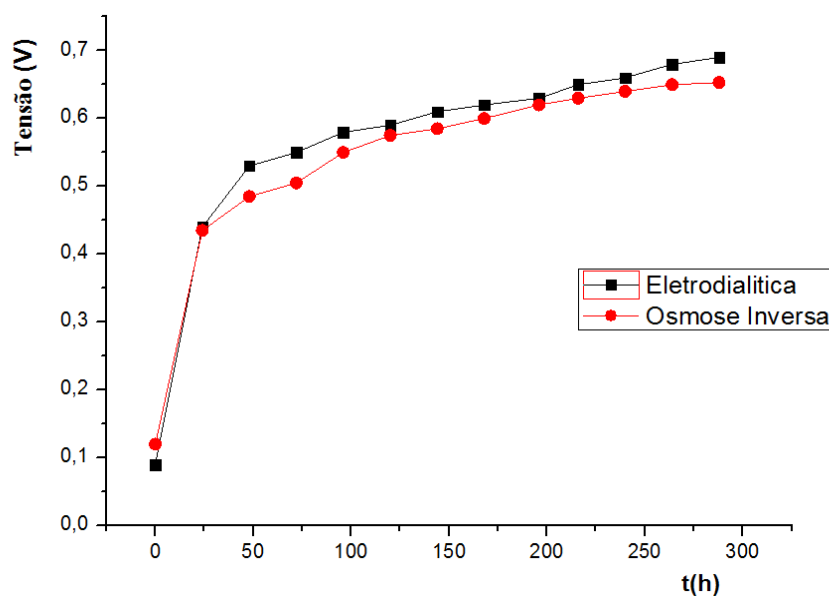
Membranas	DBO inicial (mg/O₂.L)	DBO₅ final (mg/O₂.L)	% Remoção
Osmose inversa	308	138	55,20
Eletrodialítica	308	108	64,93

5.3.4 Produção de energia

A Figura 40 mostra o desempenho das tensões em relação ao sistema 4 com a membrana de osmose inversa, obtendo-se um valor de 0,650 V, e, para a membrana eletrodialítica, alcançou-se o valor de 0,690 V. Como foi possível observar, a salinidade da ponte salina entre os 3 sistemas não interferiu no desempenho do biorreator, pois, segundo Mehanna et al. (2010), a concentração dos sais não teve efeito significativo na geração de resistência interna e na tensão no CDM.

Zamanpour e colaboradores (2017) utilizaram membranas eletrodialíticas na ponte salina e um esgoto oriundo de uma estação de tratamento no compartimento anaeróbico e obtiveram uma voltagem de 0,339 V com 18 dias de experimento. Esse valor foi inferior aos encontrados ao longo do experimento no Sistema 4.

Figura 40 - Variação da tensão no sistema 4.



CAPÍTULO VI

CONCLUSÕES

6 CONCLUSÕES

Na etapa I, as microalgas em estudo conseguiram crescer em níveis de sais considerados salobros e salinos, de acordo com a Resolução 357/2005 do Conama, assim como segue:

- A espécie *Chlorella sp.* teve um crescimento satisfatório numa concentração de NaCl até 10g.L⁻¹, considerando o valor máximo estabelecido nos experimentos;
- A espécie *Scenedesmus acuminatus* teve um desempenho de crescimento numa concentração de NaCl de 6g.L⁻¹; e
- Para as espécies de microalgas *Monoraphidium contortum*, *Lagerheimia longiseta* e *Pediastrum tetras*, observou-se um crescimento em concentrações de NaCl até 4g.L⁻¹.

Na Etapa II, observaram-se, nos experimentos utilizando NaCl, que:

- Todas as membranas usadas nos experimentos influenciaram na remoção dos sais, tendo ocorrido uma remoção maior quando foi utilizada a microalga *Scenedesmus acuminatus* com a membrana eletrodialítica;
- Nos experimentos onde se utilizou a membrana de osmose não foi observada diferença de pH, mas, ao utilizar a membrana eletrodialítica, o pH foi superior para a microalga *Scenedesmus acuminatus*;
- O maior crescimento e biomassa foram obtidos quando utilizada a membrana de osmose, que também apresentou maior teor de lipídeos, sendo esse teor semelhante ao de *Scenedesmus acuminatus* quando utilizada a membrana eletrodialítica;
- Em todos os experimentos houve uma geração de energia, embora o uso da membrana eletrodialítica tenha promovido a geração de maior tensão com a microalga *Scenedesmus acuminatus*.

Na mesma etapa, nos experimentos sem uso das bactérias e das microalgas, houve um aumento da salinidade na ponte salina, mostrando, assim, que a presença de micro-organismo é fundamental quando ocorre a dessalinização.

Ainda na mesma Etapa II, observaram-se experimentos, utilizando água do poço e fossa séptica, em que:

- Houve uma redução da salinidade no meio, promovendo uma redução maior com a membrana de osmose inversa; e
- Houve uma redução de taxa de DBO no compartimento aeróbio, propiciando, assim, um provável tratamento de efluentes.

Com os resultados das análises físico-químicas da ponte salina, utilizando a membrana de osmose inversa, pode-se enquadrar esse insumo na Classe 2 para irrigação, de acordo com o Conama 357/05. Por causa da condutividade elétrica, o insumo da membrana eletrodialítica não pode se enquadrar na mesma classe. Porém, podem existir várias vegetações que conseguem sobreviver em salinidades elevadas, mas, para assegurar tal uso dos insumos na irrigação, são necessários ainda mais estudos aprofundados no item de análise da ponte salina.

Com os resultados encontrados, já referidos, da Etapa II, pode-se afirmar que, independentemente das microalgas da salinidade em estudo, o biorreator irá sempre produzir energia e reduzir a salinidade do meio salino, contribuindo para o estresse das microalgas e proporcionando uma produção de bioenergia integrada.

Os resultados indicam que as microalgas tolerantes ao sal podem ser usadas no biorreator do CDM para fornecer dessalinização pelo menos parcial de águas salobras, com a produção concomitante de biomassa de algas com elevadas concentrações de lipídeos importantes para a produção de biocombustíveis em pressões normais atmosféricas.

7 PERSPECTIVAS

- Avaliar várias concentrações de salinidade na ponte salina com a finalidade de estudar a interferência salina;
- Diminuir o espaçamento entre os eletrodos com intuito de uma melhor eficiência na dessalinização;
- Avaliar a eficiência em função de diferentes eletrodos;
- Estudar o reciclo do insumo na ponte salina após experimento com novas culturas de micro-organismos, com intuito de uma melhor dessalinização;
- Avaliar microalgas salinas com o intuito de melhor estresse salino.

CAPÍTULO VII
REFERÊNCIAS

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABURAI, Nobuhiro; SUMIDA, Daichi; ABE, Katsuya. **Effect of light level and salinity on the composition and accumulation of free and ester-type carotenoids in the aerial microalga *Scenedesmus* sp. (Chlorophyceae)**. *Algal Research*, v. 8, p. 30-36, 2015.

ALMEIDA, O. A. **Qualidade da água de irrigação**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2010. 228 p.

AMADO, F. D. R., **Produção e caracterização de membranas catiônicas para eletrodialise com polímeros convencionais e polianilina dopada com diferentes ácidos orgânicos** In: I Workshop Internacional sobre água no semiárido brasileiro; 2013; Campina Grande: Paraíba, 2013.

ANDERS C.R, SANTOS S.J.S.A, DIAS N..S, MELO MRS. **Qualidade e impactos causados pela destinação de rejeito da dessalinização da água salobra no Oeste de Potiguar**. In: I Workshop Internacional sobre água no semiárido brasileiro; 2013; Campina Grande: Paraíba, 2013.

ANDRILEVICIUTE, V.; MAKAREVICIENE, V.; SKORUPSKAITE, V; GUMBYTE, M. (2014). **Biomass and oil content of *Chlorella* sp., *Haematococcus* sp., *Nannochloopsis* sp. and *Scenedesmus* sp.** under mixotrophic growth conditions in the presence of technical glycerol. *Journal Applied Phycology*, v. 26, p. 83-90.

ARAD, S.; LEVY-ONTMAN, O. Red microalgal cell-wall polysaccharides: biotechnological aspects. **Current Opinion Biotechnology**, v. 21, n.3, 358–364, 2010.

