



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

**SEPARAÇÃO DE MICROALGAS ATRAVÉS DE MEMBRANAS DE  
OSMOSE INVERSA E CERÂMICA COM APROVEITAMENTO DO  
PERMEADO PARA FUTUROS CULTIVOS.**

**MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES**

**ORIENTADOR: PROF. KEPLER BORGES FRANÇA (PH.D)**

**CAMPINA GRANDE  
AGOSTO DE 2013**

**MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES**

**SEPARAÇÃO DE MICROALGAS ATRAVÉS DE MEMBRANAS DE  
OSMOSE INVERSA E CERÂMICA COM APROVEITAMENTO DO  
PERMEADO PARA FUTUROS CULTIVOS.**

**Dissertação 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. Dr. Kepler Borges França (Ph.D).**

**CAMPINA GRANDE  
AGOSTO DE 2013**



FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL DA UFCC

F363s Fernandes, Maniza Sofia Monteiro.  
Separação de microalgas através de membranas de osmose inversa e cerâmica com aproveitamento do permeado para futuros cultivos / Maniza Sofia Monteiro Fernandes. – 2013.  
72 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia.

"Orientação: Prof. Dr. Kepler Borges França".  
Referências.

1. Microalgas. 2. Separação por Membranas. 3. Reuso. I. França, Kepler Borges. II. Título.

CDU 637.33(043)

**MANIZA SOFIA MONTEIRO FERNANDES**

**SEPARAÇÃO DE MICROALGAS ATRAVÉS DE MEMBRANAS DE  
OSMOSE INVERSA E CERÂMICA COM APROVEITAMENTO DO  
PERMEADO PARA FUTUROS CULTIVOS.**

**BANCA EXAMINADORA:**



---

**Prof. Kepler Borges França (Ph.D).**

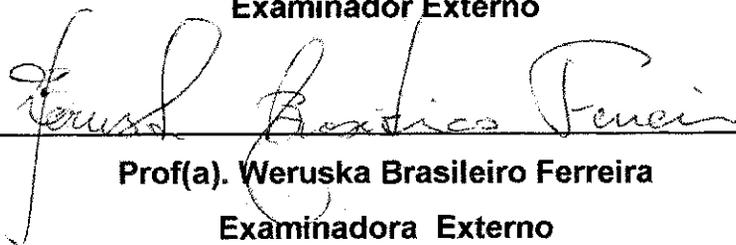
**Orientador**



---

**Prof. Howard William Pearson**

**Examinador Externo**



---

**Prof(a). Weruska Brasileiro Ferreira**

**Examinadora Externo**

**CAMPINA GRANDE  
AGOSTO DE 2013**

*Dedico este trabalho aos meus pais João Baptista Fernandes e Maria dos Reis Santos Monteiro Fernandes e as minhas avós Maria Antónia do Rosário (Bibi) e Maria Perpétua Fernandes (Nizinha in memoriam) por se constituírem diferentemente enquanto pessoas, proporcionando um amor e educação, indescritível onde me incentivaram a buscar vida nova a cada dia, meus agradecimentos por terem dado coragem nos momentos mais difíceis e de me fazerem acreditar mais uma vez que eu era capaz de chegar até aqui. Muito OBRIGADA.*

*“Hoje em dia, o ser humano apenas tem ante si três grandes problemas que foram ironicamente provocados por ele próprio: a super povoação, o desaparecimento dos recursos naturais e a destruição do meio ambiente. Triunfar sobre estes problemas, vistos sermos nós a sua causa, deveria ser a nossa mais profunda motivação.”*

Jacques Yves Cousteau (1910-1997)

## *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 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 tia Joana Baptista Fernandes que mesmo à distância, sempre estiveram presentes apoiando e dando forças uma eterna gratidão pela dedicação, incentivo,*

*A 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.*

*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.*

*A minha inesquecível Professora Weruska Brasileiro Ferreira que 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.*

*A minha amiga Armiliana que sempre estivemos uma ao lado da outra apoiando, criticando e dando forças, ao LABDES minha segunda casa, em especial as minhas amigas Sonali, Kelly que sempre me apoiaram e sempre estiveram presentes, Rodrigo que sempre esteve ao meu lado onde começamos juntos essa batalha e terminamos com êxito.*

*Um especial obrigado a Tellys Lins que se fez sempre presente em cada linha, em cada experimento acreditando sempre que ia dar certo, serei sempre grata pela dedicação, incentivo, amizade e por ter compartilhado os seus conhecimentos.*

*Ao meu amigo Ramon pelas inúmeras vezes me apoiou e me ajudou nos experimentos e pelos momentos de descontração em todos esses anos de convivência.*

*À 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 nenhum deixaram de me ajudar e pela compreensão, presteza e carinho.*

*Enfim á todos aqueles de uma forma ou outra me proporcionaram a conclusão dessa etapa.*

## RESUMO

Nos últimos anos, observou um elevado interesse no potencial biotecnológico das microalgas, principalmente devido à identificação de diversas substâncias sintetizadas por estes organismos. A imensa biodiversidade delas aliadas ao melhoramento genético e ao estabelecimento de tecnologia de cultivo em grande escala vêm permitindo que estas sejam utilizadas em diversas aplicações. Em especial o tratamento de águas residuais de processos industriais, mitigação do efeito estufa pela assimilação do dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) e a produção de biocombustíveis como o biodiesel e o etanol. Um dos maiores problemas na produção de microalgas é a sua separação, tendo em vista a necessidade de preservar sua biomassa, bem como as características celulares. Dentro dos diversos métodos de separação de microalgas os mais utilizados são: centrifugação, filtração, floculação, e em determinados casos, onde as dimensões são bastante pequenas, utiliza-se a separação por meio da adição de coagulante, que em sua maioria, são constituídos por sais metálicos que pode prejudicar na composição química da célula e impede o uso de meio após a separação. A escolha do método de separação depende das propriedades das microalgas, tais como densidade, tamanho e o valor do produto desejado. Portanto tem a necessidade de procurar novas técnicas de separação de microalgas que não modifique as características; os processos de separação por membranas tem como vantagem não romper a estrutura celular e permitem uma maior separação dependendo da porosidade da mesma, além do mais, o permeado oriundo da separação pode ser reaproveitado como meio de cultivo das microalgas, por esse motivo o seguinte trabalho tem como objetivo avaliar a potencialidade do uso de membranas para separação de microalgas com a reutilização do meio de cultivo oriundo da separação visando à redução de custos e resíduos líquidos. Este estudo objetiva avaliar a potencialidade do uso de membranas de Osmose inversa e Membranas cerâmicas para separação de microalgas *Chlorella* sp. com reaproveitamento do meio de cultivo oriundo da separação visando à redução de custos e lançamento inadequado dos resíduos líquidos. Obteve bons resultados nos dois tipos de separação, comparando o reaproveitamento da adição com 250 mL e 50 mL do permeado do volume do inoculo na de Osmose Inversa conseguiu atingir uma população de  $3,3 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> e de  $2,86 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup>, respectivamente. Enquanto o processo de separação por membrana cerâmica utilizando as mesmas condições da OI, obteve um crescimento  $4,1 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> para o de 25% de permeado e de  $3,40 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> para o de 500 mL de permeado. Em relação à produção versus consumo energético a separação por membranas via osmose inversa apresentou um consumo de energia prática de 3,96 Kw.h/m<sup>3</sup> enquanto o processo de separação por membrana cerâmica obteve 0,510 Kw.h/m<sup>3</sup> mostrando assim uma alternativa bastante promissora considerada através dos resultados obtidos, uma vez que houve uma maior redução nos custos energéticos e uma maior produtividade celular, tornando assim uma tecnologia econômica e ambientalmente correta no cultivo e separação de microalgas *Chlorella* sp.

**Palavras-chaves:** Microalgas, Separação por membranas, Reuso.

## ABSTRACT

In last recent years , a high interest in the biotechnological potential of microalgae was noted, mainly due to identifying several substances synthesized by these organisms . Their huge biodiversity allied to genetic improvement and establishing cultivation technology on a large scale used to allow microalgae to be used in various applications , specially in treatment of wastewater from industrial processes , mitigating the greenhouse effect by assimilating carbon dioxide (CO<sub>2</sub> ) and the biofuels production, such as biodiesel and ethanol. Moreover, in microalgae production, we noted some problems during separation with a view to the need to preserve biomass, particularly as regards to the characteristics phones. Among the various microalgae separation methods, in which are the most commonly centrifugation used, such as filtration and flocculation and in certain cases where the dimensions are very small, the separation through rennet addition is used, which are constituted by metal salts which can damage the chemical composition of the cell and prevent the use of medium after separation. So it's necessary to seek new techniques for microalgae separation that do not modify its characteristics, such as the case of separation processes that has the advantage not to break the cell structure and to allow greater separation depending on the microalgae's porosity, and beyond, the permeate from separation can be reused as a mean of cultivation of microalgae. In this context , this study aims to evaluate the potentiality of using reverse osmosis membranes (RO ) and Ceramic membranes for separating microalgae *Chlorella* sp reusing the culture medium derived from the separation in order to reduce operating costs and impacts by inappropriate release of waste liquid into the soil . Daily monitoring of algal growth was performed after inoculation through cell density elaborating growth curves from aliquots drawn in triplicate of photobioreactors and erlemeyeres daily, we also made the chlorophyll and productivity for each sample studied . We obtained good results on both separation types, comparing the reuse of the addition of 250mL and 500mL of the RO permeate into the inoculum volume, we reached a population of  $3,3 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> and  $2,86 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup>, respectively , whereas for separatin by Ceramic membrane using the same RO conditions, we obtained growth of  $4,1 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> for 250mL permeate and  $3,40 \times 10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> for the 500 mL permeate. Regarding production versus energy consumption, the membrane separation by RO presented an energy absorption of 3,96Kw.h/m<sup>3</sup> while we obtained 0,510Kw.h/m<sup>3</sup> for the Ceramic membrane process, showing therefore a very promising alternative , since there was a greater energy costs reduction and a higher cell productivity, thus making it a technology economically and environmentally correct in microalgae *Chlorellas* sp cultivation and separation.

Keywords : Microalgae , microalgae Separation , Reverse Osmosis Membranes , Ceramic Membranes , Reuse .

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 – Fotomicrografia da <i>Chlorella sp.</i> .....	20
Figura 2 – Sistema de cultivo aberto em Uruçu-PB.....	23
Figura 3 – Sistema de cultivo em Fotobiorreatores.....	23
Figura 4 – Curva de crescimento de uma cultura microalgal em relação a disponibilidade de nutrientes .....	24
Figura 5 – Representação esquemática do processo de separação por membranas.....	30
Figura 6 – Principais características das técnicas de separação com membranas que utilizam diferença de pressão como força motriz.....	32
Figura 7 – Fluxo osmótico.....	35
Figura 8 – Equilíbrio osmótico.....	35
Figura 9 – Osmose inversa.....	35
Figura 10 – Rotas de exposição de poluentes no meio ambiente.....	39
Figura 11 – Cepário do LABDES.....	42
Figura 12 – Culturas em erlenmeyers com meio de cultivo BBM.....	43
Figura 13 – Culturas em reatores com capacidades de 40L com meio de cultivo BBM.....	43
Figura 14 – Inóculos com dias de cultivos diferentes.....	44
Figura 15 – Determinação da produtividade.....	45
Figura 16 – Processo de Separação por Osmose Inversa.....	46
Figura 17 – Processo de Separação por Membrana Cerâmica.....	47
Figura 18 – Etapas do experimento.....	49
Figura 19 – Crescimento de <i>Chorella sp</i> 100 % de BBM.....	51
Figura 20 – Crescimento da <i>Chorella sp</i> com adição com 250mL do permeado da separação por Osmose Inversa.....	52
Figura 21 – Crescimento da <i>Chorella sp</i> com adição com 500mL do permeado da separação por Osmose Inversa.....	53
Figura 22 – Crescimento da <i>Chlorella sp</i> com adição com 750mL do permeado da separação por Osmose Inversa.....	53
Figura 23 – Crescimento da <i>Chlorella</i> com adição com 100% do permeado da separação por Osmose Inversa.....	54
Figura 24 – Crescimento da <i>Chlorella sp</i> com adição com 250mL do permeado da separação por membrana Cerâmica.....	57
Figura 25 – Crescimento da <i>Chlorella sp</i> com adição com 500mL do permeado da separação por membrana Cerâmica.....	58

Figura 26 – Crescimento da *Chlorella* sp adição com 750mL do permeado da separação por membrana Cerâmica .....59

Figura 27 – Crescimento da *Chlorella* sp em adição com 100% do permeado da separação por membrana Cerâmica ..... 59

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 – Comparação entre sistemas abertos e fechados (fotobiorreatores).....	15
Tabela 2 – Porosidade de membranas e pressões de operação usuais em PSM.....	21
Tabela 3 – Composição do meio de cultivo – Bold’s Basal Medium (BBM).....	27
Tabela 4 – Rendimento da biomassa e de clorofila-a em função do percentual de permeado.....	56
Tabela 5 – Rendimento da biomassa e de clorofila-a em função do percentual de permeado.....	61

## **LISTAS E ABREVIATURAS**

DHA – Ácido do cohexanóico

EPA – Ácido eicosapentaenóico

DPA – Ácido docopentaenóico

CO<sub>2</sub> – Dióxido de Carbono

OI – Osmose Inversa

pH – potencial hidrogeniônico

CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente

BBM – Bold's Basal Medium

LABDES – Laboratório de Referência em Dessalinização

UFCG – Universidade Federal de Campina Grande

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

LABCEM – Laboratório Membranas Cerâmicas

E<sub>p</sub> – Consumo de energia prática (Kwh/m<sup>3</sup>)

P<sub>ot</sub> – Potência ativa consumida pelo sistema (W)

Q<sub>p</sub> – Vazão do permeado (m<sup>3</sup>/h)

V – Tensão elétrica (V)

I – Corrente elétrica (A)

# SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>14</b>
1.1 MOTIVAÇÃO .....	15
<b>2 OBJETIVO</b> .....	<b>16</b>
2.1 OBJETIVO GERAL .....	16
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	16
<b>3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>17</b>
3.1 MICROALGAS .....	17
3.2 <i>CHLORELLAS SP</i> .....	19
3.3 PRODUÇÃO DE MICROALGAS .....	21
3.3.1 <i>Tipos de sistemas de cultivo</i> .....	21
3.3.2 <i>Sistema de cultivo de microalgas</i> .....	21
3.3.3 <i>Crescimento Algal</i> .....	24
3.3.4 <i>Luminosidade</i> .....	25
3.3.5 <i>Temperatura</i> .....	25
3.3.6 <i>Aeração</i> .....	26
3.3.7 <i>Nutrientes</i> .....	26
3.4 PROCESSO DE SEPARAÇÃO DE MICROALGAS .....	27
3.4.1 <i>Centrifugação</i> .....	28
3.4.2 <i>Floculação</i> .....	28
3.4.3 <i>Filtração</i> .....	29
3.4.4 <i>Flotação</i> .....	29
3.5 PROCESSOS DE SEPARAÇÃO COM MEMBRANAS (PSM) .....	30
3.5.1 <i>Microfiltração</i> .....	34
3.5.2 <i>Osmose inversa (OI)</i> .....	35
3.5.3 <i>Ultrafiltração</i> .....	36
3.5.4 <i>Nanofiltração</i> .....	36
3.5.5 <i>Membranas Cerâmicas</i> .....	38
3.6 LANÇAMENTO DOS RESÍDUOS LÍQUIDOS ORIUNDOS DOS PROCESSOS DE SEPARAÇÃO POR MEMBRANAS .....	39
<b>4 METODOLOGIA</b> .....	<b>42</b>
4.1 MATERIAL BIOLÓGICO .....	42
4.1.1 <i>Aclimação</i> .....	42
4.1.2 <i>Cultivo das microalgas</i> .....	43
4.1.3 <i>Tempo de cultivo</i> .....	44
4.1.4 <i>Análise do crescimento algal</i> .....	44
4.1.5 <i>Determinação da clorofila-a da biomassa</i> .....	45
4.1.6 <i>Determinação do rendimento da biomassa</i> .....	45
4.1.7 <i>Processo de separação por membranas</i> .....	46
4.1.7.1 <i>Osmose Inversa</i> .....	46
4.1.8 <i>Caracterização analítica do permeado</i> .....	48
4.1.9 <i>Reuso do permeado</i> .....	48
4.1.10 <i>Síntese do experimento</i> .....	48
4.1.11 <i>Consumo de energia</i> .....	49
<b>5 RESULTADOS</b> .....	<b>51</b>
5.1 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA POR MEMBRANA DE OSMOSE INVERSA .....	51
5.2 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA POR MEMBRANAS CERÂMICAS .....	57
<b>6 COMPARAÇÃO QUALITATIVA DA PRODUÇÃO VERSUS CONSUMO DE ENERGIA PARA AS MEMBRANAS DE OI E CERÂMICAS</b> .....	<b>63</b>
<b>7 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS</b> .....	<b>64</b>

<b>8 CONCLUSÕES .....</b>	<b>65</b>
<b>9 PRINCIPAIS REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>66</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Atualmente, vem crescendo a necessidade de estudos que visam solucionar os problemas relacionados com o aquecimento global, principalmente os decorrentes das excessivas emissões de gases de efeito estufa à atmosfera, problemas socioambiental devido à luta de terras aráveis na plantação de oleaginosas para a geração de biocombustível.

Diante desse cenário, busca-se aliar o desenvolvimento econômico com proteção ambiental, desenvolvendo-se novos produtos, novas alternativas de processos e técnicas eficientes no combate e remediação da poluição, tornando assim, a atividade industrial menos impactante ao meio ambiente, neste contexto uma das soluções são as microalgas.

