



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE PESCA**

LORENA SOARES MONTEIRO

**ABSORÇÃO DE NUTRIENTES PELA MACROALGA *GRACILARIA
BIRDIAE* (PLASTINO & OLIVEIRA, 2002) SOB DIFERENTES
CONDIÇÕES FÍSICO-QUÍMICAS**

**FORTALEZA – CEARÁ – BRASIL
JANEIRO/2011**

LORENA SOARES MONTEIRO

ABSORÇÃO DE NUTRIENTES PELA MACROALGA *GRACILARIA BIRDIAE*
(PLASTINO & OLIVEIRA, 2002) SOB DIFERENTES CONDIÇÕES FÍSICO-
QUÍMICAS.

Dissertação de mestrado submetida à coordenação do
programa de Pós-graduação em Engenharia de Pesca
do Centro de Ciências Agrárias da Universidade
Federal do Ceará, como parte das exigências para a
obtenção do título de Mestre em Engenharia de Pesca.

Orientador: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias

FORTALEZA - CEARÁ - BRASIL

JANEIRO/2011

LORENA SOARES MONTEIRO

Dissertação submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Mestre em Engenharia de Pesca, outorgado pela Universidade Federal do Ceará e encontra-se à disposição dos interessados na Biblioteca de Ciências e Tecnologia da referida Universidade.

A transcrição de qualquer trecho desta tese é permitida, desde que realizada de acordo com as normas da ética científica.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM _____ / _____ / _____

COMISSÃO EXAMINADORA:

Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias
Orientador/Presidente – UFC

Profa. Dr^a Jeanete Koch
Conselheira – CVTEC SGA-CE

Prof. Dr. Marcelo Vinícios do Carmo e Sá
Conselheiro - UFC

À minha mãe e irmãos pelo apoio incondicional.

Ao meu pai por sempre ser a minha referência.

Ao meu noivo David que esteve comigo em todos os momentos me dando forças e me apoiando na realização deste trabalho.

AGRADECIMENTOS

Inicialmente a Deus por ainda me permitir respirar durante todo o processo de elaboração deste trabalho.

À minha família, em especial minha mãe Jane e meu pai César, exemplos de força e determinação, por todo apoio e ensinamentos que me formaram. Meus irmãos, Larissa e Talles, sempre tão importantes, embora algumas vezes polêmicos.

Ao Prof. Wladimir, por toda sua disposição em me orientar na conclusão de mais este trabalho, por momentos onde dispôs toda sua intelectualidade e paciência, ao Prof. Marcelo Sá, pelas boas idéias e estímulos e Profa. Jeanete Koch que ultrapassou as barreiras da amizade. .

Dedico, também, especial agradecimento ao meu noivo David, que mesmo tão ocupado esteve sempre ao meu lado, me apoiando e estimulando minha caminhada acadêmica. Obrigada.

Agradeço a minha futura colega de profissão Jéssica, que foi meu braço direito na reta final deste trabalho, ao amigo mais novo velho amigo de infância Emanuel por me acudir com a estatística, sempre tão atencioso, prestativo e paciente, parabéns professor! E ao amigo José Júnior, que em muitas discussões me proporcionou a realização de grandes trabalhos e mais esta dissertação, pela paciência, ajuda e pedidos de calma.

Aos meus amigos, que perto ou longe, dentro ou fora d'água, contribuíram para me fazerem o que sou hoje, o meu muito obrigada. E ainda aqueles que fiz ao longo de minha carreira acadêmica que de uma maneira ou outra contribuíram para me levar até onde cheguei e transpor obstáculos futuros.

Obrigada aos companheiros das Fazendas Cacimbas e Aquadelta por abrir as portei­ras de suas propriedades e viabilizar a execução deste trabalho.

A CAPES pelo apoio financeiro com a manutenção da bolsa de auxílio.

Enfim, se o Léo me permite o plágio, a todos aqueles que me cederam parte do seu tempo, em uma conversa rápida de corredor ou uma ligação telefônica, até mesmo meias palavras trocadas via MSN e que pela otimização do meu lobo temporal medial e do meu diencéfalo não fazem parte da minha memória de longo prazo. A todos o meu muito obrigada.

“Criar é seguir o faro, é acreditar em si profundamente, é dar um mergulho no desconhecido e voltar à superfície com a pérola nas mãos”.