ARAÚJO, A.S.P.A. **Contribuição para o Estudo da Viabilidade/Sustentabilidade da Dessalinização enquanto Técnica de Tratamento de Água**. 2013. Dissertação de Mestrado em Engenharia do Ambiente, Perfil Engenharia Sanitária, Faculdade de Ciências e Tecnologia. Universidade Nova de Lisboa. 2013.

ARESTA, M.; DIBENEDETTO, A.; CARONE, M.; COLONNA, T.; FRAGALE, C. **Production of biodiesel from macroalgae by supercritical and thermochemical liquefaction**. *Environmental Chemistry Letters*, 3(3), 136-139, 2005.

AZEVEDO, V.B.S. **Produção de biodiesel a partir do cultivo de microalgas: estimativa de custos e perspectivas para o Brasil**. 2012. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2012.

ZHANG B. and He, Z., *RSC Adv.*, 2012, 2, 3265–3269

BARBOSA, M.J.; HOOGAKKER, J.; WIFFELS, R.H. (2003). **Optimization of cultivation parameters in photobioreactors for microalgae cultivation using A-stat technique**. *Biomolecular Engineering*, v. 20, p. 115-123.

BASU, S.; ROY, A.S.; MOHANTY, K.; GHOSHAL, A.K. (2014). **CO₂ Biofixation and carbonic anhydrase activity in *Scenedesmus obliquus* SA1 cultivated in large scale open system.** *Bioresource Technology*, v. 164, p. 323-330.

BAUMGARTNER, TRS. **Cultivo e extração de óleo das microalgas *Scenedesmus* sp. e *Spirulina* sp. para a síntese de ésteres visando à produção de biodiesel.** 124 p. 2011. Tese de Doutorado. Tese (Doutorado em Engenharia Química) – Universidade Estadual de Maringá-PEQ/UEM, Paraná.

BECKER, W. Microalgae in human and animal nutrition.
Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology. London, Blackwell Science: 312- 351. 2004.

BLERSCH, D.M.; KANGAS, P.C.; MULBRY, W.W. (2013). **Turbulence and nutrient interactions that control benthic algal production in an engineered cultivation raceway.** *Algal Research*, v. 2, p. 107-112.

BORGES, C. P.; HABERT, A. C.; NOBREGA, R. **Processos de Separação por membranas,** E-papers, 2006. 179p.

Borowitzka MA, Moheimani NR , **Sustainable biofuels from algae.** *Mitig Adapt Strat Global Change* 18:13–25, (2013)

BRENNAN, L. & OWENDE, P. 2010. **Biofuels from microalgae – A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products.** *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14: 557-577.

BUOCHER, M., et al., **Recovery of spent acid by electrodiagnosis in the zinc Hydrometallurgy industry: Performance study of different cation-exchange membranes:** *Hydrometallurgy*, 1997. 45(1-2); p. 137-160.

BUONOMENNA, M.G. **Nano-enhanced reverse osmosis membranes II, Desalination,** v. 314, pp. 73–88, 2013.

CAO X., Huang X., Liang P., Xiao K., Zhou Y. Zhou, Zhang X. Zhang and Logan B. E., *Environ. Sci. Technol.*, 2009, **43**, 7148–7152

CARVALHO T.J.L.; **Estudo da produção de Energia Elétrica a partir de uma células de Combustível Microbiana.** 2010 65 p. Tese de Mestrado. Faculdade de Engenharia da Universidade do Porto, 2010.

CHEN, C.Y., YEH, K.L., AISYAH, R., LEE, D.J. & CHANG, J.S. 2015. **Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: A critical review.** *Bioresource Technology*, 102: 71-81.

CHEN, M.; TANG, H.; MA, H.; HOLLAND, T. C.; SIMON NG, K. Y.; SALLEY, S. O. **Effect of nutrients on growth and lipid accumulation in the green algae *Dunaliellatertiolecta***. *Bioresour. Technol.*, v. 102, n. 2, p. 1649-1655, 2011.

CHIARAMONTI, D.; OASMAA, A.; SOLANTAUSTA, Y. **Power generation using fast pyrolysis liquids from biomass**. *Renew Sustain Energy Reviews*, v. 11, p.1056-1086, 2007.

CHISTI, Y. **Biodiesel from microalgae**. *Biotechnol. Adv.* 25, 294–306, 2007.

CHNG, Lee Muei; CHAN, Derek JC; LEE, KeatTeong. **Sustainable production of bioethanol using lipid-extracted biomass from *Scenedesmus dimorphus***. *Journal of Cleaner Production*, v. 130, p. 68-73, 2016.

CIÊNCIA E TECNOLOGIA. Disponível em: <http://www.cienciaetecnologia.al.gov.br/> Acesso em: 10 Dezembro 2016.

COPLIN, L. G. (Ed.). **Sustainable development of algal biofuels in the United States**. Washington: The National Academies Press, 2012.

CUNHA, D. C.; CREXI, V. T.; PINTO, L. A. A. **Winterização de óleo de pescado via solvente**. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, Campinas, v.29, n. 1, pp. 207-213, Jan. 2009.

DAVIS, M.L.; **Water and wastewater engineering: Design** Principles and practice, Mc Graw-Hill, New York, 2010.

DEMIRBAS A. & DEMIRBAS M. F. (2010). **Importance of algae oil as a source of biodiesel**. *Energy Conversion and Management*, v. 52, p. 163-170.

DEMIRBAS, A.; DEMIRBAS, M. F. **Importance of algae oil as a source of biodiesel**. *Energy Conversion and Management*, v. 52, p. 163-170, 2011.

DERNER, R.B. , *et al.* **Microalgae, products and applications**. *Ciência Rural*, v. 36, n. 6, p. 1959-1967, 2006.

DEVI, M. P.; SUBHASH, G. V.; MOHAN, S. V. **Heterotrophic cultivation of mixed microalgae for lipid accumulation and wastewater treatment during sequential growth and starvation phases: effect of nutrient supplementation**. *Renewable Energy*, v. 43, p. 276-283, 2012.

El-Sayed, A. B. (2004). **Circulation of Quaron Lake wastes. II-Growth of *Scenedesmus sp.*** under Mg residences. *Egypt. J. Biotechnol.*; 17, 477-485.

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Centro de Pesquisa Agropecuária do Trópico Semiárido. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Sistemas de Produção Integrado Usando Efluentes da Dessalinização**, Embrapa Semiárido: Petrolina – PE, Documentos 187, ISSN 1516-1633, 2004.

FERNANDES, M. S. M.; **Separação de microalgas através de membrana de osmose inversa e cerâmica com aproveitamento do permeado para futuros cultivos.** Dissertação (mestrado em engenharia química) – UFCG – Campina Grande, 2013.

FERREIRA, W. B.; **Aproveitamento do Concentrado da Dessalinização Via Osmose Inversa Para Desenvolvimento de *Chlorella* Sp. E *Chlorella Vulgaris* Visando a Produção de Biocombustível.** Tese (Doutorado em Engenharia Química)-UFCG, Campina Grande-PB, 2012.

FRANÇA, K. B.; **Projeto água: fonte de alimento e renda alternativa sustentável para o semiárido. Programa Petrobrás Ambiental,** Convênio Petrobrás, a Fundação Certi, e Laboratório de Referência em Dessalinização da Universidade Federal de Campina Grande (LABDES-UFCG), 2007

FRANÇA, K. B.; **Aproveitamento econômico do concentrado do processo de dessalinização via osmose inversa** - unidade demonstrativa, Convênio 777924/2012 - FAPESQPB/ANA. Laboratório de Referência em Dessalinização da Universidade Federal de Campina Grande (LABDES-UFCG), 2012.

GIRME, G. M.; **Algae powered Microbial Desalination Cells,** Master of Science, Ohio State University, Food, Agricultural and Biological Engineering, 2014.

GONG, Y.; JIANG, M. **Biodiesel production with microalgae as feedstock: from strains to biodiesel.** *Biotechnology Letters*, v. 33, p. 1269– 1284, 2011.

GREENWELL, L. M. L.; LAURENS, L.; SHIELDS, R. J.; LOVITT, R. W.; FLYNN, K. J. **Placing microalgae on the biofuels priority list a review of the technological challenges.** *Journal of the Royal Society Interface*, vol. 7, p. 703-726, 2010.

GRZEBYK, P.; *Sep. Purif. Technol.* 41, 321, 2004.

GUSCHINA, I. A. & HARWOOD, J. L., **Lipids and lipid metabolism in eukaryotic algae.** *Progress in Lipid Research*, 45(2), pp. 160–186., 2006.