As microalgas compreendem mais de 200.000 espécies, e representam a diversidade genética e metabólica que poderia ser igualada apenas por bactérias. Nos últimos anos, essas espécies de microrganismos vêm sendo utilizadas por conter, em sua composição celular, substâncias com grande aplicação na indústria de produtos químicos, farmacêuticos e nutraceuticos; atualmente existe um crescente interesse para a produção dessas espécies, com vistas à sua utilização como fonte de biocombustíveis, devido à sua capacidade de acumular grandes quantidades de lipídios dentro das células.

Os produtos oriundos da biotecnologia, principalmente a cultura de microalgas, têm crescido devido a características tais como: alta produtividade, uso da luz solar como fonte de energia e reduzido impacto ao meio ambiente. A biotecnologia através do cultivo de microalgas surge como uma alternativa para suplementação alimentar nas áreas mais carentes (ANDRADE, 2005).

Além disso, o biodiesel não é a única fonte de energia renovável derivado das microalgas outras fontes energéticas podem ser obtidas tais como: o metano ou biogás produzido pela digestão anaeróbica da biomassa, biohidrogênio produzido pela lignina celulósica através de fermentação, bioetanol e biobutanol obtido do açúcar da biomassa por meio de fermentação (BOROWITZAKA, 1999; MALGATA, 2011).

O cultivo de microalgas pode ser realizado em condições não adequadas para a produção de culturas oleaginosas convencionais, não necessitando de terras

aráveis ou férteis para sua produção. Este cultivo pode ser realizado em meio salino, doce, ou ainda, em alguns casos, em águas residuárias.

Um dos maiores problemas na produção de microalgas é a sua separação, tendo em vista a necessidade de preservar sua biomassa, bem como as características da célula. Dentro dos diversos métodos de separação de microalgas os mais utilizados são: centrifugação, filtração através de membranas e floculação, e em determinados casos, onde as dimensões são bastante pequenas, utiliza-se a separação por meio da adição de coagulante, que em sua maioria, são constituídos por sais metálicos; a escolha de um determinado tipo de separação depende das propriedades das microalgas, tais como densidade, tamanho e o valor do produto desejado.

Estudos preliminares, realizados no Laboratório de Referência em Dessalinização (LABDES) em escala de laboratório, que foi o tema da tese da doutora Weruska Brasileiro Ferreira sob orientação do professor Kepler Borges França, intitulado "Aproveitamento do Concentrado da dessalinização Via Osmose Inversa para Desenvolvimento de *Chlorella sp.* e *Chlorella Vulgaris* visando a produção de Biodiesel", demonstraram grande viabilidade da separação de microalgas por membranas; através destes estudos, quando comparado com os outros processos convencionais de separação, verificou-se uma perda da biomassa mínima.

Entretanto para que esse tipo de separação seja economicamente viável e ambientalmente correto tem que estudar os resíduos líquidos oriundos dos processos de separação por membranas para evitar o lançamento inadequado dos mesmos evitando assim o impacto ambiental ao meio ambiente.

## 1.1 MOTIVAÇÃO

Dependendo do método de separação convencional quase sempre proporciona descarte dos resíduos líquidos devido a não reutilização dos mesmos, esses contém na sua composição substâncias que podem comprometer a qualidade ambiental.

A separação por membrana de microalgas retém praticamente todos os nutrientes no permeado, todavia este ainda é rico, por isso pode oferecer condições de ser inoculado para cultivos de novas microalgas; avaliando a eficiência da separação e que seja economicamente viável e ambientalmente correto.

## 2 OBJETIVO

### 2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a potencialidade do uso de membranas de Osmose inversa e Membranas cerâmicas para separação de microalgas *Chlorella* sp. com reaproveitamento do meio de cultivo oriundo da separação visando à redução de custos e lançamento inadequado dos resíduos líquidos.

### 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar a eficiência de crescimento celular por meio dos parâmetros de crescimento em termos da densidade celular máxima alcançada, do tempo de cultivo, clorofila e a produtividade celular;
- Comparar a eficiência de separação das microalgas por meio dos processos de separação por membranas de Osmose Inversa e membranas cerâmicas;
- Reuso do permeado como suplemento ao meio de cultura visando uma melhor rentabilidade no cultivo e minimizando a geração de resíduos líquidos.
- Estudar a viabilidade econômica em termos de consumo energético dos processos de separação de Osmose Inversa e de membranas Cerâmicas.

### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 MICROALGAS

Microalgas são organismos fotossintéticos que crescem em ambientes aquáticos incluem microalgas, macroalgas e emergentes. Estes são organismos primitivos com uma estrutura simples celular e uma grande superfície a relação do volume do corpo, o que lhes dá a capacidade de absorção de grande quantidade de nutrientes. Enquanto o mecanismo de fotossíntese nas microalgas é semelhante à das plantas superiores, eles são geralmente mais eficientes conversores de energia solar devido à sua estrutura simples celular. Essas são encontradas nos mais diversos ambientes, tais como em rios e lagos de água doce, no meio marinho e até em terra firme. Há uma grande variedade de espécies de microalgas e sua composição bioquímica também é muito diversa, dando origem a uma quantidade enorme de produtos (RICHMOND, 2004).

O termo microalgas aplica-se a uma ampla variedade de microorganismos fotossintéticos, produtores de clorofila-a, apresentando desta forma metabolismo análogo ao das plantas. Sob esta denominação incluem-se organismos com dois tipos de estrutura celular: os procarióticos, com representantes na divisão *Cyanophyta* (cianobactérias) e os eucarióticos, com representantes das divisões *Chlorophyta*, *Euglenophyta*, *Rhodophyta*, *Haptophyta* (*Prymnesiophyta*), *Heterokontophyta* (*Bacillariophyceae*, *Chrysophyceae* e *Xantophyceae*), *Cryptophyta* e *Dinophyta*. Portanto este termo não possui valor taxonômico, estes microorganismos têm sido tradicionalmente classificados quanto aos tipos de pigmentos, a natureza química dos produtos de reserva e pelos constituintes da parede celular. Também têm sido considerados aspectos citológicos e morfológicos, tais como a ocorrência de células flageladas, a estrutura dos flagelos, os processos de formação do núcleo e da divisão celular, a presença e a caracterização de envoltório do cloroplasto e a possível conexão entre o retículo endoplasmático e a membrana nuclear (TOMASELLI, 2004).

Deste modo, muita atenção foi atraída para a cultura de massa efetiva de microalgas para aplicações comerciais, levando ao surgimento de uma área de pesquisa interessante chamada "biotecnologia de microalgas" (CHEN, 1997). Um dos aspectos importantes da biotecnologia das microalgas é desenvolver alimentos

funcionais e produtos nutracêuticos a partir de microalgas mesmo usando as células inteiras (por exemplo, *Chlorella*, etc.) ou por extração de ingredientes funcionais (por exemplo, beta-caroteno, astaxantina, o ácido docosahexaenóico (DHA), o ácido eicosapentaenoico (EPA), o ácido docosapentaenóico (DPA), a ficocianina, etc a partir das algas, confiando na acessibilidade da biomassa das algas).

A biomassa de microalgas contém na sua composição três componentes principais: carboidratos, proteínas e lipídios úteis para caracterizar e relacionar as espécies de microalgas pode ser aproveitado em diversas aplicações desde adição de ração ou ração completa para animais, pode ser comercializada como complementos para a alimentação humana e, além disso, para constituir uma matéria-prima de biodiesel, esta deve ser rica em ácido para produção de biodiesel a microalga deve conter na sua composição celular baixo teor de proteínas e carboidratos e alta concentração de lipídios, como matéria-prima do biocombustível. A maior parte de óleo natural feito por microalgas está na forma de triacilgliceróis, que é o melhor tipo de óleo para a produção de biodiesel (CHISTI, 2007).

Pesquisas recentes têm demonstrado que a biomassa de microalgas parece ser a fonte promissora de biodiesel renovável que é capaz de satisfazer a demanda global por combustíveis para uso em transportes. As microalgas como fonte de produção de biodiesel têm a vantagem de não comprometer a produção de alimentos, forragens e outros produtos derivados de culturas.

De acordo com CHISTI (2007), estes microorganismos fotossintetizantes são utilizados em aquicultura, para a produção de suplemento alimentar e para a extração de compostos de alto valor comercial, apresentando potencial para uso em biorremediação e biofertilização, assim como para a produção de vários tipos diferentes de biocombustíveis.

Segundo FERREIRA (2012), as vantagens do cultivo de microalgas em relação às plantas superiores como fonte de produção de biocombustíveis são numerosas, tais como:

- As microalgas podem sintetizar e acumular grandes quantidades de lipídios neutros e óleo 20-50% de peso seco e crescer a taxas elevadas (1-3 duplicações/dia).
- A produção de óleo por área de culturas de microalgas pode exceder consideravelmente o rendimento das melhores oleaginosas.

- As microalgas podem ser cultivadas em água salgada / salobra / salgada costeiras em terras não aráveis, e não competir por recursos com a agricultura convencional.
- Microalgas toleram terras marginais (por exemplo, árido deserto, e terras semi-áridas) que não são apropriadas para a agricultura convencional.
- Microalgas podem utilizar nitrogênio e fósforo a partir de uma variedade de fontes de águas residuais (por exemplo, escoamento agrícola, operações concentradas de alimentação animais e efluentes industriais e municipais), oferecendo o benefício adicional de biorremediação de águas residuárias.
- As microalgas promovem o sequestro de CO<sub>2</sub>, gases emitidos por usinas termoelétricas por meio do uso de combustível fóssil e outras fontes, reduzindo assim as emissões de gases de efeito estufa maior 1 kg de biomassa de algas exige cerca de 1,8kg de CO<sub>2</sub>.
- Microalgas produzem diversas substâncias de alto valor agregados, por exemplo, biopolímeros, proteínas, polissacarídeos, pigmentos de alimentos para animais e fertilizantes e seu cultivo não precisa de herbicidas e pesticidas.

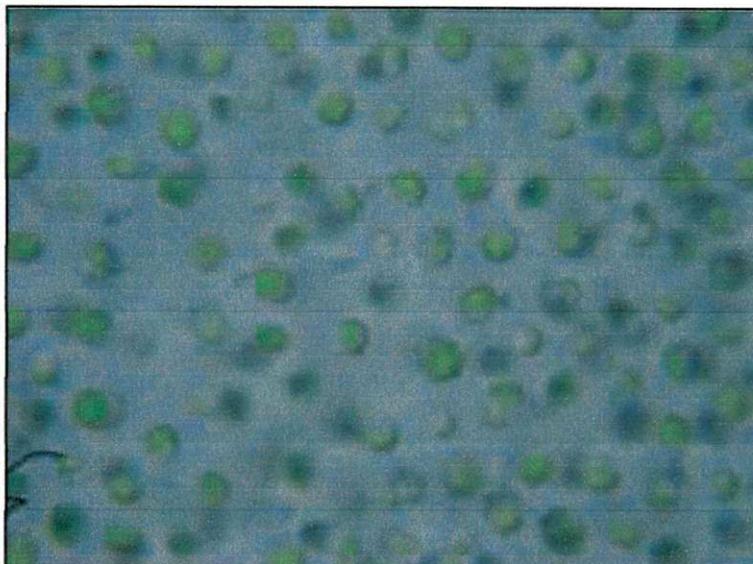
### 3.2 *CHLORELLAS* sp

A *Chlorella* pode ser encontrada em tanques e lagos, com grande habilidade de realizar fotossíntese. As algas ocorrem, em grande abundância, nos oceanos, nos mares, nos lagos salgados, nos lagos de água doce, nos açudes e nas correntes (RAVEN et al., 1996).

Este gênero pertence ao filo *Chlorophyta*, classe *Trebouxiophyceae*, sendo conhecida por tolerar variadas condições ambientais, habitando ambientes de água doce e marinha (GRAHAM & WILCOX, 2000).

Segundo COSTA et al., (2006), a *Chlorella* sp. é uma microalga unicelular microscópica, eucariótica, esférica e com diâmetro variando entre 5-10µm, que pode ser encontrada em tanques e lagos, com alta capacidade fotossintética (Figura1).

Figura 1 – Fotomicrografia da *Chlorella* sp.



Fonte: FERREIRA (2012)

Esse tipo de microalga é rica em fonte de nutrientes concentrados considerada como possuidora de elementos necessários para dar sustento à vida na Terra. Uma de suas mais notáveis qualidades nutritivas é seu alto conteúdo protéico é rica em nutrientes: contém aproximadamente, 60% de proteínas, mais que a soja (37%), a carne bovina (45%) e o trigo (10%), é rica em pigmentos como astaxantina clorofila entre outros; mais que 20 tipos de vitaminas e sais minerais, com destaque para beta caroteno (pró-vitamina A) e vitamina B12 e todos os aminoácidos essenciais (BORGUETTI,2009).

Segundo FERREIRA (2012), a *Chlorella* sp tem uma imensa importância econômica na produção de aplicação na alimentação humana como também na geração de bioenergia, tornando uma alternativa como fonte de energia renovável.

Os maiores produtores da *Chlorella* são Japão, Taiwan e Alemanha, sendo produzem anualmente cerca de 2000 toneladas (peso seco) para alimentação e aquicultura (SPOLAORE et al, 2006).

### 3.3 PRODUÇÃO DE MICROALGAS

#### 3.3.1 Tipos de sistemas de cultivo

As microalgas possuem capacidade de se adaptar a diversos ambientes, podendo ajustar ou alterar sua estrutura interna para excretar uma gama de compostos que podem atuar como inibidores de outros organismos, adaptando-se a mudança metabólica como resposta às mudanças das condições ambientais (MATA, MARTINS e CAETANO, 2010).

O crescimento e a composição das microalgas são definidos pelas condições de cultivo, as principais formas são: fotoautotrófica, heterotróficas e mixotróficas (CHEN et al., 2011).

Existem diversos tipos e sistemas para a produção de biomassa de microalgas. Esses sistemas podem ser divididos em três tipos: os **sistemas heterotróficos**, que é introduzido composto orgânicos (e.g., glicose, acetato) como principal fonte de energia e carbono para o desenvolvimento da cultura; os **sistemas autotróficos**, que utilizam a luz do sol como principal fonte de energia e CO<sub>2</sub> como fonte de carbono para o crescimento das microalgas e, por último, os **sistemas mixotróficos** que apresentam duas fases, uma autotrófica e outra heterotrófica.

Grande parte das microalgas são fototróficas, sendo assim, necessitam de uma fonte de luz, água e nutrientes básicos para o crescimento. Dentre estes nutrientes destacam-se o carbono (inorgânico), nitrogênio e fósforo, sendo vitais para o desenvolvimento das algas, bem como, o equilíbrio entre alguns parâmetros operacionais como: controle de dióxido de carbono, remoção de oxigênio, pH, temperatura e intensidade luminosa (MATA, MARTINS e CAETANO, 2010).

#### 3.3.2 Sistema de cultivo de microalgas

O cultivo de microalgas compreende formas simples e convencionais de produção de biomassa algácea em certas aplicações, mas podem envolver também processos e equipamentos mais complexos, caracterizando a atividade como um dos mais modernos processos da biotecnologia, independentemente da finalidade a ser dada a produção da biomassa sempre esses devem estar no local reservado

para uma manutenção das cepas de interesse com condições adequadas ao desenvolvimento de cada espécie.

Com melhoria dos sistemas de cultivo e da sua separação é possível produzir alimentos e vários produtos de interesse nutricional, farmacológico e industrial, a custos, às vezes, muito inferiores aos da agricultura tradicional e numa escala maior, estes podem ser abertos ou fechados.

A Figura 2 apresenta os sistemas de cultivo aberto que normalmente são economicamente viáveis mais fáceis de construir e de funcionamento mais simples, são duráveis e tem uma grande capacidade de produção quando comparados com os sistemas de reatores fechados, todavia a contaminação é maior.

Outro parâmetro relevante no design dos sistemas abertos é o tamanho da área superficial e que os materiais utilizados para construir as paredes e o fundo de um tanque aberto podem variar de areia simples ou barro, a tijolos ou cimento, cloreto, fibra de vidro ou poliuretano (PEQUENO, 2010). Devido à natureza difusa da luz solar, esses sistemas devem possuir grandes áreas superficiais para maximizar o aproveitamento da luz. Por conseguinte, esses sistemas requerem grandes áreas planas e com baixo custo a fim de torná-los economicamente viáveis.

As microalgas por serem espécies que contaminam com facilidade houve a necessidade de desenvolver alguns cultivos em sistemas fechados conhecidos por fotobiorreatores ilustrado na Figura 3, nos quais é possível controlar os parâmetros ambientais, o que eleva a produtividade, a qual viabiliza a produção comercial de compostos de elevado valor comercial (TREDICI, 2004), contudo esses requerem a um sistema mais caro usam a energia elétrica para homogeneizar os nutrientes e movimentar as células, permitindo que as microalgas recebam incidência da luz fluorescente para produzir a fotossíntese necessária para seu crescimento das mesmas.

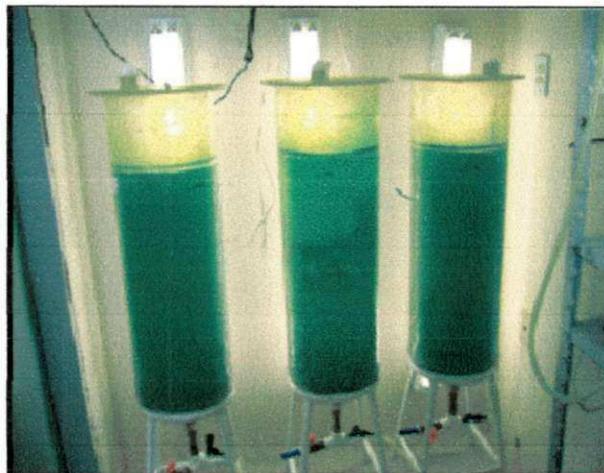
Os fotobiorreatores apresentam uma grande variedade de designs e configurações. Entre as mais utilizadas encontram-se: as tubulares, em colunas e em placas (ERIKSEN, 2008).

Figura 2 – Sistema de cultivo aberto em Uruçu – PB.



Fonte: FERREIRA (2012)

Figura 3 – Sistema de cultivo em Fotobiorreatores.