HABERT, A. C.; BORGES, C. P.; NÓBREGA, R. **Processos de separação com membranas.** Rio de Janeiro: E-papers, 2006.

HAKALIN, N. L. S.; **Otimização das condições de cultivo da microalga *Scenedesmus* sp. para a produção de biodiesel,** Departamento de Biologia Celular do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, tese de doutorado, 2014.

HAKALIN, N. L. S.; DÍAZ, G.; CRUZ, Y.; ARANDA, D. A. G. **Biodiesel production by use of microalgae cultivated in photobioreactor (PBR) in pilotscale.** Artigos submetidos ao Biomass and Bioenergy, 2014.

HO, S. -H.; LU, W. -B.; CHANG, J. -S. Photobioreactor strategies for improving the CO₂ fixation efficiency of indigenous *Scenedesmus obliquus* CNW-N: statistical optimization of CO₂ feeding, illumination, and operation mode. **Bioresource Technology**, v. 105, p. 106-113, 2012.

HOEK, E. M. V.; PENDERGAST, M. T. M.; GHOSH, A. K. —**Separation performance and interfacial properties of nanocomposite reverse osmosis membranesII**, Desalination, v. 308, pp. 180–185, 2013

HU,Q. **Environment effects on cell composition**.In RICHMOND,A.,Ed.Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology Iowa, EUA: Blackwell Publishing Ltda.2004,p 83-93.

HU, Q.; SOMMERFELD, M.; JARVIS, E.; GHIRARDI, M.; POSEWITZ, M.; SEIBERT, M; DARZINS, A. (2008).Microalgaltryacilglycerol as feedstocks for biofuel production: perspectives and advances. **The Plant Journal**, v. 54, p. 621-639.

HUANG, G.; CHEN, F.; WEI, D. ZHANG, X.; CHEN, G. (2010).**Biodiesel production by microalgalbiotechnology**.Applied Energy. v. 87, n. 1, p. 38-46.

INGÁ - **Instituto de Gestão das Águas e Clima**. Plano Estadual do Programa Água Doce: Estado da Bahia (2010-2019). Salvador, 2010, 158p.

JANG, J. K.; PHAM, T. H.; CHANG, I. S.; KANG, K. H.; MOON, H.; CHO, K. S.; KIM, B. H.; **ProcessBiochem**.39, 1007,2004.

KIM, K.; CHAE, K.; CHOI, M.; AJAYI, F. F.; JANG, A.; KIM, C.; KIM, I. S **Enhanced Coulombic efficiency in glucose-fed microbial fuel cells by reducingmetabolite electron losses using dual-anode electrodes**.Bioresource Technology, v. 102, v. 5, p. 4144-4149. 2011.

Kokabian,B., Gude, V.G. **Algae cathode chamber for enhanced performance in microbial desalination cells**. Proceedings of Second International symposium on bioremediation and sustainable environmental technologies, Jacksonville FL, (2013).

LABORDE, H. M.; FRANÇA, K. B.; NEFF, H.; LIMAB, A. M. N. **Optimization strategy for a small-scale reverse osmosis water desalination system based on solar energy**. Desalination, v. 133, p. 1- 12, 2001.

LEE H, et al. **Diphosphothreonine-specific interaction between an SQ/TQ cluster and an FHA domain in the Rad53-Dun1 kinase cascade**. *MolCell*30(6):767-78, (2008)

LI, C. J.; XU, G. R.; WANG, J. N. —**Strategies for improving the performance of the polyamide thin film composite (PA-TFC) reverse osmosis (RO) membranes: Surface modifications and nanoparticles incorporationsII**, Desalination, v. 328, pp. 83–100, 2013.

LIU, Y., & Tay, J. H. (2000). **A kinetic model for energy spilling-associated product formation in substrate-sufficient continuous culture.** *Journal of Applied Microbiology*, 88(4), 663–8. doi:10.1046/j.1365-2672.2000.01009.

LOGAN B.E., Murano C, Scott K, Gray ND, Head IM (2008) **Electricity generation from cysteine in a microbial fuel cell.** *Water Res* 39(5):942–952

LOURENÇO, S. O.; CAMPOS, V. B.; BARABARINO, E. **Crescimento e composição química de dez espécies de microalgas marinhas em cultivos estanques.** *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 40, n. 2, p. 339-347, Fev, 2010.

LOURENÇO, S. O. **Cultivo de microalgas marinhas: Princípios e aplicações.** São Carlos: Rima, 2006. 606 p

MARCOVECCHIO, M.G., MUSSATI, S.F., AGUIRRE, P.A., J, N. AND SCENA, **Optimization of hybrid desalination processes including multi stage flash and reverse osmosis systems.** *Desalination*, v. 182, p 111-122, 2005.

MARIANO, A. B.; RAMOS, L. P.; VARGAS, J. V. C; PULLIAN, R.; BALMANT, W.; MORAIS, K. C. C.; DZUMAN, M. J.; ARANTES, A. C. C. **Comparação de meios de cultivo autotróficos, mixotróficos e heterotróficos para produção de biomassa de microalga com foco em biocombustíveis e coprodutos.** In: **5º Congresso Internacional de Bioenergia**, 2009, Curitiba. 5º Congresso Internacional de Bioenergia; 1º Congresso Brasileiro de Geração Distribuída e 95 Energias Renováveis, 2010.

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

MATOS, A.P., MORIOKA, L. R. I., SANT'ANNA, E.S., FRANÇA, K.B, Protein and lipid contents from *Chlorella* sp. Cultivated in residual concentrated desalination, *Cienc. Rural* vol.45 no.2 Santa Maria Feb. 2015

MCTI. **Embrapa avalia o cultivo de microalgas em vinhaça.** MCTI, 2015.

MEHANNA M., T. SAITO, J. YAN, M. HICKNER, X. CAO, X. HUANG AND B. E. LOGAN, **Using microbial desalination cells to reduce water salinity prior to reverse osmosis** *Energy Environ. Sci.*, 1114– 1120, 2010.

MENG, X.; YANG, J.; XU, X. et al. **Biodiesel production from oleaginous microorganisms.** *Renewable Energy*, v. 34, p. 1-5, 2008.

MIRANDA, J. R.; PASSARINHO, P. C.; GOUVEIA, L. Bioethanol production from *Scenedesmus obliquus* sugars: the influence of photobioreactors and culture conditions on biomass production. *Appl Microbiol Biotechnol*, v. 96, p. 555–564, 2012.

MOHAMMAD, A. W.; NG, L. Y.; LEO, C. P.; HILAL, N. — **Polymeric Membranes incorporated with metal/metal oxide nanoparticles: comprehensive review**, Desalination, v. 308, pp. 15–33, 2013.

MOLINA, G. E; BELARBI, E. H; FERNANDEZ, F. G. A; ROBLES, M; CHISTI, Y. **Recovery of microalgal biomass and metabolites: process options and economics**. Biotechnology Advances, v. 20, p. 491–515, 2003

NELSON, D.L. e Cox, M.M. – **Lehninger princípios de bioquímica**. 3.^a ed. São Paulo: Sarvier Editora Ltda, 955p., 2002.

NIKHIL, G.N., YERUVA, D.K., MOHAN, S.V., SWAMY, Y.V.: **Assessing potencial cathodes for resource recovery through wastewater treatment and salinity removal using non-buffered microbial electrochemical Systems**. Bioresource Technology, 2016.

NOGUEIRA, N.S. **Análise Delphi e SWOT das matérias-primas de produção de Biodiesel: soja, mamona e microalga**. Dissertação de mestrado, UFRJ, Rio de Janeiro, (2010).

OHORASE, S.; DERNER, R.B.; OZÓRIO R.A.; BRAGA, M.V. da C.P.; **Produção de biomassa e teores de carbono, hidrogenio , nitrogenio e proteínas em microalgas**. Ciência Rural. Brasil, 39, nº 6, 1760-1767, 2009.

PADISÁK, J., CROSSETTI, L.O., NASELLI-FLORES, L. **Use and misuse in the application of the phytoplankton functional classification: a critical review with updates**. 2008. Hydrologia, Review Paper.

PANT, D., Van Bogaert, G., Diels, L., & Vanbroekhoven, K. (2010). **A review of the substrates used in microbial fuel cells (MFCs) for sustainable energy production**. *Bioresource Technology*, 101(6), 1533–43..2009.