Fonte: AUTOR (2012)

Apesar do elevado custo, também se deve levar em conta que a produção em sistemas fechados tem produtividade em biomassa de cerca de três vezes maior comparando aos sistemas abertos. A Tabela 1 apresenta a comparação entre sistemas abertos e fechados.

Tabela 1 – Comparação entre sistemas abertos e fechados (fotobiorreatores).

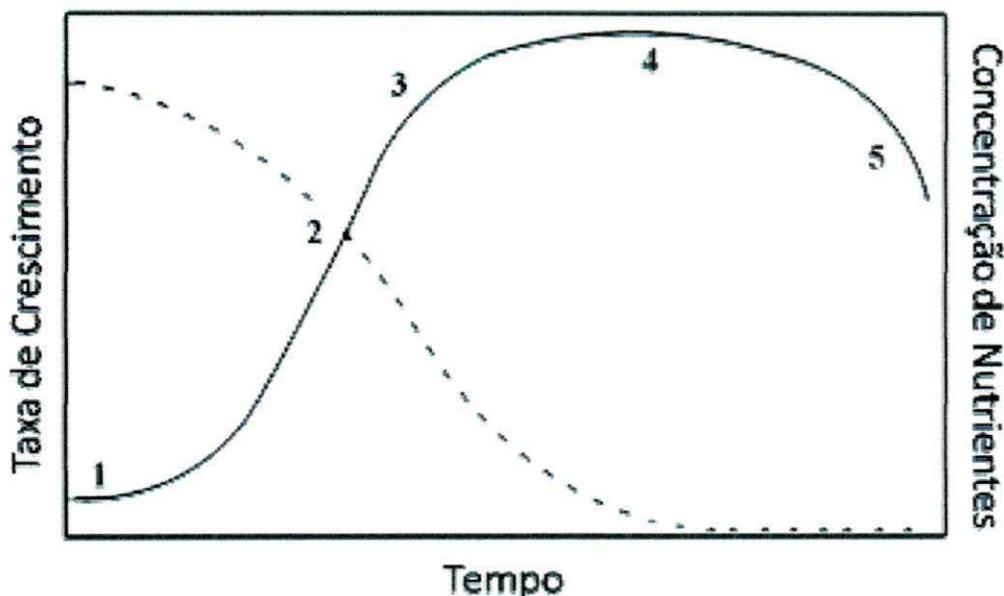
Parâmetros	Tanques abertos	Fotobiorreatores
Custo de implantação	Baixo	Alto
Custo de operação	Baixo	Alto
Risco de Contaminação	Extremamente alto	Baixo
Controle de espécies	Difícil	Fácil
Evaporação de cultura	Baixa	Insignificante
Eficiência da Utilização da luz	Extremamente alta	Alta
Qualidade da biomassa	Baixa	Alta
Reprodutibilidade dos parâmetros de produção	Difícil	Fácil
Controle de processo	Difícil	Fácil
Padronização	Muito difícil	Possível
Ação das chuvas	Afeta diretamente a produção	Não afeta a produção
Produtividade da biomassa	Baixa	3 a 5 vezes maiores que em tanques abertos

Fonte: MATA et al., 2010

### 3.3.3 Crescimento Algal

Dependendo das condições climáticas fornecidas e dos nutrientes suficientes, as microalgas poderão crescer rapidamente, duplicam o número de células por um período de 24h ou menos durante a fase de crescimento exponencial. Um dos métodos para avaliar o aceleração do crescimento é o aumento das células que pode ser percebida através da curva de crescimento apresentada na Figura 4.

Figura 4 – Curva de crescimento de uma cultura microalgal em relação a disponibilidade de nutrientes.



Fonte: MATA adaptado por FERNANDES (2013)

Esta curva pode ser expressa como sendo a relação entre o número de células num determinado volume pelo tempo (MATA, et al., 2010), onde são mostradas nas fases seguintes:

1. **Fase de Indução ou Fase Lag:** ocorre logo após a repicagem, podendo ocorrer uma redução na densidade celular devido da adaptação da cepa ao meio;
2. **Fase Exponencial ou Fase Log:** é a fase de crescimento na qual a biomassa se duplica sucessivamente através do crescimento logarítmico em intervalos regulares de tempo;

3. **Fase de Diminuição do Crescimento Relativo:** o tempo requerido para a duplicação celular aumenta, reduzindo assim a taxa de crescimento. Isto é consequência da diminuição na quantidade de nutrientes disponíveis no meio (os quais foram assimilados pelas microalgas);
4. **Fase Estacionária:** nesta fase não há incremento líquido 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 da Cultura:** é resultado da depleção de nutrientes a um nível que não suporta o crescimento, bem como da possível ocorrência de um nível tóxico de metabólitos (DERNER et al., 2006).

#### 3.3.4 Luminosidade

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

Se as microalgas sofrerem uma fotoinibição derivada ao excesso de luminosidade os fotossistemas das unidades fotossintéticas são danificados e a produtividade de biomassa diminui sofrendo a fotoinibição. Por estes motivos, é importante manter um nível adequado de luz durante todo o período de cultivo celular (RUBIO et al., 2003; RICHMOND, 2004).

#### 3.3.5 Temperatura

A temperatura é o fator restritivo mais importante, depois da luz, para o cultivo de microalgas, exercendo forte influência sobre as reações metabólicas e consequentemente sobre a taxa de crescimento. O aumento da temperatura da cultura microalgal causa um aumento no teor de proteínas e uma diminuição nos teores de carboidratos e lipídeos das células (SOARES, 2010).

Temperaturas constantes são desejáveis ao cultivo das microalgas, pois proporcionam maior estabilidade em experimentos, maior reprodutibilidade e previsibilidade das respostas das espécies. O controle da temperatura nos cultivos em laboratório é facilmente alcançado através de salas climatizadas. Por outro lado, o controle da temperatura para cultivos em escala comercial é dificultado, pois nem sempre é possível manter a temperatura (LOURENÇO, 2006).

### 3.3.6 Aeração

A movimentação e aeração também são parâmetros importantes de crescimento, já que estes proporcionam a homogeneização da distribuição de células, do calor, e dos metabólitos, facilitam a transferência de gases, previnem a sedimentação e ajudam para um melhor contato entre as células e os nutrientes. O processo de mistura de uma suspensão microalgal é importante, pois permite que as células fiquem suspensas no meio, melhora a eficiência da utilização da luz, favorece a troca de gases, impede a estratificação térmica e ainda auxilia na distribuição homogênea dos nutrientes. Todos estes fatores influenciam na produtividade de biomassa microalgal (SOARES, 2010).

A aeração 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, um fluxo turbulento muito alto produzido pelo bombeamento pode causar um estresse hidrodinâmico, que resulta em dano celular (SOARES, 2010).

### 3.3.7 Nutrientes

As microalgas podem ser cultivadas em meios de cultivo marinho, água doce e salobra. Os meios de cultivo são compostos por vitaminas e nutrientes, estes nutrientes são compostos por 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 os micronutrientes (ferro, manganês, cobre, molibdênio, cobalto, zinco, entre outros) 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).

O investimento em reagentes químicos para elaboração do meio de cultura é um dos maiores problemas de cultivo de microalgas, segundo COZZA (1999), o custo estimado do substrato para cultivo de microorganismos costuma representar de 40% a 60% dos gastos com o cultivo.

### 3.4 PROCESSO DE SEPARAÇÃO DE MICROALGAS

Um dos grandes desafios da produção das microalgas consiste na separação da biomassa do meio de cultivo. Por um lado, devido ao tamanho das células e, por outro, devido ao grande teor de água envolvido, que deve ser removido para que as etapas seguintes sejam exequíveis. Esta etapa apresenta um custo que pode rondar os 20 a 30 % de todo o custo de produção (MOLINA-GRIMA et al., 2003) , esse processo deve ter baixo consumo energético, ser rápido, não deixar resíduos para não alterar as características do material.

As principais técnicas atualmente aplicadas na coleta de microalgas incluem centrifugação, floculação, filtração, sedimentação por gravidade, flotação, e técnicas de eletroforese (UDUMAN et al., 2010). O custo da obtenção das algas pode ser elevado, uma vez que a fração em massa na cultura em suspensão é geralmente baixa. Enquanto as células normalmente carregam cargas negativas e excesso de matéria orgânica para manter sua estabilidade de forma dispersa (DANQUAH et al., 2009). Contudo em determinados casos onde as dimensões são bastante pequenas das microalgas requer a separação por meio de adição de coagulante, que na maioria é constituído por sais metálicos, como o sulfato de alumínio que causa diversos males a saúde do ser humano (FERREIRA, 2012).

### 3.4.1 Centrifugação

A centrifugação é um dos meios mais efetivos de concentração das microalgas permitindo a concentração contínua, embora o consumo de energia e os custos serem muito elevados (CHISTI, 2008). Permite a recuperação mais de 95% para microrganismo de maior tamanho celular, entretanto requer de operação otimizadas (GREENWELL et al, 2010).

O método de centrifugação emprega-se uma força que faz com que as partículas sejam direcionadas contra as superfícies internas do equipamento.

KNUCKEY *et al.*, (2006), afirma que a exposição de células de microalgas a altas forças gravitacionais e de cisalhamento podem danificar a estrutura celular, dependendo do volume de cultura esse processo é demorado e dispendioso.

Os principais tipos de centrífugas de sedimentação são: centrífugas de discos ou pratos, centrífuga parafuso decantadora, centrífuga multi-câmaras, centrífugas tubulares e centrífugas com tela perfurada. De acordo com MOLINA GRIMA *et al.*, (2004), a recuperação de biomassa em sistemas de sedimentação centrífuga depende de três fatores: (1) a taxa de deposição da biomassa; (2) o tempo de residência da biomassa no interior da centrífuga e; (3) a distância de deposição da biomassa.

### 3.4.2 Floculação

Na floculação ocorre à agregação de células entre si, essa técnica vem sendo bastante usada para aumentar a concentração de microalgas. O processo pode ocorrer naturalmente ou ser artificialmente induzido com a adição de agentes floculantes. O mecanismo de floculação consiste em neutralizar ou reduzir a carga negativa na superfície celular das microalgas em suspensão. A fraca estabilidade dos flocos formados é o maior inconveniente do método, que pode ser minimizado com o aumento da viscosidade do meio e com a presença de ânions fosfato (MORENOGARRIDO, 2008). Os agentes químicos floculantes devido a sua composição podem alterar e danificar as células se forem utilizadas em grandes quantidades.

### 3.4.3 Filtração

Filtração é um método para separar sólido de líquido ou fluido que está suspenso, pela passagem do líquido ou fluido através de um meio permeável capaz de reter as partículas sólidas.

Um processo de filtração convencional é mais apropriado para colheita de microalgas relativamente grandes (dimensões superiores a 70 $\mu$ m) como para os gêneros *Coelastrum* e *Arthrospira* (MORCELLI, 2011).

De acordo com BENEMANN *et al.*, (1996), existem alguns problemas associados ao emprego dos métodos convencionais de filtração para a recuperação de biomassa de microalgas. Um deles é que esses métodos só são eficientes para microalgas com tamanhos maiores que 70 $\mu$ m no caso de células menores como o da *Chlorella sp* não é viável aplicar essa técnica. Outro problema ocorre devido à forma quase circular e à presença de compostos extracelulares que afetam a eficiência dos sistemas filtradores.

### 3.4.4 Flotação

É uma técnica que consiste na injeção de ar na água, promovendo o arraste das células por micro bolhas formando uma espuma com alta concentração de biomassa à superfície que é posteriormente removida, atualmente é uma das técnicas mais utilizadas na separação das microalgas. Apesar de não necessitar de adição de elementos químicos, ao contrário de outros métodos, possui a desvantagem de ser um processo caro devido ao custo elevado dos sistemas de injeção de ar (GUIMARÃES, 2012).

Do ponto de vista técnico e operacional, a sedimentação centrífuga é um método bastante recomendado para a recuperação de biomassa em sistemas de produção de microalgas por ser rápido e confiável, uma desvantagem é quando tem um volume muito grande, implicam altos custos de operação e de aquisição das centrífugas, esse método não é recomendado para uma etapa inicial onde a concentração do meio é baixa e, portanto, grandes volumes seriam processados, o que representa um alto custo operacional (AZEREDO, 2012). Sendo assim, BENEMANN *et al.*(1996) recomenda a sedimentação centrífuga como uma etapa

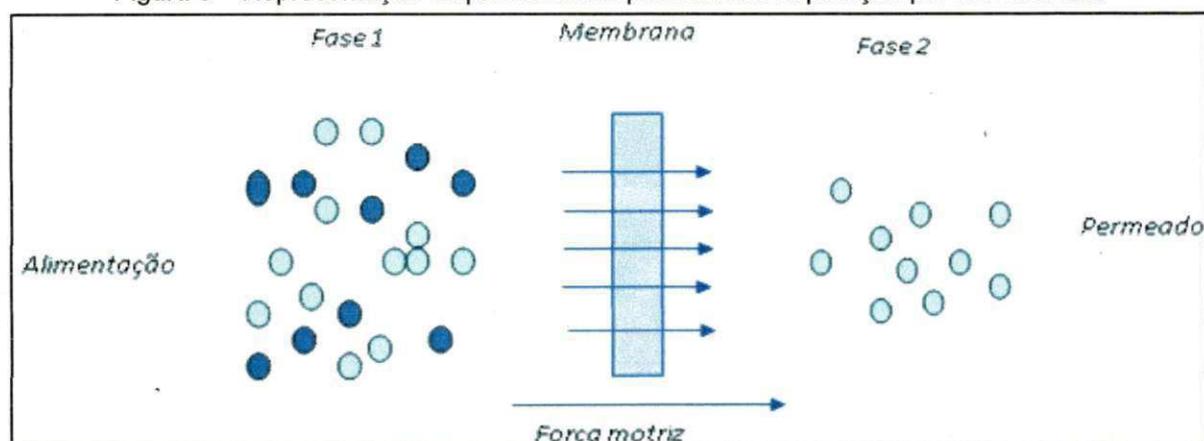
secundária para aumentar a concentração do lodo criado em uma etapa inicial que poderia ser realizada por flotação.

### 3.5 PROCESSOS DE SEPARAÇÃO COM MEMBRANAS (PSM)

No início da década de 1970, em adição aos processos clássicos de separação como destilação, filtração, absorção, troca iônica, centrifugação, extração por solvente, cristalização e outros, surge uma nova classe de processos que utilizam membranas sintéticas como barreira seletiva. As membranas sintéticas surgem como uma tentativa de se imitar as membranas naturais, em particular quanto as suas características únicas de seletividade e permeabilidade (HABERT et al., 2006).

Uma membrana pode ser definida como um filme fino sólido que separa duas soluções o permeado e o concentrado e que atua como barreira seletiva para transporte de componentes destas soluções, quando aplicada algum tipo de força externa, como mostra a Figura 5.

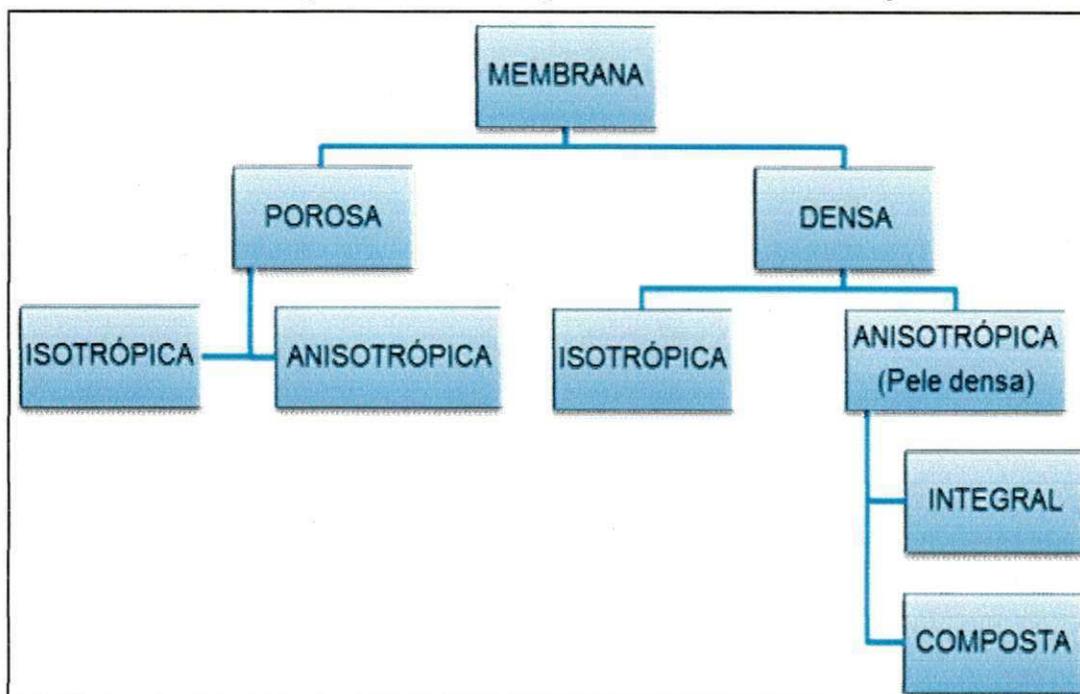
Figura 5 – Representação esquemática do processo de separação por membranas.



Fonte: COPPER/UFRJ – Programa de Engenharia Química.

Membranas podem ser classificadas ainda de acordo com a morfologia como mostra o Fluxograma 1:

Fluxograma 1 – Classificação de acordo com a morfologia.



Fonte: LABDES, 2012.

- 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 que as espécies são transportadas de forma convectiva, ou seja, a espécie permeia pelos poros da membrana numa fase fluida.

Dentro da classificação densa e porosa as membranas são subclassificadas em isotrópicas: quando possuem as mesmas características.

Com o avanço tecnológico ocorrido ao longo dos últimos anos colocou no mercado processos alternativos de tratamento de água como, por exemplo, os processos de separação por membranas, que inclui a microfiltração, a ultrafiltração, a nanofiltração que diferencia pelo tamanho dos poros, a osmose inversa e a eletrodialise, como mostra a Tabela 2, bem como as dimensões de algumas espécies típicas, presentes nas correntes industriais.

Tabela 2 – Porosidade de membranas e pressões de operação usuais em PSM.

Membrana	Porosidade	Pressão (kgf/cm <sup>2</sup> )
Microfiltração	0,05µm – 5,0µm	< 2,00
Ultrafiltração	3,0 nm – 50,0nm	2,00 – 10,00
Nanofiltração	1,0nm – 4,0nm	5,00 – 41,00
Osmose Inversa	0,1nm – 1,0nm	8,00 – 204,00

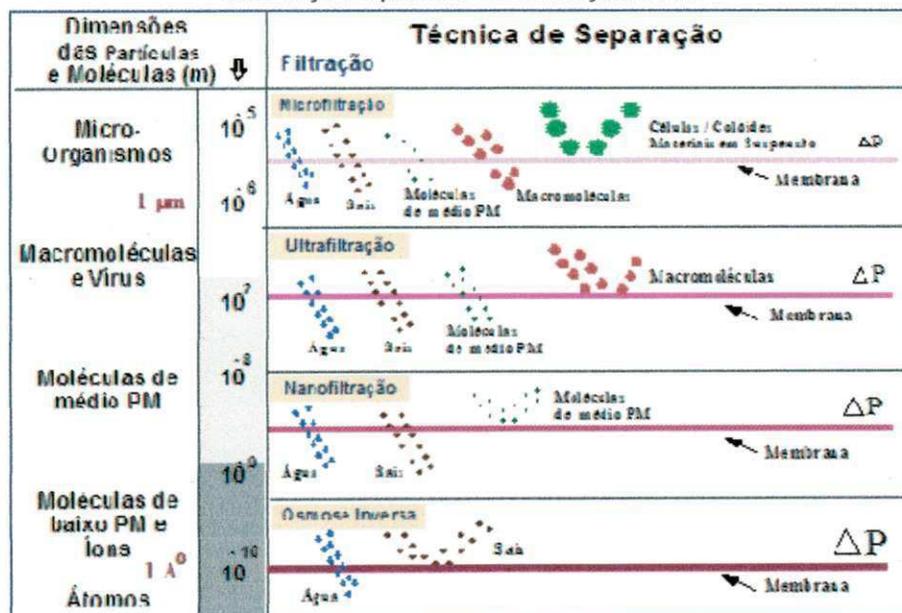
Fonte: HABERT et al., 1997.

A partir desses processos a osmose inversa é a mais eficiente eliminando as menores partículas, que são os sais dissolvidos na água por isso somente esse processo é utilizado para tornar a água do mar própria para o consumo.

As propriedades de transporte das membranas são de fundamental importância para o destino de sua utilização. Essas propriedades compreendem o fluxo de permeado e a seletividade da membrana a um determinado componente presente na solução de alimentação.

A Figura 6 detalha as técnicas de separação por membranas em função do tamanho das dimensões de partículas que possam encontrar presente no meio a ser separado. Pode-se observar que à medida que a porosidade da membrana diminui o gradiente de pressão necessário para realizar o processo de separação aumenta.

Figura 6 – Principais características das técnicas de separação com membranas que utilizam diferença de pressão como força motriz.



Fonte: HABERT et al., 2006.

É importante ressaltar que membranas são sistemas de separação de materiais, ou seja, não ocorre transformação química ou biológica de componentes durante o

processo de filtração. A seletividade de membranas é variada por meio da modificação do tamanho dos poros ou pela alteração das propriedades físico-químicas dos polímeros componentes da membrana, principalmente dos polímeros localizados na superfície (SCHNEIDER; TSUTIYA, 2001).

A tecnologia de separação por membranas envolve a utilização de membranas sintéticas, porosas ou semipermeáveis, orgânicas ou inorgânicas e em configuração adequada, para separar fluidos de partículas sólidas de pequeno diâmetro, bactérias, vírus, moléculas orgânicas, compostos iônicos de baixo peso molecular e até gases (FERREIRA, 2012).

Esses processos atingiram o estado de processos comerciais devido a uma série de vantagens inerentes a esta tecnologia. Algumas destas vantagens são comentadas a seguir (HABERT et al., 2006):

- **Economia de Energia:** os PSM, em sua grande maioria, promovem a separação sem que ocorra mudança de fase. Neste sentido são processos energeticamente favoráveis.
- **Seletividade:** a seletividade é outra característica importante dos PSM, visto que a separação se dá por diferença entre as propriedades dos componentes, como tamanho, forma, carga elétrica, solubilidade e difusividade.
- **Condições Brandas de Operação:** são geralmente conduzidos em temperatura ambiente, sendo, por isso, indicados na separação de misturas com componentes termolábeis.
- **Simplicidade de Operação e Escalonamento:** Os processos de separação são extremamente simples do ponto de vista operacional e em termos de escalonamento (*scale up*). Os sistemas são modulares e os dados para dimensionamento de uma planta podem ser obtidos a partir de equipamentos pilotos com módulos de membrana de mesma dimensão dos utilizados industrialmente. Além disso, a operação dos equipamentos com membranas é simples e não intensiva em mão de obra.

A separação por membranas possuem uma vasta aplicação em diversas funções, com ilustra o Quadro1.

Quadro 1 – Processos de separações por Membranas

<b>Processo</b>	<b>Material Retido</b>	<b>Material que permeia</b>	<b>Aplicações</b>
<b>Microfiltração</b>	Material em suspensão, bactérias.	Águas e sólidos dissolvidos	Esterilização bacteriana; clarificação de vinhos e cervejas; concentração de células; oxigenação do sangue
<b>Ultrafiltração</b>	Colóides; macromoléculas	Água (solvente), sais solúveis de baixa massa molar	Fracionamento/Concentração de proteínas; recuperação de pigmentos /óleos
<b>Nanofiltração</b>	Moléculas de massa molar Média	Água, sais e moléculas de baixa molar	Purificação de enzimas; biorreatores e membranas
<b>Osmose Inversa</b>	Tudo material solúvel ou em suspensão	Água (Solvente)	Dessalinização de águas, concentração de suco de frutas; desmineralização de águas.
<b>Diálise</b>	Moléculas de alta massa molar	Íons e orgânicos de baixa massa molar	Hemodiálise; rim artificial; recuperação de NaOH
<b>Eletrodiálise</b>	Macromoléculas e compostos não iônicos	Íons	Concentração de soluções salinas; purificação de águas.
<b>Permeação de gases</b>	Gás menos permeável	Gás mais permeável	Recuperação de hidrogênio separação CO <sub>2</sub> /CH <sub>4</sub> ; Fracionamento do ar.
<b>Pervaporação</b>	Líquido menos permeável	Líquido mais permeável	Desidratação de alcoóis; eliminação de VOC da água.

Fonte: Harbert, Borges e Nobrega, 2006, modificado por Fernandes 2013.

### 3.5.1 Microfiltração

A microfiltração é o processo de separação com membranas mais próximo da filtração clássica. Utiliza membranas porosas com poros na faixa entre 0,05 e 5,0µm, são processos indicados para retenção de materiais em suspensão e emulsão. A pressão aplicada não ultrapassa 2,0kgf/cm<sup>2</sup>. Uma das aplicações da microfiltração é no pré-tratamento utilizado no processo de Osmose inversa (SILVEIRA, 1999). Na microfiltração o solvente e todo o material solúvel permeiam a membrana. Apenas o material em suspensão é retido.

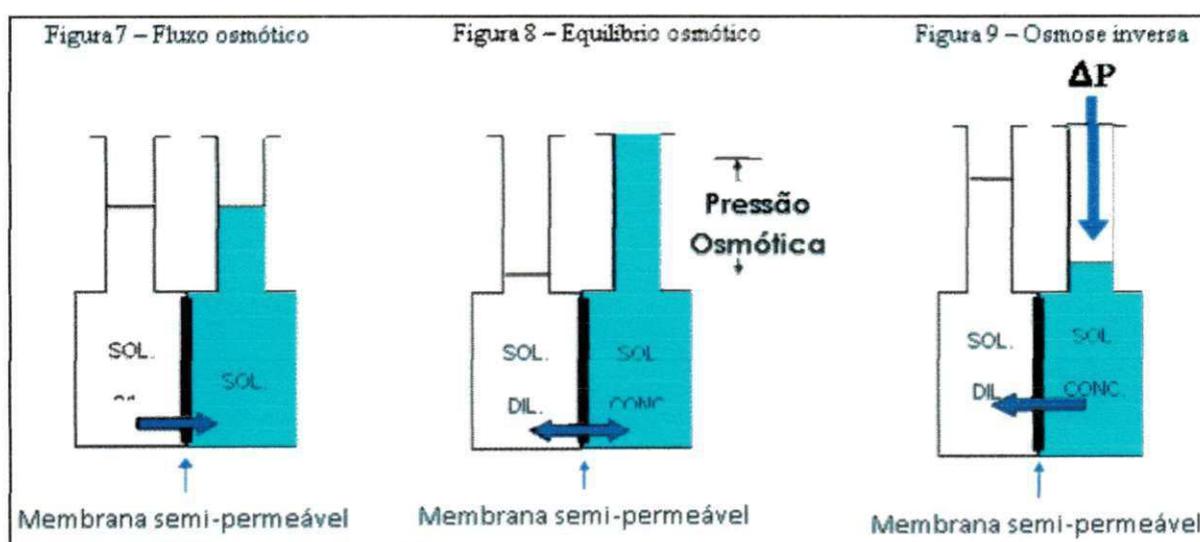
O objetivo primordial deste tratamento é a remoção de organismos patogênicos e como objetivos secundários, que dependem da qualidade da água bruta, pode também ser citada a remoção de odores, de compostos que afetam o gosto da água tratada, e de

compostos que podem formar precipitados nas superfícies dos sistemas de distribuição (SCHNEIDER e TSUTIYA, 2001).

### 3.5.2 Osmose inversa (OI)

A OI é um fenômeno conhecido dos cientistas desde o fim do século XIX, passou a ser aplicado em processos industriais na década de 60. Desde a década de 80 o emprego de membranas semipermeáveis sintéticas em aplicações industriais passou a se difundir, ampliando o campo de aplicações deste processo. Isto resulta em contínuas reduções de custo, não só pela maior escala de produção permitida como também pelo crescente conhecimento tecnológico adquirido (SOUSA, 2003).

É de fundamental importância na natureza esse tipo de processo, já que o transporte seletivo através de membranas é essencial à vida. A osmose natural, vital para os sistemas biológicos, envolve a ação da água quando duas soluções, de concentrações diferentes, são separadas por uma membrana semipermeável. A água pura flui, através da membrana, da solução menos concentrada em direção a mais concentrada, até que as duas soluções atinjam o equilíbrio (QUEIROZ, 2012). Este fato define a pressão osmótica oferecida pela membrana entre as duas soluções através da diferença de nível das colunas das soluções, conforme mostram as Figuras 7,8 e 9.



Fonte: LABDES, 2007.

A osmose inversa ocorre quando uma pressão superior à pressão osmótica é aplicada no lado da solução mais concentrada. Quando isso ocorre, se obtém água pura a partir de uma solução salina por meio de uma membrana semipermeável, como ilustra

a Figura 9. Em processo de grande escala o fenômeno ocorre com auxílio de uma bomba de alta pressão e sob fluxo contínuo, passando por um permeador (vaso de pressão) onde fica situada a membrana.

A osmose inversa é utilizada para a obtenção de água com alto grau de qualidade, independente para que finalidade desde água salina ou salobra como também efluentes, já que possibilita a remoção de sais dissolvidos ou moléculas inorgânicas, bem como moléculas orgânicas.

### 3.5.3 Ultrafiltração

A ultrafiltração é um processo de pressão que tem sido utilizado para simultaneamente purificar, separar e concentrar materiais coloidais e de alto peso molecular em solução. Têm sido encontradas aplicações na remoção de partículas, bactérias e pirógenos, assim como na recuperação de ingredientes de valor nas indústrias química, alimentícia e farmacêutica (MARTIN LO et al., 2005).

Segundo Queiroz, a separação é eficiente quando existe pelo menos uma diferença de 10 vezes no tamanho das espécies. A UF é largamente utilizada na indústria de alimentos, bebidas e laticínios, assim como em aplicações na biotecnologia e na área médica. Alguns exemplos são apresentados a seguir:

- Recuperação de Tintas Coloidais Utilizadas na Pintura de Veículos
- Recuperação de Proteínas do Soro de Queijo
- Produção de Queijo
- Recuperação da Goma na Indústria Têxtil
- Concentração de Gelatina
- Recuperação de Óleos
- Substituir a Microfiltração

### 3.5.4 Nanofiltração

A nanofiltração é uma tecnologia análoga à osmose inversa. Os poros das membranas de nanofiltração são maiores do que das membranas de osmose inversa e conseqüentemente, a pressão de operação é mais baixa.

Essa tecnologia é um processo de separação com membranas intermediária entre a osmose inversa e a ultrafiltração, utilizada normalmente, na separação de solutos orgânicos de baixo peso molecular e na desmineralização parcial de correntes líquidas, para a remoção de sais polivalentes (XIAO, 2008).

No mercado de membranas filtrantes, a nanofiltração compete com a osmose inversa de baixa pressão. Os requerimentos de pré-tratamento da água bruta são os mesmos da osmose inversa (SCHNEIDER e TSUTIYA, 2001).

Segundo LONG, as propriedades que mostram a eficiência dessas membranas são as seguintes:

- Estabilidade mecânica, biológica e química frente a solventes e oxidantes;
- Altas retenções de solutos orgânicos e sais divalentes;
- Alto fluxo de água;
- Resistência à compactação e ao cloro.

As membranas de nanofiltração são consideradas porosas, com tamanho do poro na ordem nanômetros.

### 3.5.5 Membranas Cerâmicas

As cerâmicas são compostas por elementos metálicos e não metálicos, sendo frequentemente óxidos, nitretos e carbonetos. A larga faixa de materiais que se encaixam nesta classificação inclui cerâmicas que são compostas de minerais de argilas, cimento e vidro. Estes materiais são tipicamente isolantes térmicos e elétricos, sendo mais resistentes a altas temperaturas e ambientes agressivos do que metais e polímeros. Com relação ao comportamento mecânico, as cerâmicas são duras, mas muito frágeis (CALLISTER, 2001).

Para, além disso, outro ponto importante é a vantagem que as membranas cerâmicas apresentam em relação aos métodos tradicionais de separação (destilação, centrifugação, etc.), como, baixo consumo de energia, vida útil longa, ocupação de pouco espaço físico e facilidade de limpeza.

Esses tipos de membranas constituídas de óxidos de silício, alumínio, zircônio ou titânio. Distintamente dos materiais poliméricos, acredita-se que os materiais cerâmicos pouco participam do processo de transporte das moléculas permeantes. Sua importância maior reside no fato que permite a fabricação de estruturas microporosas bem variadas com um bom controle de distribuição de tamanho de poros, caracterizadas por resistências térmicas e químicas elevadas e baixa plasticidade (são duros e quebradiços) (HABERT, BORGES E NÓBREGA, 2006).

Segundo BENFER *et al.*, (2001), a vantagens dessas membranas cerâmicas são de grande interesse em processos de separação em virtude de sua estabilidade química e térmica mais altas quando comparadas às membranas poliméricas. Com elas a filtração pode ocorrer em temperaturas superiores 500°C e em valores de pH de 1 a 14 e podem ser limpas com substâncias químicas agressivas, solventes orgânicos ou vapor de água quente em refluxo, para além disso um longo ciclo de vida e uma boa relação custo/benefício. Estas características mostram que este tipo de membrana tem muito potencial de aplicação em processos de separação (VILAR, 2004).

Estas propriedades são devidas à natureza altamente cristalina destes materiais, onde predominam ligações interatômicas muito estáveis, principalmente iônicas e intermediárias entre iônicas e covalentes (HABERT, 1997).

Para reduzir a perda de vazão provocada pela presença de poros pequenos é comum diminuir ao máximo a espessura da membrana filtrante. Assim a desvantagem principal das membranas cerâmicas é a fragilidade, a qual pode ser contornada suportando-a em um substrato poroso ou suporte (OLIVEIRA, 1996).

### 3.6 LANÇAMENTO DOS RESÍDUOS LÍQUIDOS ORIUNDOS DOS PROCESSOS DE SEPARAÇÃO POR MEMBRANAS

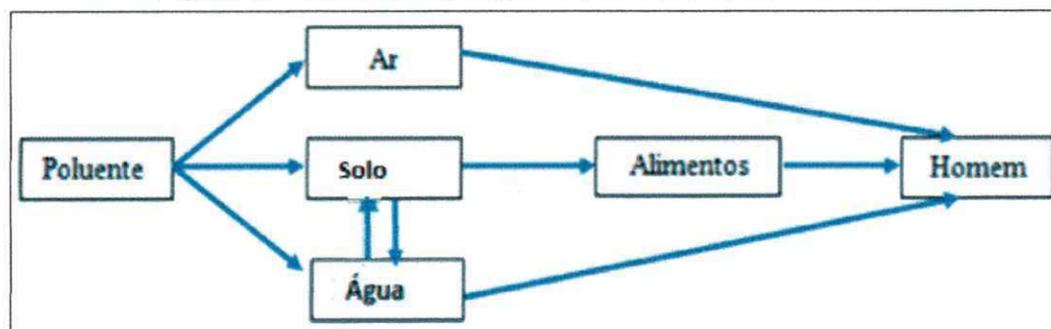
Ao separar as microalgas por membranas se não for reaproveitada tanto o permeado como o concentrado o descarte dos mesmos no meio faz com que o solo seja contaminado por vários produtos, visto que na maioria das vezes não há um aproveitamento na sua totalidade.