PEREIRA, C. M. P.; HOBUSS, C. B.; MACIEL, J. V.; FERREIRA, L. R.; DEL PINO, F. B.; MESKO, M. F. **Biodiesel renovável derivado de microalgas: avanços e perspectivas tecnológicas**. Química Nova, vol. 35, N. 10, 2013-2018, 2012.

PETRUSEVSKI B, Bolier G, Van Breemen A.N, Alaerts G.J. (1995). **Tangential flow filtration: a method to concentrate freshwater algae**. Water Research; 29(5):1419–24.

QUESSADA, T. P. et al. **Obtenção de biodiesel a partir de óleo de soja e milho utilizando catalisadores básicos e catalisador ácido**. Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v.6, n.11, 2010.

RACHINSKI, S.; CARUBELLI, A.; MANGONI, A. P.; MANGRICH, A. S. **Pilhas de combustíveis microbianas utilizadas na produção de eletricidade a partir de**

rejeitos orgânicos: uma perspectiva para o futuro. *Química Nova* 33 (8): 1773-1778, 2010.

RIBEIRO, M. L. **Remoção de composto orgânicos de águas por ultra e nanofiltração em membranas poliméricas.** Tese de doutorado. Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Recursos Hídricos e Saneamento Ambiental. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, 2002.

RODRIGUES, L. L.; SANT'ANNA, C. L. & TUCCI, A. **Chlorophyceae das Represas Billings (Braço Taquacetuba) e Guarapiranga, SP, Brasil.** *Revista Brasileira de Botânica*, v. 31, p. 1-15, 2010.

ROSENBERG J.; OYLER G.; WILKINSON L.; BETENBAUGH M. (2008). **A green light for engineered algae: redirecting metabolism to fuel a biotechnology revolution.** *Biotechnology*, v. 19, p. 430-436.

SAMUELSSON, G.; LÖNNEBORG, A.; ROSENQVIST, E.; GUSTAFSSON, P.; ÖQUIST, G. **Photoinhibition and reactivation of photosynthesis in the cyanobacterium *Anacystis nidulans*.** *Plant Physiology*, v. 79, n. 1, p. 992-995, 1985.

SHANTARAM, A., Beyenal, H., Raajan, R., Veluchamy, A., & Lewandowski, Z. **Wireless sensors powered by microbial fuel cells.** *Environmental Science & Technology*, 39(13), 5037-42, (2005).

SILVA, Josiany Mata; KONRADT-MORAES, Leila Cristina. Vantagens e desvantagens dos biocombustíveis e dos combustíveis fósseis. **ANAIS DO SEMEX**, v. 5, n. 5, 2015.

SILVA JS.. ; FRANÇA, K. B. **Obtenção de água para fins de análises através de um sistema composto por membranas eletrodialíticas e resinas trocadoras de íons.** In: 1º Congresso Químico do Brasil, 2010. 1º Congresso Químico do Brasil.

SOARES, D. **Avaliação do crescimento celular e da produtividade de lipídeos de microalgas marinhas em diferentes regimes de cultivo.** 2010. Disponível em <<http://dspace.c3sl.ufpr.br:8080/dspace/handle/1884/22075>> Acesso em: 9 de agosto. de 2016.

SOLOMONS, T. W. G.; Fryhle, C. B. **Química Orgânica**, 8ª Ed. Rio Janeiro: Ltd 2005.

STRATHMANN, H. **Electrodialysis and Related Processes.** In: Workshop CEE Brazil on Membrane Separation Processes. Rio de Janeiro, 1992. p. 334-437.

Suarez, P. A. Z.; Santos, A. L. F.; Rodrigues, J. P.; Alves, M. B.; *Quim. Nova* 2009, 32, 768.

TANG, D.; HAN, W.; LI, P.; MIAO, X.; ZHONG, J. (2011). **CO₂ Fixation and fatty acid composition of *Scenedesmus obliquus* and *Chlorella pyrenoidosa* in response to different CO₂ levels.** *Bioresource Technology*, v. 102, p. 3071-3076

TOMASELLI, L. The microalgal cell. In: RICHMOND, A. (ed.). **Handbook of Microalgal Culture: biotechnology and applied phycology.** Oxford: Blackwell Science, 2004. p. 3-19.

TSUKAHARA, K.; SAWAYAMA, S. Liquid fuel production using microalgae. **Journal of the Japan Petroleum Institute**, v. 48, p. 251-259, 2005.

VALE M.B., Azevedo PV. **Avaliação da produtividade e qualidade do capim e do sorgo irrigados com água do lençol freático e do rejeito do dessalinizado r. Holos.** 2013;3(29) 181-195.

VIÊGAS, C.V. **Extração e caracterização dos lipídeos da microalga *Chlorella pyrenoidosa* visando à produção de ésteres graxos.** Dissertação (Mestrado). Rio Grande: Universidade Federal do Rio Grande, 2010.

VOLKMANN H, IMIANOVSKY U, FURLONG EB, OLIVEIRA JLB, SANT'ANNA ES **Influence of desalinator waster water for the cultivation of *Arthrospira platensis*.** Fatty acid profile. *Grasas Aceites* 58:396–401, (2007)

VON SPERLING, M. V. Princípio do tratamento biológico de águas residuárias. IN: *Introdução a qualidade das águas e ao tratamento de esgotos.* 1995.

VONSHAK, A.; TORZILLO, G. **Environmental stress physiology.** In: RICHMOND, A. (ed.). *Handbook of Microalgal Culture: biotechnology and applied phycology.* Oxford: Blackwell Science, 2004. p. 57-82.

WANG, X., FENG ,Y., LIU, J., LEE, H., LI, C., et al. **Sequestration of CO₂ discharged from anode by algal cathode in microbial carbon capture cells (MCCs).** *Biosens Bioelectron* 25: 2639-2643.36, (2010)

WANG H., LAUGHINGHOUSE H.D., ANDERSON M.A., CHEN F., WILLIAMS E., PLACE A.R., ZMORA O., ZOHAR Y., ZHENG T., HILL R.T. **Novel bacterial isolate from Permian groundwater, capable of aggregating potential biofuel-producing microalga *Nannochloropsis oceanica* IMET1,** *Appl Environ Microbiol*, 78 (2012), pp. 1445–1453

WU, L.F.; CHEN, P.C.; HUANG, A.P.; LEE, C.M. **The feasibility of biodiesel production by microalgae using industrial wastewater.** *Bioresource Technology*, v. 113, p. 14–18, (2012).

WU Y.C., WANG, Z., Y., Zheng., XIAO Y., YANG. Y., ZHAO. Y., **Light intensity affects the performance of photo microbial fuel cells with *Desmodesmus* sp. A8 as cathodic microorganism,** *Appl Energy*, 116 (2014), pp. 86–90

ZAMALLOA, C. et al. **The techno-economic potential of renewable energy through the anaerobic digestion of microalgae.** *Bioresource Technology*, Essex, v. 102, n. 2, p. 1149-1158, Jan. 2011.

ZAMANPOUR, M.K., KARIMINIA H., VOSOUGHI, M., **Electricity generation, desalination and microalgae cultivation in a biocathode-microbial desalination cell.** *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 404-408, 2017.

ZHANG, F.; Brastad, K.; He, Z.: **Integrating forward osmosis into microbial fuel cells for wastewater treatment, water extraction and bioelectricity generation,** *Environ. Sci. Technol.* 45 (2011)

ZHANG B. and Z. He, 2, **Integrating forward osmosis into microbial fuel cells for wastewater treatment, water extraction and bioelectricity generation,** 3265–3269, (2011).

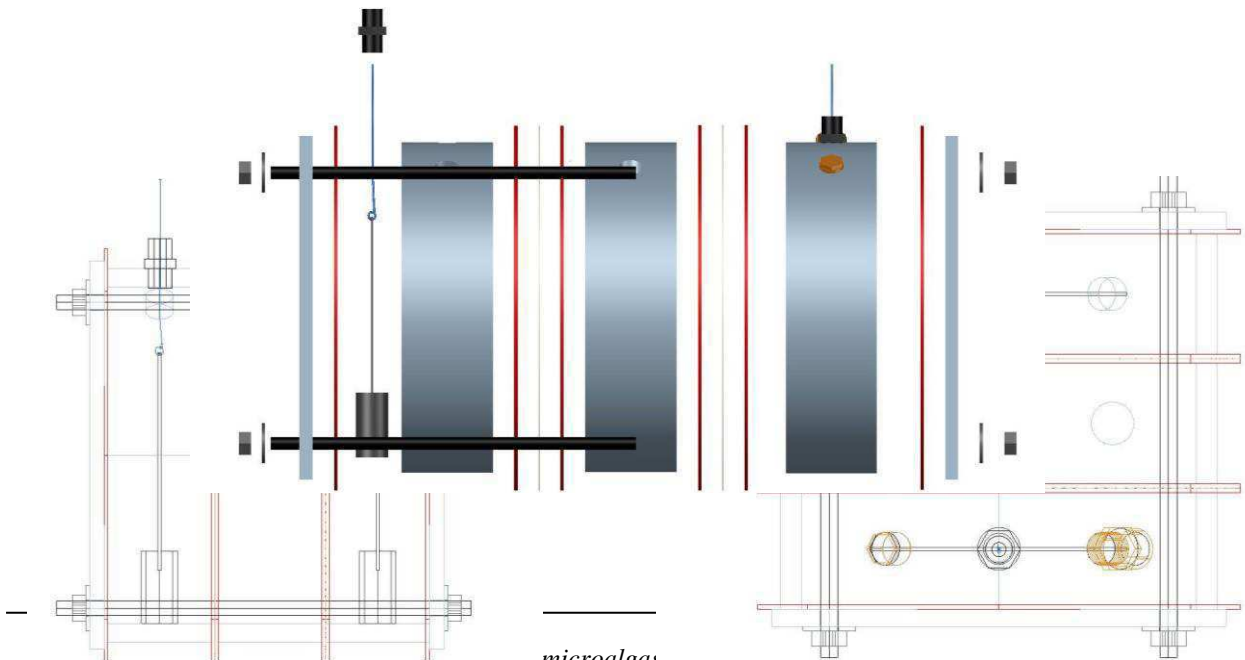
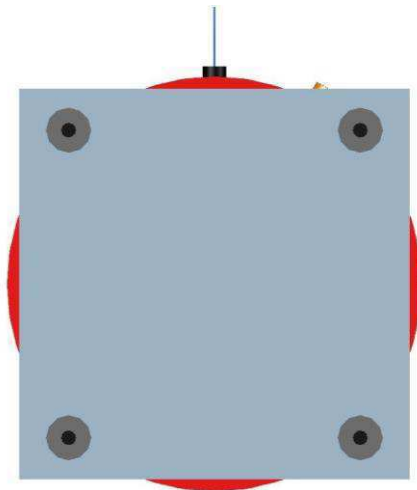
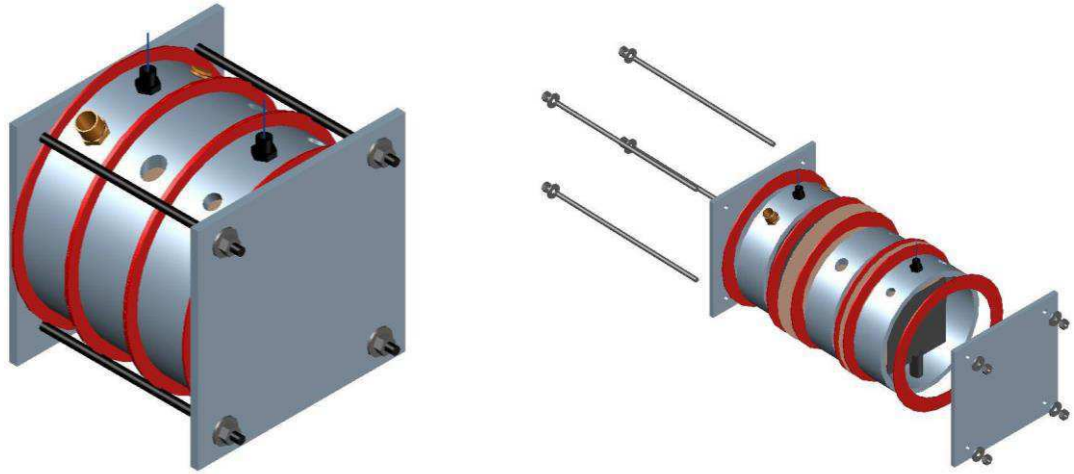
ZOU, YONGJIN, JOHN PISCIOTTA, R BLAKE BILLMYRE, and Iliia V Baskakov. **Photosynthetic Microbial Fuel Cells with Positive Light Response.** *Biotechnology and Bioengineering* 104 (5): 939–46, 2009.

Sites de Pesquisa

http://www.plingfactory.de/Science/Atlas/Kennkarten%20Algen/01_e-algae/Chlorophyta/e-source/Lagerheimia%20longiseta.html

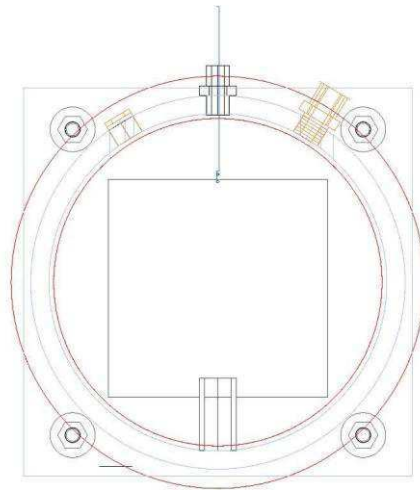
ANEXOS

ANEXO A

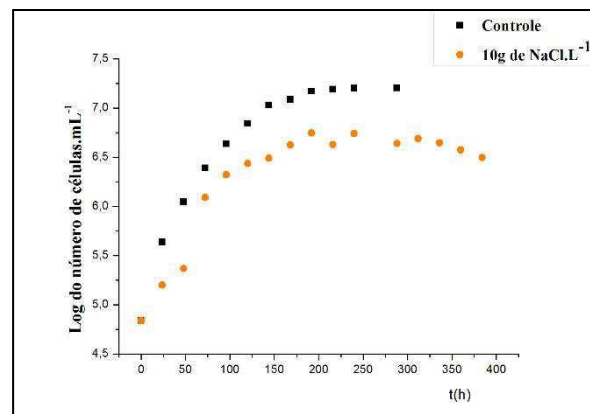
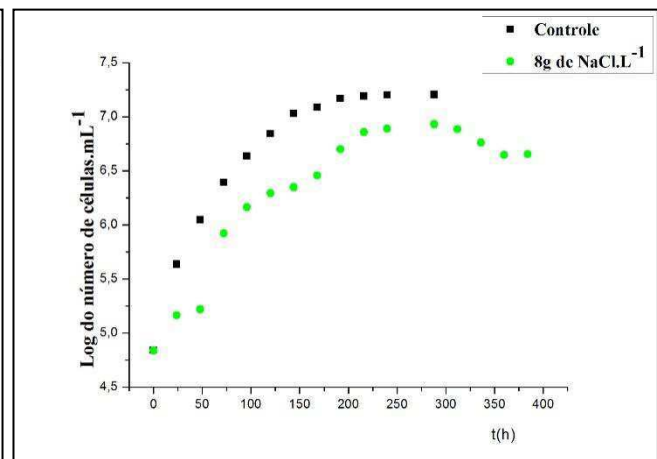
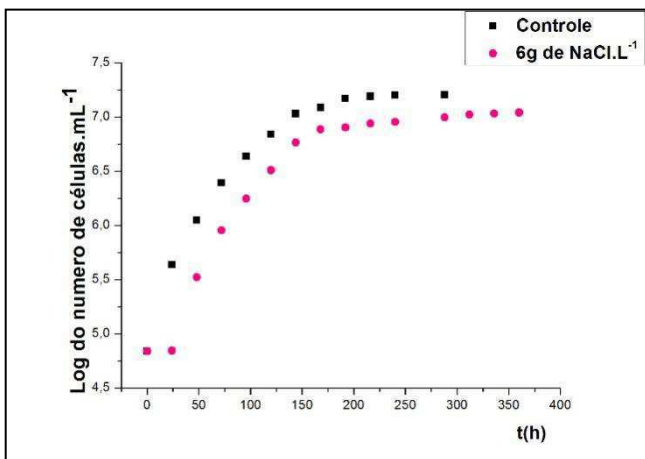
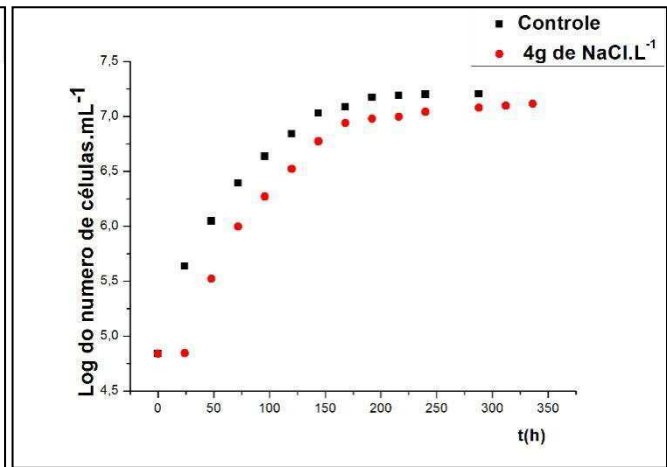
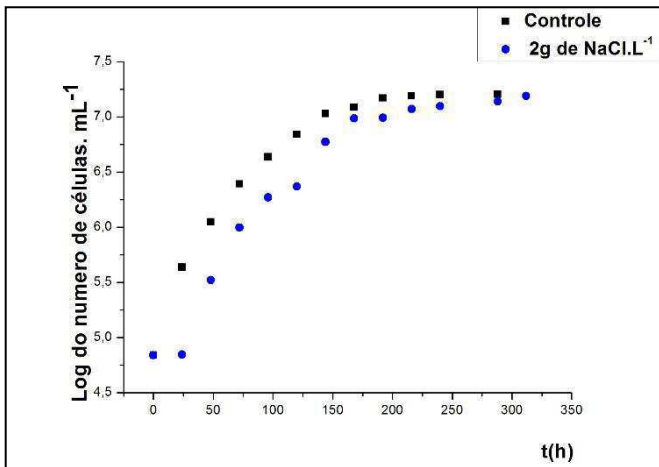