Segundo TSIOURTIS (2001), a forma de minimizar as preocupações relacionadas ao meio ambiente devido à geração de resíduos líquidos através dos processos de separação por membranas devem ser levados em conta três fatores importantes: a escolha do local para a instalação da central de dessalinização, o consumo de energia e a eliminação do que é rejeitado.

Portanto, além das preocupações quanto ao lançamento de efluentes domésticos, industriais e de resíduos de atividades agrícolas interferindo na qualidade do ambiente deve-se dar importância a qualquer tipo de descarte de modo a não causar impactos negativos ao meio.

Conforme CETESB (2001), contaminação é a introdução no meio ambiente de organismos patogênicos, substâncias tóxicas ou outros elementos, em concentrações que possam afetar a saúde humana; sendo considerado um tipo particular de poluição como mostra a Figura 10.

Figura 10 – Rotas de exposição de poluentes no meio ambiente



Fonte: Modificado de CHAABAN (2001).

A resolução da CONAMA 430/11, através do Art. 1º, dispõe sobre a classificação e diretrizes ambientais para o enquadramento dos corpos de água superficiais, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluente. No seu capítulo I, art VII – que se refere à carga poluidora: diz que a quantidade de determinado poluente transportado ou lançado em um corpo de água receptor, expressa em unidade de massa por tempo.

Segundo a Fundação Universitária Ibero-americana são vários os efeitos que os contaminantes provocam no solo, sendo os principais:

- Redução da qualidade e da quantidade das culturas, implicando em risco para a saúde do ser humano o seu consumo;
- Diminuição na qualidade e na quantidade dos microorganismos do solo, correspondendo à elevação da fragilidade do sistema;
- O solo perde sua capacidade de depuração natural pelos mecanismos normais de regeneração biológica, depois que são atingidos seus limites de aceitação afetando os ciclos biogeoquímicos e a respectiva função de filtro biológico;
- Os espaços contaminados apresentam problemas de salubridade para as mais diversas atividades humanas;
- Poluição atmosférica devido à transferência de substâncias pelo processo de volatilização;
- Contaminação das águas superficiais e freáticas por processos de transferência, alcançando concentrações superiores às aceitáveis.

No momento em que um contaminante ou poluente atinge a superfície do solo, ele pode ser adsorvido atuando como um tanque ou depósito, acumulando estes poluentes, pode ser arrastado pelo vento ou pelas águas do escoamento superficial, ou lixiviado pelas águas de infiltração, passando para as camadas inferiores e atingindo as águas subterrâneas até ser carreadas por outras regiões, através do fluxo dessas águas.

Dentro dos compostos contaminantes de água subterrâneas, o nitrato vem destacando uma vez é mais encontrada em águas subterrâneas, uma vez que entre os íons lixiviados, esses não são adsorvidos pelos componentes das frações do solo, razão pela qual se deslocam facilmente na solução do solo, podendo ser absorvidos pelas raízes e transferidos às folhas, onde se acumulam pela transpiração, ou serem lixiviados aos mananciais subterrâneos (PHILLIPS & BURTON, 2005, CORREA et al., 2006).

Normalmente são encontradas em baixos teores nas águas superficiais, mas pode atingir altas concentrações em águas profundas, o seu consumo por meio de águas se abastecimento esta associadas à indução de metemoglobinemia, especialmente em crianças e formação de potencial de nitrosaminas e nitrosamideas carcinogênicas.

Devido à alta mobilidade do nitrato esse parâmetro é utilizado como indicador de contaminação das águas subterrâneas. Ele é formado a partir de processos tanto microbiológicos e químicos que podem ocorrer no ar, solo, água e vegetação.

A matéria orgânica presente no solo é rapidamente quebrada em compostos simples por bactérias saprófitas do solo e vários tipos de fungos. O nitrogênio por sua vez, é incorporado em aminoácidos e proteínas utilizados por esses microrganismos, sendo o excesso liberado sob a forma de íons amônio ( $\text{NH}_4^+$ ) ou amônia ( $\text{NH}_3$ ), este processo é denominado amonificação. O amônio não adsorvido é convertido a nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ) e posteriormente oxidado a nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), este processo é conhecido por nitrificação (BARBOSA, 2005).

## 4 METODOLOGIA

### 4.1 MATERIAL BIOLÓGICO

A escolha da microalga em estudo se deu devido a sua característica fisiológica de tamanho uma vez que ela apresenta tamanho menor em relação aos outros gêneros de microalgas.

A cepa utilizada foi *Chlorella* sp proveniente do laboratório de biotecnologia Alimentar da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), mantida no cepário localizado no LABDES (Laboratório de Referência em Dessalinização) como ilustra a Figura 11. Os inóculos foram homogeneizados por aeração mantidos sob iluminação artificial através de lâmpadas fluorescentes de 40W com fotoperíodo de 12 horas. Após repiques dessas microalgas esses foram desenvolvidos o cultivo em fotobiorreatores de 50L construído em fibra de vidro.

Figura 11 – Cepário do LABDES.



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.1 Aclimação

A partir dos tubos de cultura em estoques foram desenvolvidas novas culturas em Erlenmeyers com capacidades diferentes utilizando com meio de cultura para o desenvolvimento das microalgas *Bold's Basal Medium* (BBM), conforme apresentado na Figura 12 com capacidades diferentes com meio de cultivo BBM, nos quais foram feitas as aclimações químicas e físicas as novas condições de cultivo. A temperatura foi controlada a  $26 \pm 2$  °C, sob aeração constante e

iluminação contínua de  $150\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  provenientes de lâmpadas fluorescentes de 40W. Os repiques sempre foram executados em fase exponencial de crescimento ou fase log, sendo transferidas para fotobioreatores como ilustra a Figura 13 com capacidade de 40000 mL (unidades experimentais).

Figura 12 – Culturas em erlenmeyers com meio de cultivo BBM.



Fonte: LABDES (2013).

Figura 13 – Culturas em reatores com capacidades de 40L com meio de cultivo BBM.



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.2 Cultivo das microalgas

O crescimento das microalgas é estimulado em meio suplementado, portanto para o cultivo e manutenção do inóculo, foi utilizado o *BBM- Bold's Basal Medium* (BOROWITZKA, 1988). Seus constituintes e concentrações estão descritos na Tabela 3.

Tabela 3 – Composição do meio de cultivo – *Bold's Basal Medium* (BBM).

Nutrientes	mg/L
NaNO <sub>3</sub>	250
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	175
CaCl <sub>2</sub> ·2H <sub>2</sub> O	25
MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	75
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	75
NaCl	2,5
EDTA	50
FeSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	4,98
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	11,42
ZnSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	8,82
NaMoO <sub>3</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0,72
CaCl <sub>2</sub> ·6H <sub>2</sub> O	0,38
MnCl <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O	1,44
CaSO <sub>4</sub> ·5H <sub>2</sub> O	1,57

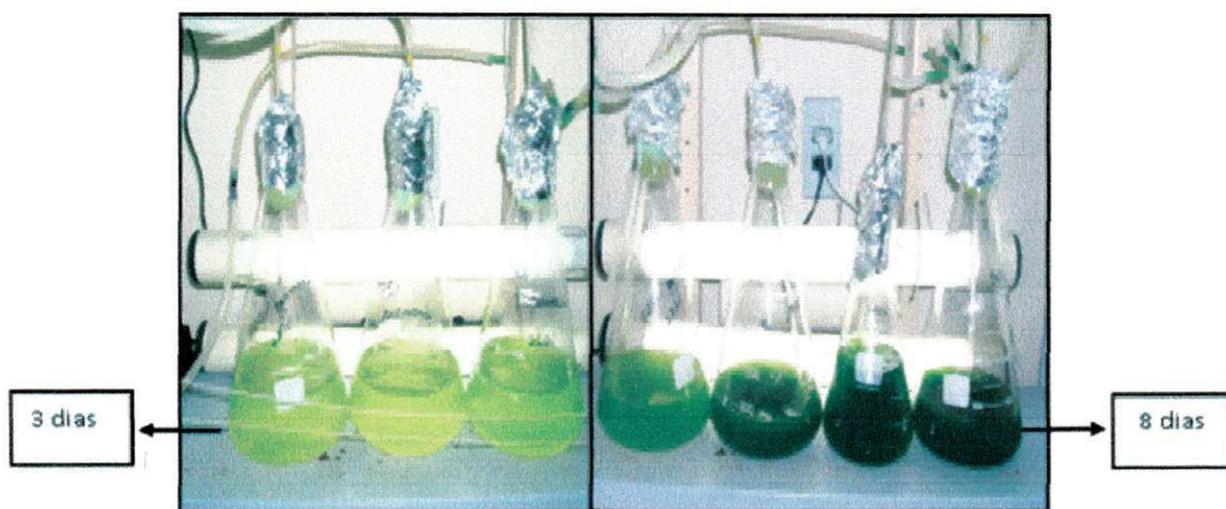
Fonte: BOROWITZKA, (1988).

#### 4.1.3 Tempo de cultivo

Este parâmetro caracteriza como o número de dias passados desde o início do cultivo até aquele no qual será alcançada a máxima densidade celular apresentada na Figura 14.

O inóculo foi iniciado numa proporção de 1:100 com intuito de iniciar os experimentos com  $10^5$  cel.mL<sup>-1</sup> da microalga. Após o cultivo atingir a fase estacionária que correspondia a uma população de  $10^7$  cel.mL<sup>-1</sup> realizava-se a separação das microalgas.

Figura 14 – Inóculos com dias de cultivos diferentes.



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.4 Análise do crescimento algal

O monitoramento diário do crescimento algal, foi efetuado após as inoculações através da densidade celular elaborando-se curvas de crescimento a partir de alíquotas retiradas em triplicata de fotobiorreatores e em erlemeyeres diariamente com o auxílio de câmara de Neubauer e microscópio óptico trinocular com capacidade de aumento de 1000x, a contagem de células foi realizada em triplicata para indicar uma maior precisão no número de células.

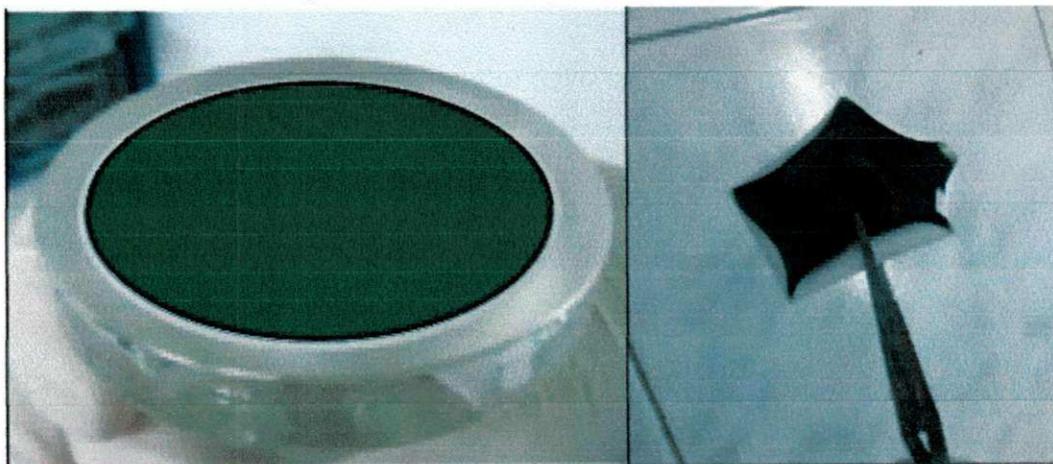
#### 4.1.5 Determinação da clorofila-a da biomassa

A determinação das concentrações de clorofila-a. Para realização da determinação da clorofila-a foram coletadas 50mL do cultivo na fase lag e log, em seguida realizou-se a separação por meio da filtração a vácuo utilizando membrana de porosidade 0,45 $\mu$ m. Após a filtração, a membrana passa pelo processo de banho-maria por dois minutos, deixando esfriar num local escuro após este período, o conteúdo do frasco foi centrifugado, fez-se a leitura com os seguintes comprimentos de onda 665 e 750nm, para medir os correspondentes comprimentos de ondas foram utilizados um espectrofotômetro de marca Biospectro o qual foi calibrado com metanol P.A.

#### 4.1.6 Determinação do rendimento da biomassa

Determinou-se o rendimento da biomassa do cultivo logo após a inoculação e antes de efetuar a separação das microalgas. Utilizou-se membrana de celulose de porosidade 0,45 $\mu$ m, após a filtração, a biomassa foi levada a estufa a temperatura de 60°C até atingir peso constante como ilustra a Figura15.

Figura 15 – Determinação da produtividade



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.7 Processo de separação por membranas

##### 4.1.7.1 Osmose Inversa

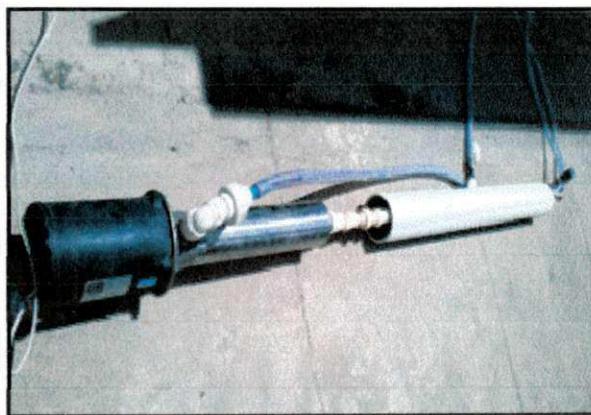
As Figuras 16a, 16b e 16c mostram a separação do cultivo através do processo membrana de Osmose Inversa com porosidade de  $10^{-10}\text{m}$ , onde foi utilizada uma membrana tipo BW30 – 4040 marca Filmtec, com fluxo de  $26 \text{ L.m}^{-2}.\text{h}^{-1}$  acoplado a uma bomba de alta pressão com motor de 1CV, e regulado o sistema a uma pressão constante de  $4 \text{ Kgf. Cm}^{-2}$ . O meio de cultivo foi separado gerando duas correntes a do permeado contendo os nutrientes do meio de cultura e os metabólitos das microalgas e o concentrado que apresentava a biomassa.

Figura 16a – Tanques de alimentação do sistema de separação por membranas.



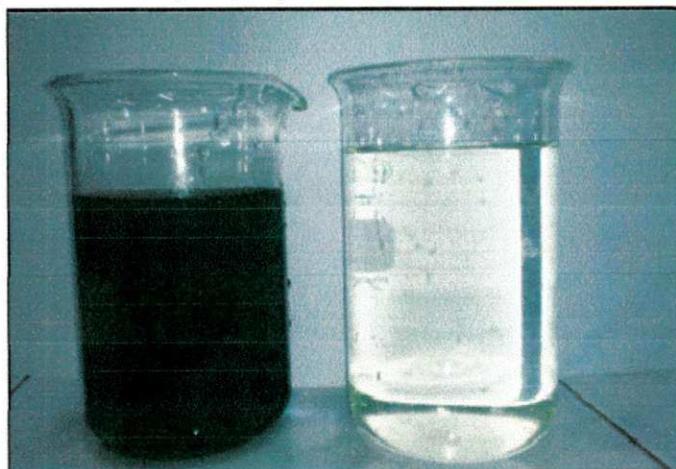
Fonte: LABDES (2013).

Figura 16b – Bomba de alta pressão acoplada a um elemento de membrana de Osmose Inversa.



Fonte: LABDES (2013).

Figura 16c – Amostras coletadas do concentrado e permeado do processo de separação por membranas de osmose inversa



Fonte: LABDES (2013).

As Figuras 17a, 17b, 17c e 17d mostram a separação do cultivo por membranas cerâmicas, foi utilizada uma membrana cerâmica de  $\text{AlSiO}_4$  (alumina) de 30 cm e de diâmetro de 1,1 cm com um fluxo de  $60\text{L/m}^2\cdot\text{h}$  e porosidade de  $10^{-6}\text{ m}$  produzida no Laboratório de Cerâmica- LabCEM localizada no LABDES. O processo de separação foi realizado com uma bomba de grafite (marca PROCON) com motor de 1/2Hp, o sistema foi regulado a um gradiente de pressão constante de  $2\text{ Kgf/cm}^2$ . O meio de cultivo foi separado gerando duas correntes a do permeado contendo os nutrientes do meio de cultura e os metabolitos das microalgas e o concentrado que apresentava a biomassa.

Figura 17a – Tanques de alimentação do sistema de separação por membranas.



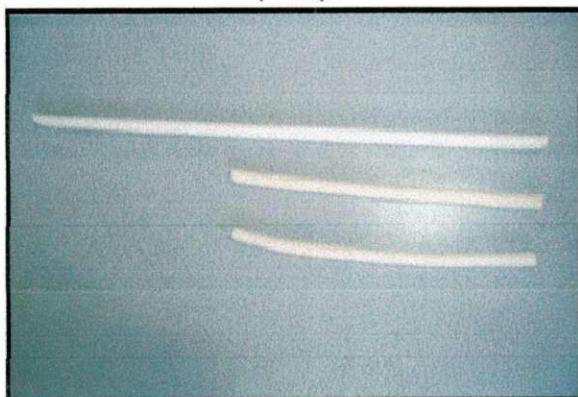
Fonte: LABDES (2013).

Figura 17b – Bomba de alta pressão



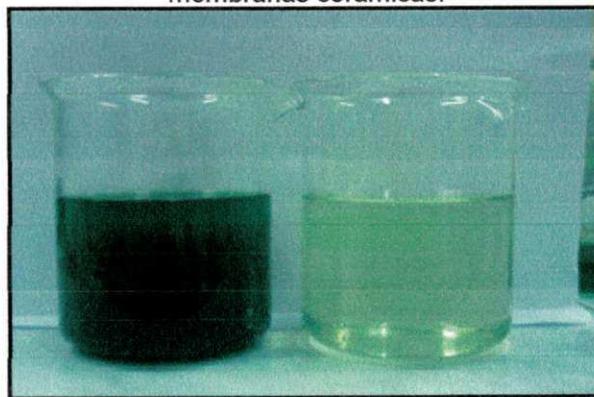
Fonte: LABDES (2013).