Desenho, em escala 1:1.

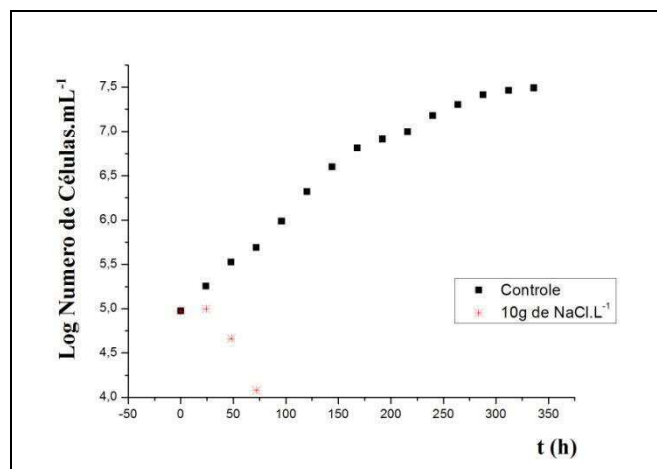
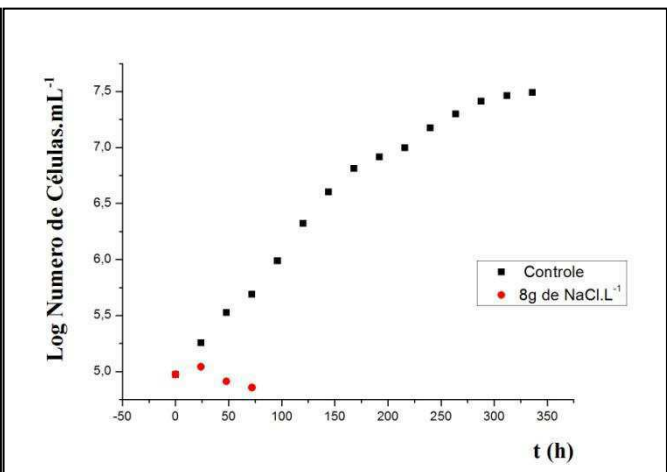
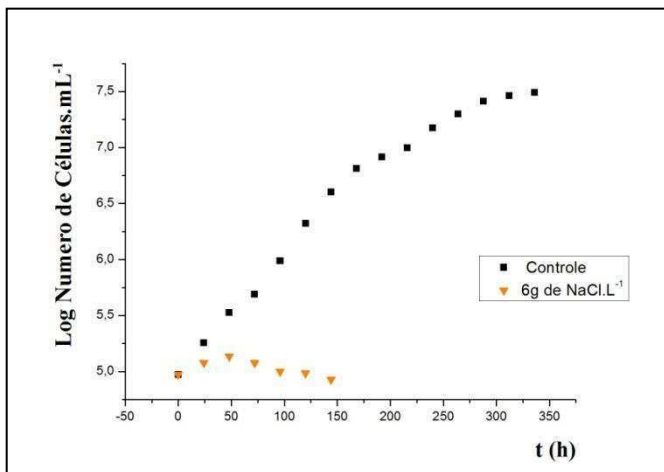
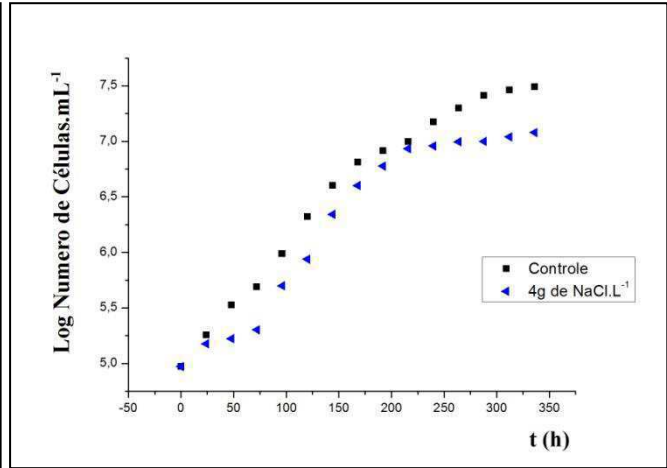
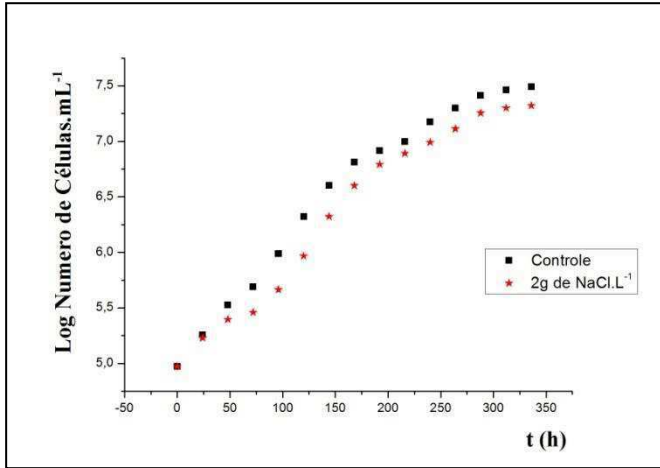
2. Sistema de microalgas na reação de síntese de águas subterâneas visando a produção de biomassa como fonte de energia.



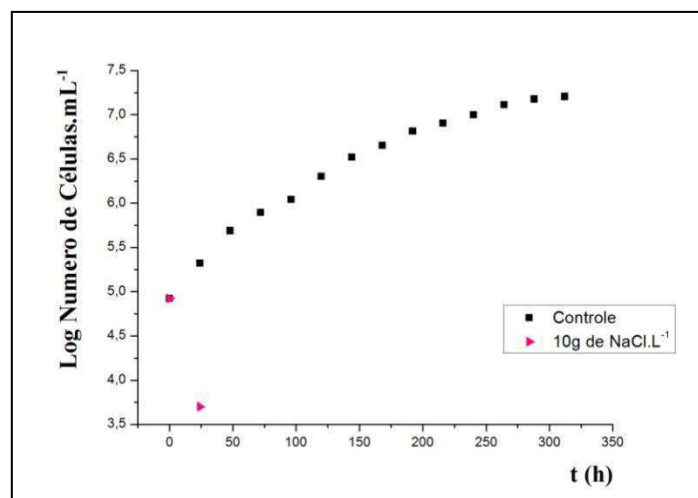
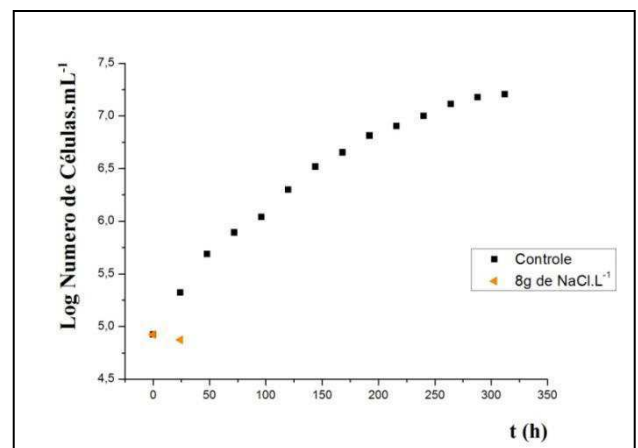
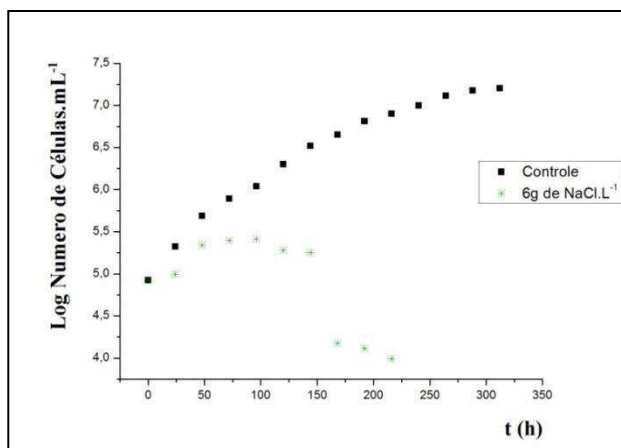
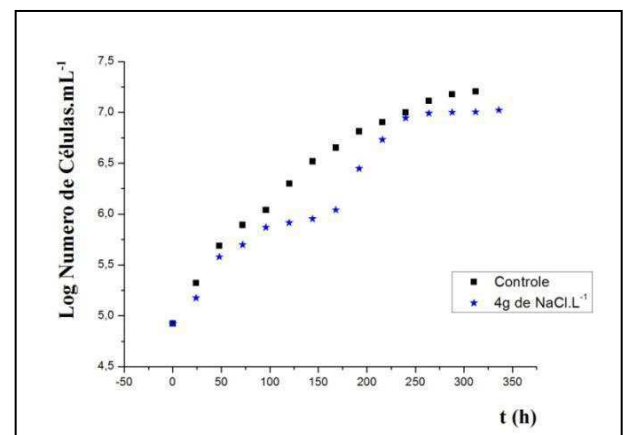
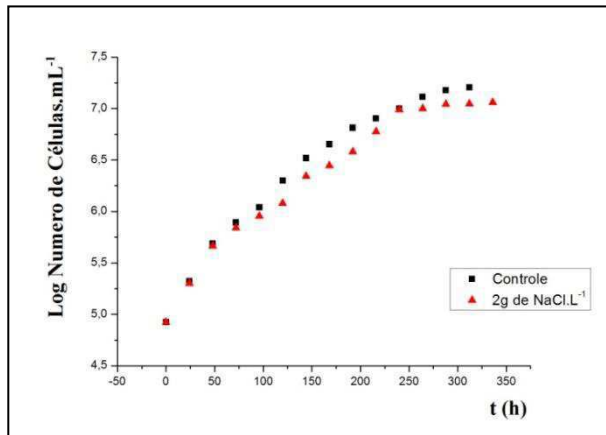
Anexo A

Scenedesmus acuminatus

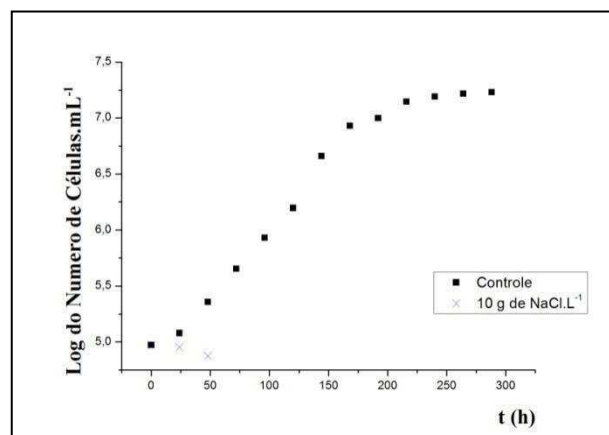
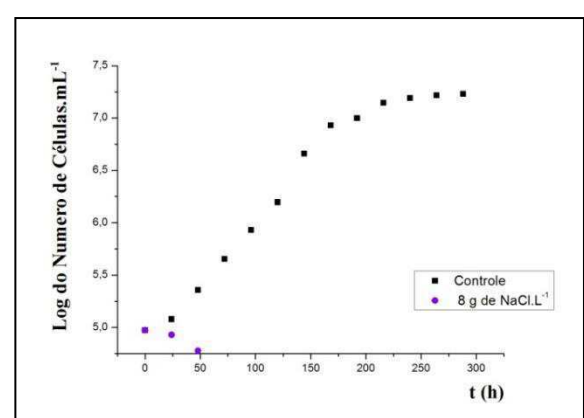
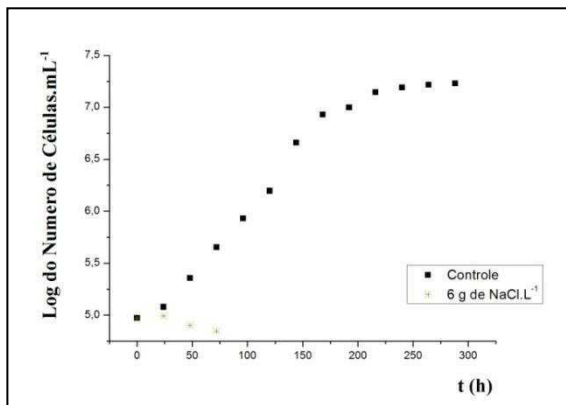
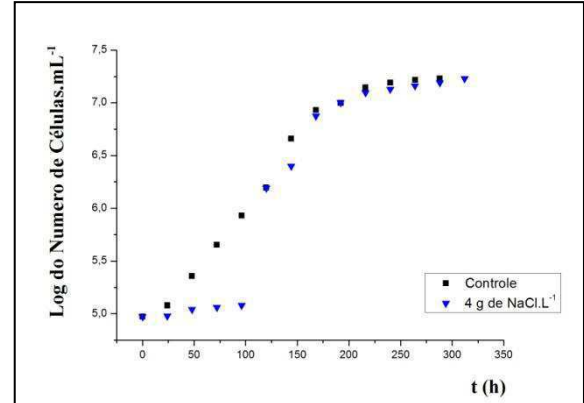
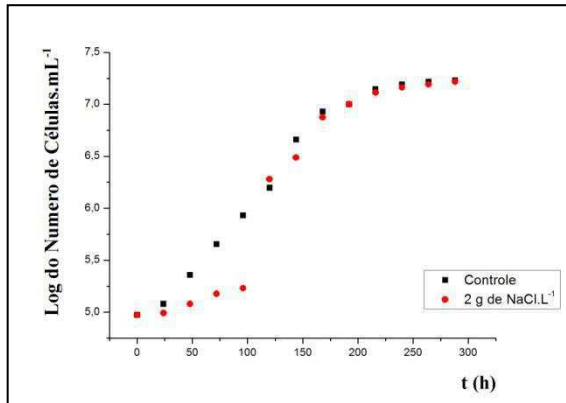
ANEXO B