Figura 17c – Membranas cerâmicas de alumina ( $\text{AlSi}_4$ ).



Fonte: LABDES (2013).

Figura 17d – Amostras coletadas do concentrado e permeado do processo de separação por membranas cerâmicas.



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.8 Caracterização analítica do permeado

Todas as análises físico-químicas dos permeados em estudo foram realizadas no Laboratório de Referência em Dessalinização- LABDES situada na Universidade Federal de Campina Grande. Os parâmetros analisados seguiram a metodologia descrita no *Standard Methods for the Examination of Water and Wastwater*, 1998.

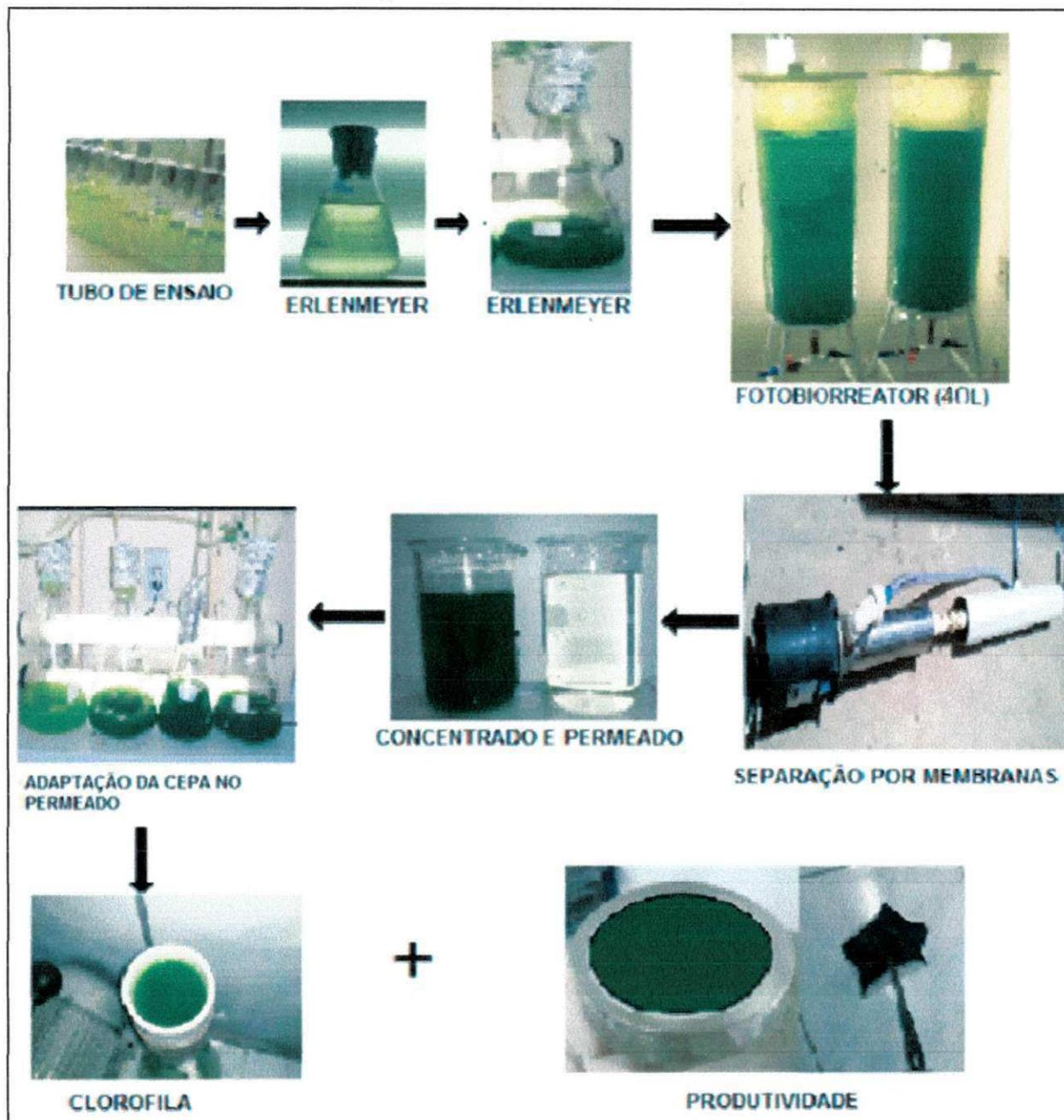
#### 4.1.9 Reuso do permeado

Os permeados oriundos da separação, tanto da Osmose Inversa como da membrana cerâmica foram suplementados ao meio de cultura em diferentes teores, visando desenvolver as microalgas e reduzir o lançamento de resíduos líquidos. Foram avaliadas as proporções de 250 mL, 500 mL e 750 mL de permeado para completar um litro (meio de *BBM*) de cultura para desenvolvimento do gênero de microalgas em estudo, para o experimento de 100% do permeado foi utilizado somente permeado.

#### 4.1.10 Síntese do experimento

A Figura 18 mostra as etapas do experimento, que a partir dos inóculos provenientes do laboratório de biotecnologia Alimentar da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC) foram replicadas em erlemeyers com volumes maiores de *BBM* no cepário do Labdes, até atingirem o máximo crescimento celular  $10^7$  cel.mL<sup>-1</sup>, em seguida foram inoculados em reatores com 40L. A separação da biomassa por meio das membranas, foi realizada na fase estacionária, gerando duas correntes: o concentrado e o permeado, foi estudado em várias proporções para a reutilização do permeado, após isso após a suplementação esperava-se o crescimento celular até atingir a fase estacionária, avaliando em seguida o rendimento da biomassa e a clorofila "a" com intuito de viabilizar esse estudo.

Figura 18 – Etapas do experimento.



Fonte: LABDES (2013).

#### 4.1.11 Consumo de energia

Para a comparação qualitativa da produção versus o consumo de energia, utilizou-se a equação 1 que segundo OLIVEIRA (2002), nos sistemas de dessalinização do consumo de energia é dado pela razão entre a potência consumida pela vazão do permeado como mostra a equação 1 e a equação 2 mostra a potencia ativa consumida pelo sistema.

$$E_p = \frac{P_{ot}}{Q_p} \quad (\text{Eq. 1})$$

$E_p$  = Consumo de energia prática (Kwh/m<sup>3</sup>)

$P_{ot}$  = Potência ativa consumida pelo sistema (W)

$Q_p$  = Vazão do permeado (m<sup>3</sup>/h)

A potência consumida pelo sistema é dada pela equação 2:

$$P_{ot} = V \cdot I \quad (\text{Eq. 2})$$

$V$  = Tensão elétrica (V)

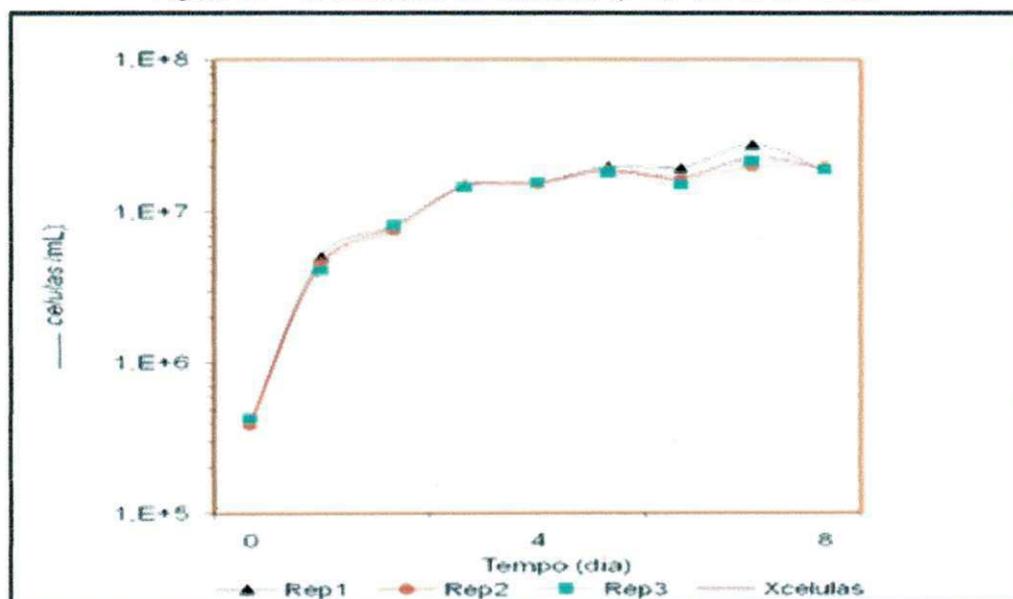
$I$  = Corrente elétrica (A)

## 5 RESULTADOS

### 5.1 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA POR MEMBRANA DE OSMOSE INVERSA

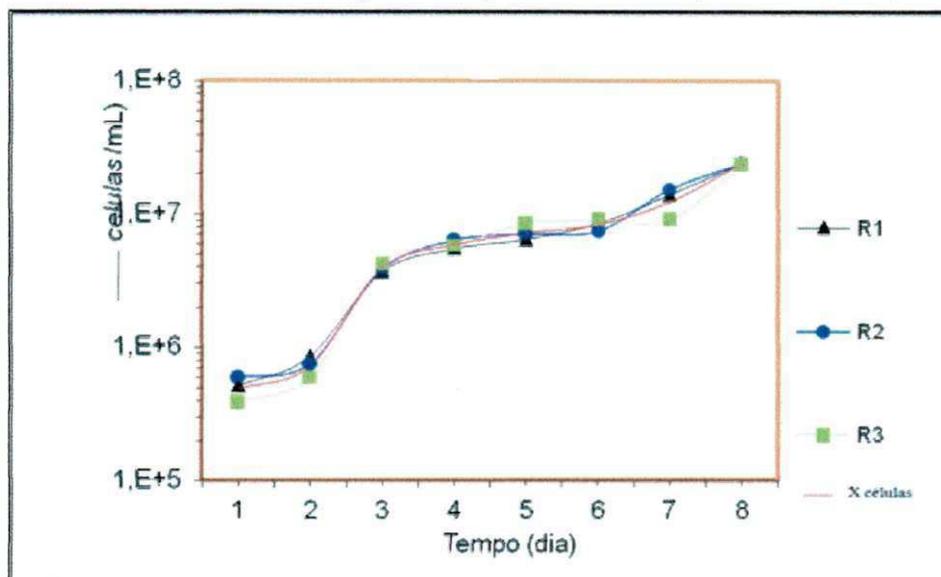
A Figura 19 mostra o crescimento celular da *Chlorella sp.* cultivada no meio BBM, sendo que a representação das curvas se refere a densidade celular diária por um período de 8 dias de cultivo, conforme o procedimento descrito na Seção 4.1.6, na qual a fase de adaptação começou com uma população de  $10^5 \text{ cel. mL}^{-1}$ , a fase estacionária começou-se no quarto dia de cultivo obtendo um número máximo de células de  $4,8 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$ ; esses resultados foram semelhantes as obtidos por FERREIRA (2012).

Figura 19 – Crescimento de *Chlorella sp* em 100 % de BBM.



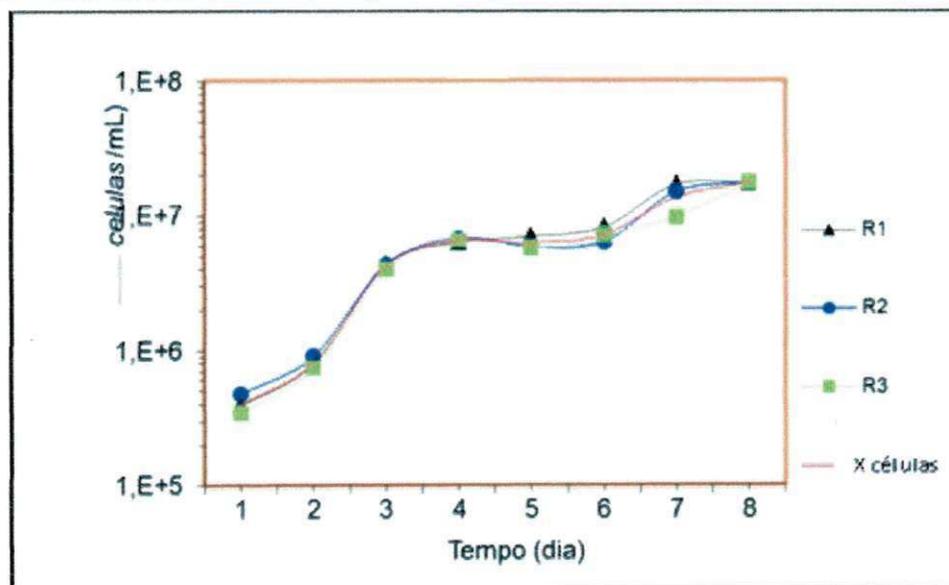
A Figura 20 mostra o comportamento da *Chlorella sp* inoculada em 25% do permeado, do volume do cultivo iniciou-se com um inóculo de  $10^5 \text{ mL}^{-1}$  atingindo o número máximo de densidade celular após 8 dias de cultivo de  $3,3 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$ . Esse experimento foi realizado em erlemeyer de 1000mL. Observa-se que adaptação do cultivo não comprometeu o desenvolvimento das microalgas em estudo com a suplementação de 250mL do permeado obtido da separação de osmose onde as células se adaptaram bem.

Figura 20 – Crescimento da *Chlorella sp* com adição de 250mL do permeado da separação da Oi.



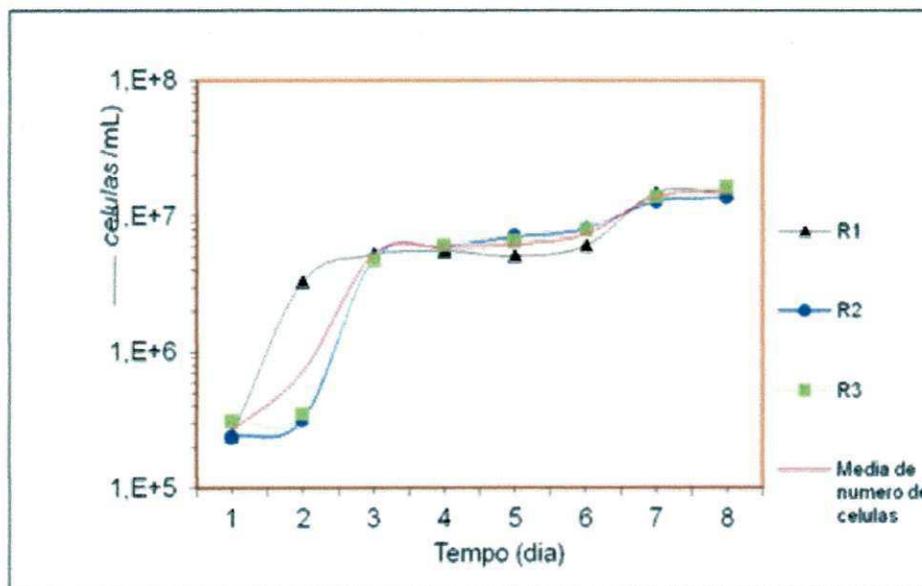
A Figura 21 apresenta o comportamento da *Chlorella sp* com adição de 500mL do permeado mantendo as mesmas condições físicas efetuadas nos experimentos anteriores, apesar de ter iniciado com um número menor de células do que o de 250mL de permeado foi alcançado um número pouco melhor de células de  $2,86 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$  de densidade celular também com 8 dias de cultivo. O que comprova que as células não apresentaram dificuldades para se desenvolverem, mostrando a viabilidade de reuso do permeado.

Figura 21 – Crescimento da *Chlorella sp* com adição de 500mL do permeado da separação da Oi.



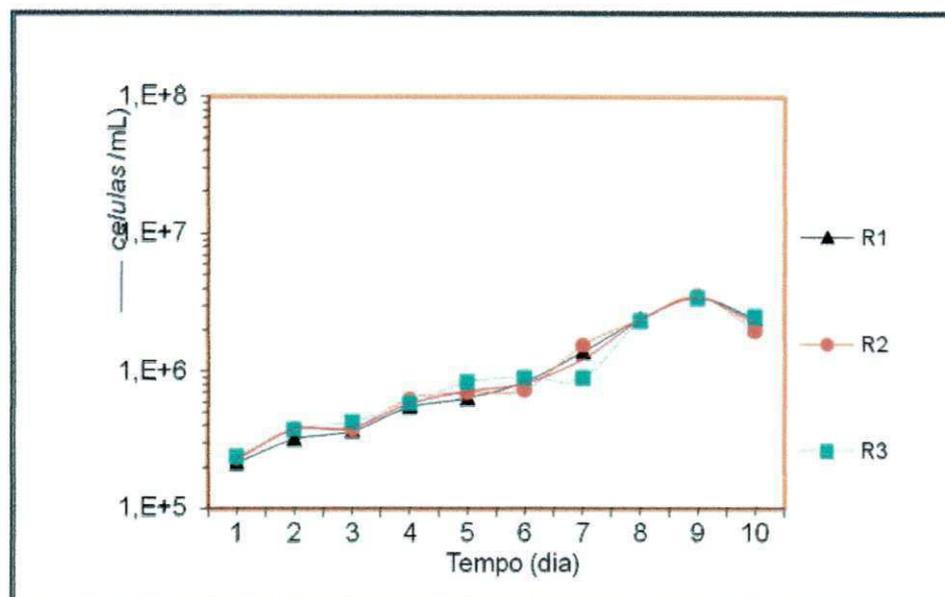
Analisando o comportamento do cultivo da *Chlorella sp* em suplementação de 750mL do permeado da separação via osmose inversa apresentado na Figura 22, nas mesmas condições de aclimatização da microalgas e o mesmo tempo de estudo dos demais, observou-se que o estado estacionário deu-se entre o quarto e o sexto dias de cultivo e que atingiu  $1,70 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$  de células no sétimo dia, ocorrendo um decréscimo de número de células com oito dias este fato pode ser atribuído devido a carência de nutrientes no meio de cultivo devido ao alto teor de permeado.