Pediastrum tetras

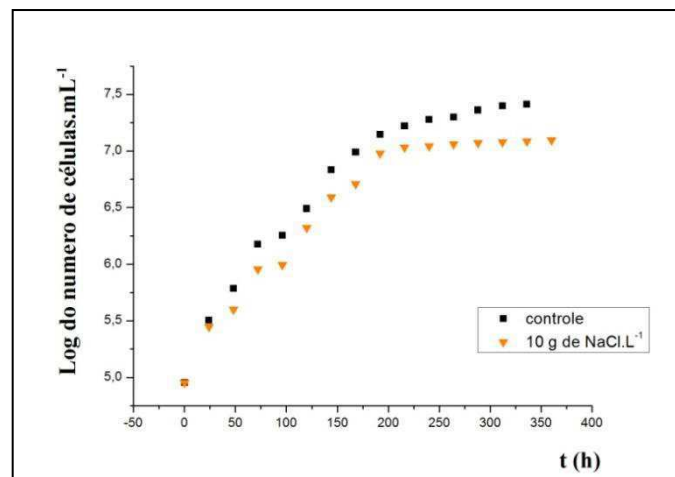
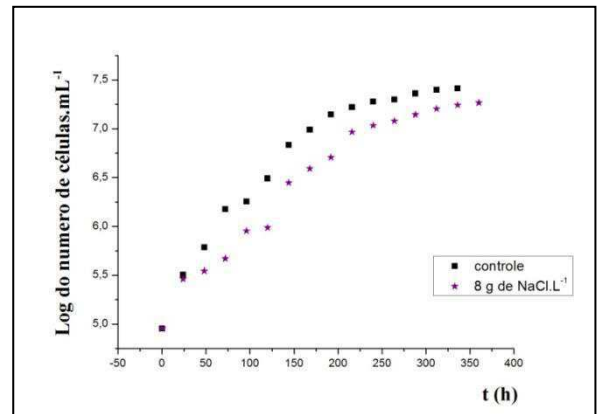
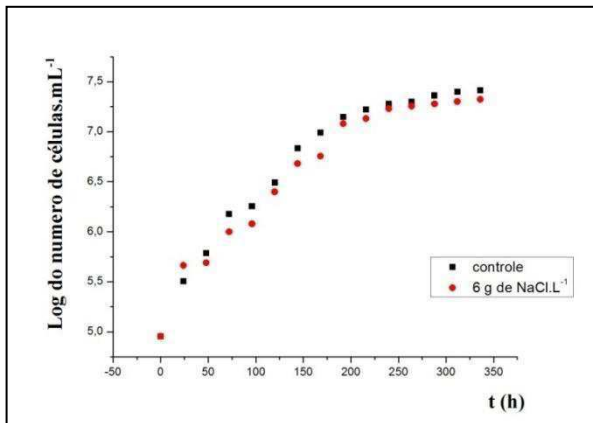
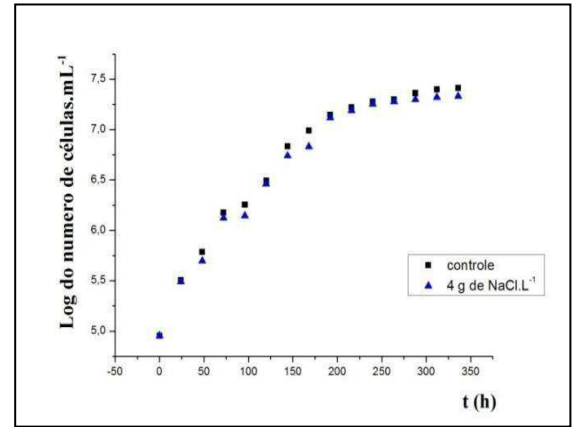
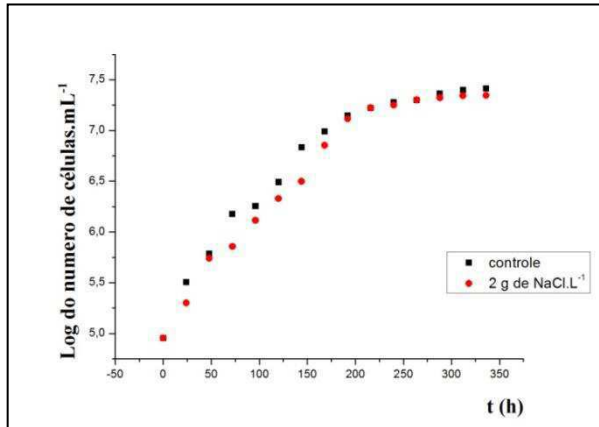
ANEXO C

Lagerheimia Longiseta

ANEXO D

Monorophidium Contortum

Anexo E

Chlorellas sp

APÊNDICE

Technical Data Sheet - fumasep® FKB-PK-130
Physical and chemical data of fumasep® FKB-PK-130

fumasep®		FKB-PK-130
membrane type		cation exchange membrane
appearance / colour		brown
backing foil		none
reinforcement		PK
counter ion		protonic form (H ⁺)
delivery form		dry
thickness (dry)	µm	110 – 140
weight per unit area	mg cm ⁻²	10 – 13
ion exchange capacity (as sodium form)	meq g ⁻¹	0.8 – 1.0
area resistance in Na ⁺ form ^{a)}	Ω cm ²	2 – 5
specific conductivity in Na ⁺ form ^{a)}	mS cm ⁻¹	2 – 5
selectivity 0.1 / 0.5 mol/kg KCl at T = 25 °C ^{b)}	%	96 - 99
uptake in H ₂ O at T = 25 °C ^{c)}	wt %	15 – 30
dimensional swelling in H ₂ O at T = 25 °C ^{d)}	%	0 – 2
hydroxyl transfer rate ^{e)}	µmol min ⁻¹ cm ⁻²	5 – 100
Young's modulus at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	1000 – 2000
yield strength at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	20 – 30
tensile strength at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	50 – 80
elongation at break at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	%	20 – 50
bubble point test in water at T = 25 °C	bar	> 3

a) in Na⁺ form in 0.5 M NaCl @ T = 25 °C, measured in standard measuring cell (through-plane).

b) determined from membrane potential measurement in a concentration cell.

c) in H⁺ form, membrane as received stored in water for 24 hrs, reference membrane dried over P₂O₅ *in vacuo*.

d) in H⁺ form, membrane as received stored in water for 24 hrs, reference membrane as received.

e) determined from pH potential measurement in a concentration cell 0.5 M NaOH / 0.5 M NaCl @ T = 25 °C

f) in H⁺ form, membrane as received, determined by stress-strain measurement at T = 25 °C and 50 % r.h., DIN EN 527-1.

Please note: The data are not measured directly on the item supplied.

FuMA-Tech Gesellschaft für funktionelle Membranen und Anlagentechnologie mbH

Carl-Benz-Straße 4
 74321 Bietigheim-Bissingen / Germany
 Phone: +49-(0)-7142-3737-900
 Fax: +49-(0)-7142-3737-999
 Email: info@fumatech.com

Technical Data Sheet - fumasep® FAA-3-PK-130
Physical and chemical data

fumasep®		FAA-3-PK-130
membrane type		anion exchange membrane
appearance		brown
backing foil		none
reinforcement		PK
counter ion		bromide (Br)
delivery form		dry
thickness (dry)	µm	110 – 130
weight per unit area	mg cm ⁻²	10 – 13
ion exchange capacity (in Cl ⁻ form)	meq g ⁻¹	1.1 – 1.4
area resistance in Cl ⁻ form ^{a)}	Ω cm ²	1.8 – 3.0
specific conductivity in Cl ⁻ form ^{a)}	mS cm ⁻¹	4.0 – 8.0
selectivity 0.1 / 0.5 mol/kg KCl at T = 25 °C ^{b)}	%	93 – 98
uptake in H ₂ O at T = 25 °C ^{c)}	wt %	12 – 25
dimensional swelling in H ₂ O at T = 25 °C ^{d)}	%	0 – 2
proton transfer rate ^{e)}	µmol min ⁻¹ cm ⁻²	1000 – 2500
Young's modulus at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	1000 - 1500
yield strength at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	20 – 25
tensile strength at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	MPa	55 – 75
elongation at break at 23 °C / 50 % r.h. ^{f)}	%	20 – 30
bubble point test in water at T = 25 °C	bar	> 3
pH stability range at 25 °C	pH	0 - 14

a) in Cl⁻ form in 0.5 M NaCl @ T = 25 °C, measured in standard measuring cell (through-plane).

b) determined from membrane potential measurement in a concentration cell.

c) in Br⁻ form, membrane as received stored in water for 24 hrs, reference membrane dried over P₂O₅ *in vacuo*.

d) in Br⁻ form, membrane as received stored in water for 24 hrs, reference membrane as received.

e) determined from pH potential measurement in a concentration cell 0.1 M HCl / 0.1 M NaCl @ T = 25 °C.

f) determined by stress-strain measurement at T = 25°C and 50 % r.h., according to DIN EN 527-1.

Please note: The data are not measured directly on the item supplied.

FuMA-Tech Gesellschaft für funktionelle Membranen und Anlagentechnologie mbH

Carl-Benz-Straße 4

74321 Bietigheim-Bissingen

Phone: +49-(0)-7142-3737-900

Fax: +49-(0)-7142-3737-999

Email: info@fumatech.de

Lopes, M. S. M. F.

Potencial de microalgas na redução da salinidade de águas salobras visando à produção de biomassa como fonte de energia.