Figura 22 – Crescimento da *Chlorella sp* com adição de 750 mL do permeado da separação da OI.



A Figura 23 mostra a adaptação em 100% do permeado que foi monitorado por 10 dias com intuito de obter o crescimento máximo celular até atingir  $10^7$ , a dificuldade no crescimento celular já era esperar devido ao comportamento da alteração do meio por alguns nutrientes, pois, pode ocorrer o déficit de nutrientes causando o declínio celular, apesar de que ocorreu ainda um discreto desenvolvimento das microalgas. O número máximo de células foi no nono dia do experimento com uma densidade celular de  $3,40 \cdot 10^6 \text{ cel. mL}^{-1}$ .

Figura 23 – Crescimento da *Chlorella* em 100 % do permeado da separação da OI.



O Quadro1 apresenta os resultados da análise físico-química do permeado da membrana da Osmose Inversa, que foi inoculado para estudar o crescimento celular nos erlemeyers. Observa-se que o permeado apresenta na sua composição substâncias essenciais para o cultivo de microalgas tais como:  $\text{NH}_3$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{Cl}^-$  e Fósforo, mostrando a potencialidade de suplementação no meio de cultivo para as microalgas.

Apesar de ocorrer um aumento na concentração de alguns componentes químicos, provavelmente devido às reações metabólicas ocorridas durante o cultivo, pode ser caracterizado como excesso para cultivo de novas cepas, todavia o crescimento celular tanto de 250mL, 500mL e de 750mL mostrou resultados satisfatórios visando a reutilização do permeado.

Através da composição do permeado percebe-se que devido ao excesso de macronutrientes em especial o nitrogênio, o lançamento desse resíduo líquido de forma inadequada pode acarretar sérios impactos ao solo e/ou aos corpos aquáticos. Outra vantagem no reuso do permeado faz com que ocorra uma redução nos custos com o cultivo das microalgas.

Quadro 1: Resultados da análise físico-química do permeado da Osmose Inversa

Parâmetros	Resultados
Sódio(Na <sup>+</sup> ),mg/L	259,1
Fósforo Total, mg/L	1,7
Cloreto(Cl <sup>-</sup> ), mg/L	21,3
Nitrato(NH <sub>2</sub> <sup>-</sup> ), mg/L	10,32
Nitrito(NH <sub>3</sub> <sup>-</sup> ), mg/L	27,26
Amonia(NH <sub>2</sub> ), mg/L	9,90
Cor, Unidade Hazen (mg Pt-Co/L)	0,02
Ferro Total, mg/L	0,32

A Tabela 4 busca mostrar o desenvolvimento das espécies de *Chlorella* sp no permeado do processo de separação por OI. Observa-se que a maior produtividade celular ocorreu para o percentual de 500mL de permeado ao meio de cultura. Porém essa diferença não foi significativa em relação ao da suplementação 250mL de permeado. Aparentemente a produção depende de vários fatores, como percentual de microorganismos presente no meio, temperatura, nutrientes, pH, luminosidade ambiental, dentre outros.

De acordo com os resultados mostrados na Tabela 4 a quantidade de microalgas colocados em cada alíquota foi a mesma na ordem de  $10^7$  cel.mL<sup>-1</sup>. Observou-se que a produtividade inicial diminuiu em função da quantidade de permeado, ou seja, a concentração de nutriente presente no meio passou a ser um parâmetro importante.

Por outro lado o rendimento da biomassa final aumentou até o da adição de 500mL do permeado, começando a diminuir a partir de 750mL, aparentemente nesse estágio ocorre um atraso em função do consumo de nutrientes e conseqüentemente para os dias estudados o valor do rendimento não foi suficiente para atingir um valor superior ao resultado obtido com o da adição de 500mL do permeado. Já para a suplementação com 100% de permeado não foi possível efetuar a produtividade por já apresentar resultados insatisfatórios em relação aos outros experimentos as *Chlorellas* sp não atingiram a densidade celular máxima, inclusive pode-se perceber durante este cultivo várias células mortas.

No que consta a clorofila-a as células apresentaram valores satisfatórios isso foi devido à presença de nitrato sabendo que quando há um excesso desses constituintes no meio favorece a maior realização de fotossíntese. De acordo com a Tabela 4 observa-se que em função do percentual do permeado a concentração final da clorofila diminui gradativamente. Qualitativamente, observa-se que a composição do meio em termos de nutrientes fez com que a incidência da luz diminuísse em função do percentual do permeado.

Tabela 4: Rendimento da biomassa e de clorofila-a em função do percentual de permeado.

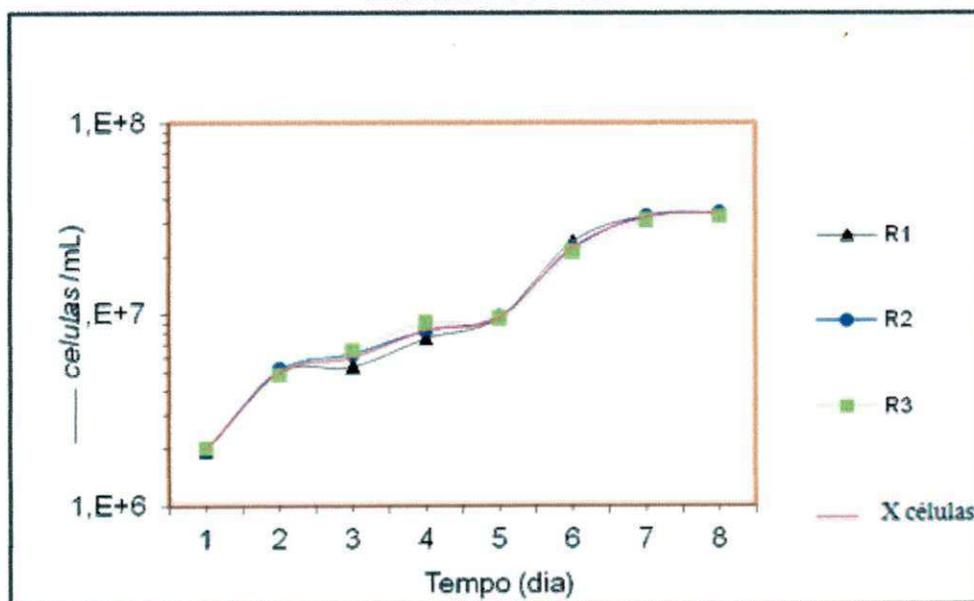
Volume do permeado	Avaliação do desenvolvimento da <i>Chlorella</i> sp. no permeado da OI			
	Rendimento da biomassa ( $\text{g} \cdot \text{d}^{-1}$ )		Clorofila ( $\mu\text{g/L}$ )	
	Inicial do cultivo	Final do cultivo	Inicial do cultivo	Final do cultivo
250mL	0,040	0,860	421,42	12354,90
500mL	0,034	0,940	1295,67	12162,51
750mL	0,020	0,750	1352,67	11273,44
100%	0,013	N/D	276,45	N/D

## 5.2 SEPARAÇÃO DA BIOMASSA POR MEMBRANAS CERÂMICAS

O processo de separação através de membranas cerâmicas foi realizado sob as mesmas condições de cultivo efetuadas ao sistema de membrana de osmose inversa. A Figura 24 mostra que houve um crescimento acelerado de células quando foi adicionado 250mL de permeado, oriundo da separação de membranas cerâmicas quando comparado ao cultivo realizado com OI.

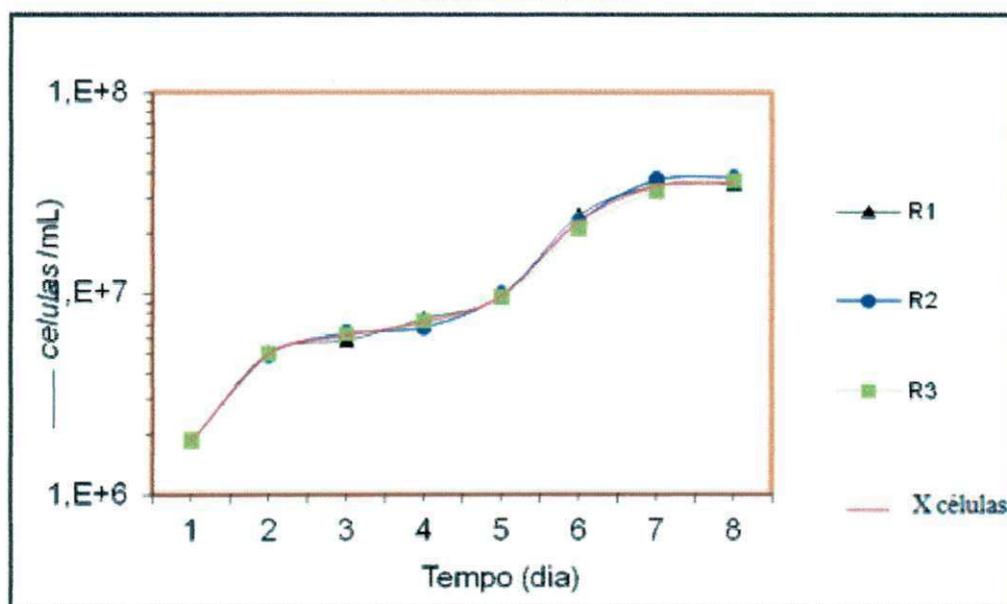
Observou-se que no primeiro dia de cultivo as células apresentaram uma rápida adaptação ao meio atingindo em 24 horas o número de células na de  $2,1 \cdot 10^6 \text{ cel. mL}^{-1}$ , a população de  $10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$  foi observada a partir do quinto dia o número máximo celular foi de  $4,1 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$ . É importante ressaltar que devido à porosidade da membrana de cerâmica (na ordem de  $10^{-6} \text{ m}$ ) ser maior que da membrana de osmose inversa favoreceu o transporte de microalgas através da membrana, sendo maior do que a de osmose inversa a qual possui uma porosidade na ordem de  $10^{-10} \text{ m}$ .

Figura 24 – Crescimento da *Chlorella sp* com adição 250mL do permeado da separação de membrana Cerâmica.



Para a suplementação de 500mL de permeado da membrana cerâmica percebe-se que também houve um crescimento satisfatório  $3,40 \cdot 10^7 \text{ cel. mL}^{-1}$  como mostra a Figura 25, no entanto, a fase de declínio ocorreu mais rapidamente iniciando no oitavo dia de cultivo, muito provavelmente devido ao esgotamento rápido de nutrientes no meio de cultivo, já que a fase estacionária iniciou no sexto dia.

Figura 25– Crescimento da *Chlorella sp* com adição 500mL do permeado por separação de membrana Cerâmica.



Analisando o estudo cinético de desenvolvimento das microalgas apresentado nas Figuras 26 e 27, verifica-se que as células já apresentam dificuldades em desenvolvimento, pois, nesse estudo o meio de cultivo foi suplementado com 750mL e 100% de permeado dificultado assim a população celular alcança o crescimento máximo a partir do sétimo dia de cultivo. Percebendo assim, que se pode reaproveitar o permeado da membrana cerâmica para o crescimento de novas cepas evitando dessa forma que o mesmo seja lançado de forma inadequada no solo, conforme FERREIRA (2012).

Figura 26– Crescimento da *Chlorella sp* com adição 750mL do permeado por separação de membrana Cerâmica.

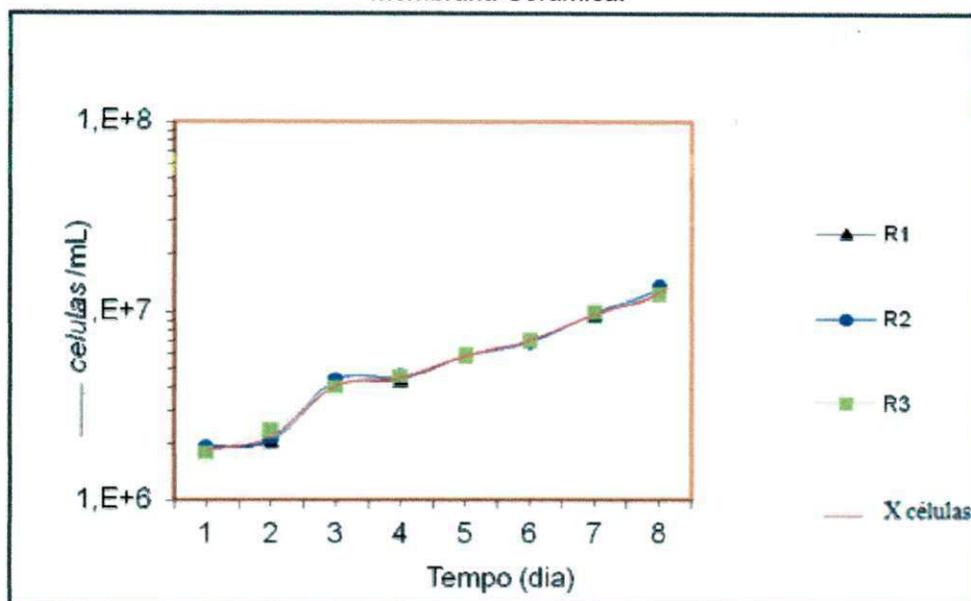
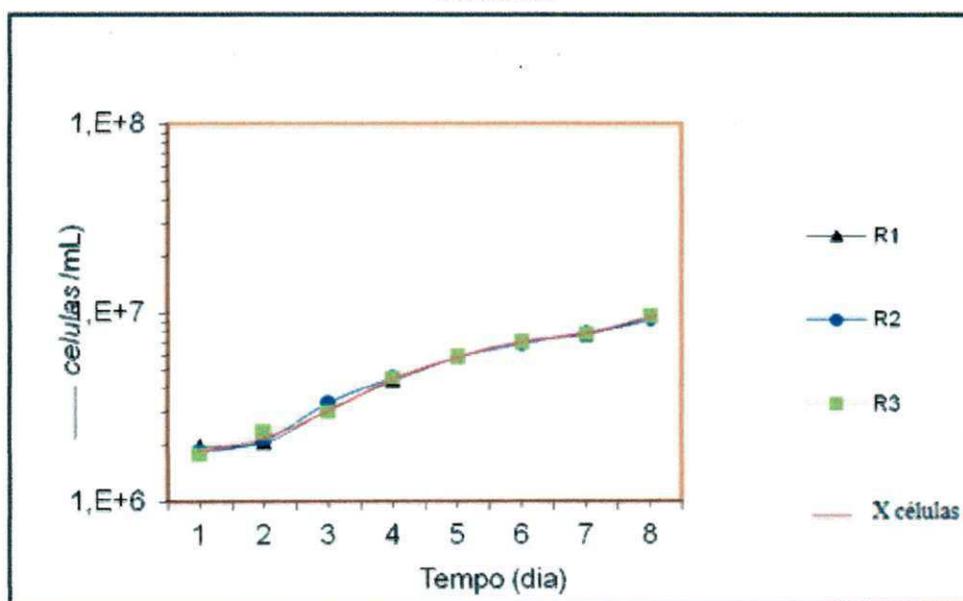


Figura 27 – Crescimento da *Chlorella sp* em 100 % do permeado por separação de membrana Cerâmica.



O Quadro 2 apresenta os resultados da análise físico-química do permeado proveniente da separação por membrana cerâmica que foi inoculado para estudar o crescimento celular nos erlemeyers, verifica-se que na sua composição substâncias essenciais para o cultivo de microalgas tais como  $\text{NH}_3$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{Cl}^-$  e  $\text{PO}_4$ , mostrando a potencialidade de suplementação no meio de cultivo das microalgas apesar de ocorrer um aumento na concentração de alguns componentes químicos provavelmente devido as reações metabólicas ocorridas durante o cultivo.

Segundo PEQUENO (2010), nitrogênio é um componente básico na formação de proteínas, ácidos nucleicos e pigmentos fotossintetizantes, constituinte de diversas substâncias de metabolismo primário e pode ser encontrada em concentrações variáveis no interior das células algáceas na forma de nitrito, nitrato e amônio. E é assimilado tanto na forma amoniacal assim como na forma de nitrogênio gasoso ou molecular, de nitrato, nitrito onde são responsáveis pelas concentrações de proteínas e clorofilas nas células.

De acordo ao mesmo autor, o ferro é considerado como uma das principais elementos limitantes para microalgas, ele é importante na regulação do metabolismo celular (síntese de lipídeos e carboidratos), também conseguem absorver quantidade muito alta de fósforo de 8 a 16 vezes, permitindo assim que a célula possa desenvolver mesmo que não haja disponibilidade de novas fontes de alimentos.

Quadro 2: Resultados da análise físico-química do permeado da membrana Cerâmica.

Parâmetros	Resultados
Sódio( $\text{Na}^+$ ), mg/L	124,5
Fósforo Total, mg/L	84,0
Cloreto( $\text{Cl}^-$ ), mg/L	69,6
Nitrato( $\text{NH}_2^-$ ), mg/L	20,99
Nitrito( $\text{NH}_3^-$ ), mg/L	25,00
Amonia( $\text{NH}_2$ ), mg/L	7,04
Cor, Unidade Hazen (mg Pt-Co/L)	35,0
Ferro Total, mg/L	0,32

A Tabela 5 mostra o desenvolvimento das microalgas *Chlorella sp* no permeado da membrana cerâmica que apresentou melhores resultados do rendimento da biomassa quando faz-se a suplementação com 250mL e 500mL do permeado o que mostra a viabilidade no uso do permeado no cultivo das microalgas.

Em sistemas comerciais de produção de microalgas, de maneira geral, as empresas produtoras de microalgas visam alcançar a máxima produtividade e, isto implica em elevada produção de biomassa (ou de produto de interesse) no menor espaço de tempo possível (TREDICI, 2004). Por obterem um intervalo muito curto da fase lag até atingir a fase log, pode-se afirmar que a velocidade de crescimento e a produtividade estão diretamente relacionadas. (KAYOMBO et al., 2003; TUKAJ et al., 2003).

Observa-se que com o uso de membranas cerâmicas obteve-se melhor rendimento da biomassa, bem como uma maior velocidade de crescimento, já que rapidamente as células alcançavam o número máximo de células. Assim, para o cultivo das microalgas com o permeado das membranas cerâmicas apresenta melhor relação custo benefício, uma vez que as membranas cerâmicas apresentam um menor custo operacional que as membranas de osmose inversa.

A clorofila-a os valores foram muito altos provavelmente porque o permeado havia ainda alguma presença de microalgas antes de serem inoculados, assim, estes resultados podem estar vinculados ao fato das células já estarem adaptadas ao cultivo com excesso de nitrato, nitrito e fósforo.

Tabela 5: Rendimento da biomassa e de clorofila-a em função do percentual de permeado.

Volume do permeado	Avaliação do desenvolvimento da <i>Chlorellas</i> sp. no permeado da membrana Cerâmica			
	Rendimento da biomassa (g.L <sup>-1</sup> d <sup>-1</sup> )		Clorofila (µg/L)	
	Inicial do cultivo	Final do cultivo	Inicial do cultivo	Final do cultivo
250mL	0,044	0,990	1369,10	13994,67
500 mL	0,035	0,996	1017,40	15100,91
750 mL	0,17	0,798	907,21	11296,46
100%	0,2	0.716	916,50	11256,19

Logo, as concentrações dos nutrientes no permeado favoreceram o desenvolvimento celular de forma satisfatória, com esse estudo percebe que as membranas podem ser utilizadas para a separação das microalgas, uma vez que foi possível um alto rendimento e que favoreceu e favorecem a utilização do permeado como suplementação do meio de cultivo reduzindo dessa forma os custos com a preparação do meio de cultura para o desenvolvimento das microalgas.

Analisando o quadro 3 percebe-se que tanto o permeado da membrana cerâmica com o da OI favoreceram de forma satisfatória o desenvolvimento de novas cepas, contudo os melhores resultados foram com o da cerâmica visto que teve uma maior velocidade de crescimento em curto espaço de tempo e quantidade de células foi maior.

Quadro3: Comparação entre as duas separações

Volume de Permeado	Separação da microalga			
	Osmose Inversa		Membrana cerâmica	
	Numero Maximo de células	Tempo de Cultivos	Numero Maximo de células	Tempo de Cultivos
<b>250 mL do permeado</b>	$3,3 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	7 dias	$4,1 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	7 dias
<b>500 mL do permeado</b>	$2,86 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	8 dias	$3,4 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	7 dias
<b>750 mL do permeado</b>	$1,70 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	8 dias	$2,9 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	7 dias
<b>100 % do permeado</b>	$3,40 \cdot 10^6 \text{ cel.mL}^{-1}$	9 dias	$2,0 \cdot 10^7 \text{ cel.mL}^{-1}$	8 dias

## 6 COMPARAÇÃO QUALITATIVA DA PRODUÇÃO VERSUS CONSUMO DE ENERGIA PARA AS MEMBRANAS DE OI E CERÂMICAS.

Para que o processo seja viável economicamente e ambientalmente correto, houve-se a necessidade de fazer a comparação qualitativa da produção versus consumo de energia para as membranas citadas, devido as diferentes tecnologias no estudo de separação por membranas, porque muitas vezes pode-se encontrar tecnologia ambientalmente correta mais não viável economicamente, pois é necessário que esses dois requisitos andem em paralelo, uma vez que levaria à substituição das tecnologias convencionais.

Na separação por OI obteve uma vazão de 189,4L/h e um fluxo de  $0,026\text{m}^3/\text{m}^2.\text{h}$  considerando que o sistema operou com 100% de eficiência a potencia foi de 0,75Kw substituído na equação 1 encontrou um consumo de energia prática foi de  $3,96\text{Kw.h}/\text{m}^3$ . Enquanto para a separação por membranas cerâmicas a vazão foi de 0,72L/h, com um fluxo de  $0,07\text{m}^3/\text{m}^2.\text{h}$ , considerando também a operacao do sistema de 100% com uma potencia de 0,37Kw substituindo na mesma equação obteve uma energia prática de  $0,510\text{Kw.h}/\text{m}^3$ .

Essa diferença se dá em função da porosidade do meio oferecido pela membrana cerâmica na ordem de  $10^{-6}$  (LABDES/LABCEM), quando comparado com a de osmose inversa de  $10^{-10}$ .

Pode-se concluir que a separação por membranas cerâmicas apresentaram uma melhor relação custo benefício, visto que, obteve um menor custo energético durante a separação das microalgas em estudo, bem como uma maior produtividade.

## 7 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

- Avaliar o potencial de outras espécies nos mesmos percentuais de permeado estudadas;
- Testar em campo para analisar o comportamento biológico da espécie em condições ambientais sem o controle artificial;
- Avaliar a possibilidade do uso da luz solar durante o dia e outras fontes de luz à noite para o cultivo com vistas à economia energética;
- Durabilidade da membrana em contato da concentração das microalgas;
- Estudar quantas vezes pode ser reutilizado o mesmo permeado.

## 8 CONCLUSÕES

- O crescimento de *Chlorellas* sp com adição do permeado da Osmose Inversa é viável, pois o crescimento com a suplementação do permeado proporcionou um excelente crescimento alcançando o número máximo de células para adição de 25% e de 50 % ;
- O crescimento de *Chlorellas* sp com adição do permeado da separação da membrana Cerâmica é viável uma vez que foi obtido bons resultados e o crescimento máximo celular deu-se no quinto dia de permeado e 25% e 50%;
- A clorofila-a e o rendimento da biomassa foram encontradas valores superiores aos obtidos com cultivo apenas em BBM, esses resultados pode ter sido devido o acréscimo de nutrientes no meio ;
- Com o reuso do permeado haverá uma diminuição de custo, bem significativo na separação de microalgas favorecendo assim uma biomassa com as características químicas e físicas que poderá aproveitar todo o potencial químico da célula em termos de proteínas, pigmentos, ácidos graxos saturados e insaturados entre outros componentes;
- Em relação a diminuição do impacto ambiental do solo e dos lençóis freáticos com o permeado não haverá poluição se esse for reutilizado, sabendo que é possível no cultivo das microalgas;
- Apesar das duas separações obteve bons resultados a separação por cerâmica mostra como uma alternativa bastante promissora considerada através dos resultados obtidos, uma vez que houve uma maior redução nos custos energéticos e uma maior produtividade celular, tornando assim uma tecnologia econômica e ambientalmente correta no cultivo e separação de microalgas *Chlorellas* sp

## 9 PRINCIPAIS REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADE, M.R. **Cultivos autotróficos e mixotróficos de *Spirulina platensis* em diferentes escalas e condições ambientais no extremo sul do Brasil.** Dissertação apresentada para a obtenção do título de mestre em Engenharia e Ciência de Alimentos na sub-área de Bioprocessos em alimentos. Rio Grande do Sul, 2005.

AZEREDO, V.B.S. **Produção de biodiesel a partir do cultivo de microalgas: estimativa de custos e perspectivas para o Brasil.** Dissertação apresentada para obtenção do título de mestre ao Programa de Pós-Graduação em Planejamento Energético, COPPE, da Universidade Federal do Rio de Janeiro, 2012.

BARBOSA, C.F. **Hidrogeoquímica e a contaminação por nitrato em água subterrânea no bairro Piranema, Seropédica-RJ.** Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual de Campinas, 2005.

BENEMANN, J.R. (1996). **Systems and economic analysis of microalgae ponds for conversion of CO<sub>2</sub> to biomass.** 4th Quarterly technical progress report. Conference: US/Japan meeting on coal energy research, Albuquerque, NM (United States), 26-30 Sep 1996; Other Information: PBD: 28 Dec 1994; Medium: ED; Size: 9p.

BENFER, S.; POPP, U.; RICHTER, H.; SIEWERT, C.; TOMANDL, G.; **Development and Characterization of Nanofiltration Membranes, Separation e Purification Technology**, v. 22, p. 231-237, Germany, 2001.

BORGUETTI, I.V.; **Avaliação do crescimento de Microalga *Chlorella Minutissima* em meio de cultura com diferentes concentrações de Manipueira.** 2009. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal do Paraná de Curitiba, 2009;

BOROWITZKA, M.A. **Pharmaceutical and agrochemicals from microalgas. Chemicals from algae.** Washington DC: Cohen, Z., 1999. p 313-352.

CETESB. **Regulamentação da Lei Federal Alemã de proteção do solo e de AC (RLFPS) 6510.** Projeto CETESB, 2001.

CHEN, C.-Y. **Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: a critical review.** Bioresource technology, v. 102, n. 1, p. 71-81, doi:10.1016/j.biortech.2010.06.159, 2011.

CHEN, F. **High cell density culture of microalgae in heterothrophic growth.** Trends in Biotechnology, v.14, p.421-426, 1997.

CHISTI, Y. **Biodiesel from microalgae.** Biotechnology Advances, v.25(3), 294-306, 2007.

CHISTI, Y. **Biodiesel from microalgae beats Bioethanol.** Trends in Biotechnology, v.26 (3), p.126-131, 2008.

CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE – CONAMA N°430 de 17 de março de 2005. **Dispõe sobre as condições e padrões de lançamento de efluentes complementam e alteram a Resolução no 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA.** Publicado no Diário Oficial da União. 13 de maio de 2011;

CORREA, R.S. et al. **Risk of nitrate leaching from two soils amended with biosolids.** *Water Resources*, v.33, n.4, p.453-462, 2006.

COSTA J.A., RADMANN E.M., CERQUEIRA V.S., SANTOS G.C., CALHEIROS M.N. **Perfil de Ácidos Graxos das Microalgas *Chlorella vulgaris* e *Chlorella minutissima* Cultivadas em Diferentes Condições.** *Alim. Nutr.*, Araraquara. V.17, n.4, p.429-436, 2006;

COZZA, K.L. ***Spirulina plantensis* em meios naturais esintéticos: fatores nutricionais e custos experimentais.** 1999. 204p. Dissertação- Fundação Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande, 1999.

DANQUAH, M.K.; B.Glandman; et al (2009). **"Microalgal growth characteristics and subsequent influence on dewatering efficiency."** *Chemical Engineering Journal* 151(1-3): 73-78.

DERNER, R.B. **Efeito de fontes de carbono no crescimento e na composição bioquímica das microalgas *Chaetoceros muelleri* e *Thalassiosira fluviatilis*, com ênfase no teor de ácidos graxos poliinsaturados.** 158 f. Dissertação (Doutorado em Ciência dos Alimentos) - Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2006.

ERIKSEN, N. (2008). **"The technology of microalgal culturing."** *Biotechnology Letters* 30(9): 1525-1536.

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

FUNDAÇÃO UNIVERSITÁRIA IBEROAMERICANA. **Contaminação do solo.** Manaus: Editora da FUNIBER, 2005.

GUIMARÃES, L.P.C.; **Projeto e construção de um fotobiorreator para crescimento acelerado de microalgas.** Dissertação (Mestrado em Engenharia Química – Universidade do Ninho,2012.

GRAHAM L. E., Wilcox L. W. (2000) **Algae; Prentice Hall, USA**

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.

HABERT, A.C., BORGES, C.P. e NÓBREGA, R., **Processos de separação com membranas. Escola Piloto de Engenharia Química, COPPE/UFRJ – Programa de Engenharia Química, 1997.**

HABERT, A.C.; BORGES, C.P.; NOBREGA, R. **Processos de Separação com Membranas.** Editora E-papers. 1ª Ed. Rio de Janeiro, 2006.

HABERT, A.C., BORGES, C.P., NÓBREGA, R., **Processos de Separação por Membranas.** e-Papers, 2006.

KAYOMBO, S.; MBWETTE, T.S.A.; KATIMA, J.H.Y.; JORGENSEN, S.E. **Effect of substrate concentration on the growth of heterotrophic bacteria and algae in secondary facultative ponds.** Water Research, v.37, p. 2937–2943,2003.

KNUCKEY, R.M., M.R. Brown. (2006). " **Production of microalgal concentrates by flocculation and their assessment as aquaculture feeds.**" Aquacultural Engineering.

LOG, D.Nghien, Andrea L. Schafer. Critical risk points of nanofiltration and reverse osmosis processes in water recycling applications. Desalination, 187, pp.303-312,2006.

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

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

MALGATA, X.F.; GUEDES, A.C.; AMARO, H.M. **Advances and perspectives in using microalgae to produce biodiesel,** Applied Energy, v.88, p. 3402-3410, 2011.

MARTIN LO, Y. et al. **Recovery protein from poultry processing wastewater using membrane ultrafiltration.** Bioresource Technology, Essex, v. 96, p. 687-698, 2005.

MOLINA-GRIMA, E.; Belarbi, E.H.; Ación-Fernandéz, F.G.; Robles Medina, A.; Chisti, Y.; (2003); **Recovery of microalgae biomass and metabolites: process options and economics;** Biotechnology Advances 20, 491-515;

MORCELLI, A. **Estudo da eficiência de diferentes agentes coagulantes na sedimentação de microalgas cultivadas em fotobioreatores.** 2011. 44p. Monografia (Graduação em Engenharia Química) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011. Disponível em: <<http://www.lume.ufrgs.br/bitstream/handle/10183/36898/000793008.pdf?sequence=1>>. Acesso em: 28 Nov. 2012.

MORENO-GARRIDO, I. **Microalgae immobilization: Current techniques and uses.** Bioresource Technology, v. 99, p.3949–3964,2008.

OLIVEIRA, C.M.A.; SANTOS, L.A. e BOSCHI, A.O., **Preparo e Caracterização de Filme Fino Poroso de Al<sub>2</sub>O<sub>3</sub> Via Sal de Alumínio pelo Processo Sol-Gel, Anais**

do Congresso Brasileiro de Ciência e Engenharia de Materiais (CBECIMAT), p. 79, dezembro 1996.

OLIVEIRA, A.R., **Desempenho de um Sistema Via Osmose Inverso, em Escala piloto, Alimentado por Painéis Fotovoltaicos.** Dissertação (Mestrado em engenharia química) UFCG, Campina Grande- PB , 2002.

PEQUENO, M.A.G.; **Avaliação do potencial produtivo de óleos obtidos a partir de microalgas por cromatografia gasosa,** Dissertação (mestrado em Química),p. 13 UFPB, João Pessoa, PB , 2010.

PHILLIPS, I.; BURTON, E. **Nutrient leaching in undisturbed cores of an acidic sandy Podosol following simultaneous potassium chloride and di-ammonium phosphate application.** Nutrient Cycling in Agroecosystems, v.73, p.1-14, 2005.

QUEIROZ, F.R.M., **Avaliação e comparação do desempenho de um sistema de membranas de micro/nano filtração com o sistema de osmose inversa para diferentes níveis de concentração de sais de águas salobras da comunidade de Uruçu em São João do Cariri – PB,** Dissertação (mestrado em Química), UFCG, Campina Grande, PB , 2012.

RADMANN E, SANTOS, G.C., CALHEIROS M.N., CERQUEIRA U.S. **Produção e extração de ácidos graxos a partir de microalgas.** Projeto apresentado como parte dos requisitos para a obtenção do título de Engenheiro de Alimentos. Fundação Universidade Federal do Rio Grande, 2004.

RAVEN, P.R.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S.E. *Biologia vegetal.* 5. Ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996.

RICHMOND, A. *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology.* Oxford: Black well Science, 2004. 56 p.

RUBIO, F.C.; CAMACHO, F.G.; SEVILLA, J.M.F.; CHISTI, Y.; GRIMA, E.M. **A chanistic model of photosynthesis in microalgae.** *Biotechnology and Bioengineering*, v.81, p. 459-473. 2003.

SCHNEIDER, R.P.; TSUTIYA, M.T. **Membranas Filtrantes para o Tratamento de Água, Esgoto e Água de Reúso,** Cap. 2, 2001.

SOARES, Diniara. **Avaliação do crescimento celular e da produtividade de lipídeos de microalgas marinhas em diferentes regimes de cultivo.** 2010. 107 f. Tese (Curso de Pós-Graduação em Ciências: Bioquímica – Mestrado e Doutorado) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

SOUSA, S.E.H., **Normalização de sistemas de dessalinização via osmose invesa.** Dissertação (Mestrado em Engenharia Química), UFCG, Campina Grande – PB, 2001.

SPOLAORE P., Joannis-Cassan C., Duran E., Isambert A. (2006) Commercial Applications of Microalgae; *Journal of bioscience and bioengineering*; 101(2): 87-96;

SILVEIRA, M.C., **Avaliação de sistema híbrido para dessalinização de águas salinas pelo processo de osmose inversa**. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química), UFCG, Campina grande – PB, 1999.

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

REDICI, M.R. Mass production of microalgae: photobioreactors. In: RICHMOND, A.(Ed). **Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology**. Oxford: Blackwell Science, p.178-214. 2004.

Tsiourtis, N.X., "**Desalination and the environment**", Desalination, 141, pp. 223-236, 2001.

TUKAJ, Z.; MATUSIAK-MIKULIN, K.; LEWANDOWSKA, J.; SZURKOWSKI, J. **Changes in the pigment patterns and the photosynthetic activity during a light-induced cell cycle of the green algae *Scenedesmus armatus***. Plant Physiology and Biochemistry, v.41, p.337–344, 2003.

UDUM, N., Y. Qi, et al.(2010). **Marine microalgae flocculation and focusd beam reflectance measurement**. Chemical Engineering Journal 162: 935-940.

VILAR, M.A. **Obtenção de TiO<sub>2</sub> pelo método pechini visando o desenvolvimento de membranas cerâmicas para tratamento de água**. Campina Grande: UFCG, 2004. 82p. Dissertação de Mestrado.

XIAO-LIN Wang, Wei Juan Shang, et al, **Characterization and applications of nanofiltration membranes**: State of the art. Desalination, 236pp.316-326,2009.