(Miguel Ângelo)

RESUMO

Dentre os recursos oriundos do mar, as macroalgas destacam-se como as de maior aproveitamento industrial. A sua abundância e diversidade as tornam fontes de matéria-prima para uma infinidade de produtos de uso humano e animal, além dos benefícios ambientais resultantes da atividade algal na forma de O₂ atmosférico, remoção de nutrientes da água, modulação climática, combustíveis fosseis e também na colheita de organismos que se alimentam das algas. A carcinicultura depende diretamente da boa qualidade da água para obter resultados satisfatórios de produção, portanto manter a qualidade do efluente da carcinicultura significa perpetuar a atividade. As macroalgas utilizam os nutrientes absorvidos para seu crescimento, enquanto contribuem com o melhoramento da qualidade ambiental dos ecossistemas aquáticos. Espécies do gênero *Gracilaria* destacam-se pela capacidade de absorver rapidamente grandes quantidades de nutrientes dissolvidos orgânicos e inorgânicos. Neste trabalho objetivou-se avaliar a remoção de nutrientes da água de efluente de carcinicultura por macroalgas marinhas *G. birdiae*, a fim de fornecer informações para um possível cultivo integrado entre as espécies *Litopenaeus vannamei* e *Gracilaria birdiae*. Para isso, foram utilizados 25 recipientes onde foram distribuídos, aleatoriamente, 5 tratamentos com 5 repetições, contendo 5, 10, 15 e 20 g de algas em 3 L de água de efluente de carcinicultura e ainda um controle sem algas. Este procedimento foi realizado com iluminação constante e ainda com fotoperíodo de 12h de claro e escuro, sendo também verificado a resistência dos animais a situação de déficit de oxigênio e o aporte de nutrientes para a água de cultivo dos animais. Cada experimento durou duas semanas e os resultados mostraram que a alga *G. birdiae* tem capacidade de retirar da água do efluente da carcinicultura em um curto período de tempo e em quantidades satisfatórias amônia e fósforo e ainda manter, sob iluminação, concentrações suficientes de oxigênio na água.

ABSTRACT

Among marine resources, seaweeds have emerged as the one which have the largest industrial use. Their abundance and diversity make them a great source of raw material for countless products for human and animal use. More over seaweeds have a widely environmental importance, regarding to the atmospheric O₂, water nutrients removing, fossil fuels, and also on the harvest of animals that eat marine algae. Shrimp culture is directly dependent on a good water quality for satisfactory production, therefore maintain the quality of shrimp farms effluent means to perpetuate the activity. Seaweeds absorb nutrients from the water and use them for their growth, while contribute to the environmental improvement of aquatic ecosystems. Gracilaria species stand out for the ability to quickly absorb large amounts of dissolved nutrients, not only organic, but also inorganic nutrients. This study aimed to evaluate the nutrients removal from the effluent water from a shrimp farm by the seaweed *G. birdiae*, in order to provide information for a possible integrated shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and seaweed (*G. birdiae*) culture. For this, we used 25 containers, randomly distributed, with five treatments and five replications of 5, 10, 15 and 20 g of seaweed in 3 L of the effluent water from shrimp farm plus a control without seaweed. These procedures were performed with constant illumination and with a 12h light and dark photoperiod. The animals resistance of to periods of low oxygen, and the nutrients input generated by cultured animals have been checked. Each experiment lasted two weeks and the results showed that the alga *G. birdiae* has the capacity to withdraw from the shrimp farm effluent a satisfactory amount of ammonia and phosphorus in a short period of time, and still maintain, under illumination, sufficient concentrations of oxygen in the water.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Macroscopia e microscopia da macroalga marinha vermelha <i>Gracilaria birdiae</i> . Aumento de 10x. Fonte: Arquivo pessoal.	20
Figura 2: Fosforilação cíclica.....	22
Figura 3: Reações de escuro.....	23
Figura 4: Banco de algas na Praia de Flecheiras, Trairí-Ceará.....	34
Figura 5: Desenho esquemático do experimento para a determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões.	38
Figura 6: Disposição dos recipientes utilizados para avaliar a capacidade de absorção de nutrientes pela macroalga <i>G. birdiae</i>	40
Figura 7: Concentração de amônia na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	43
Figura 8: Concentração de nitritos na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	44
Figura 9: Concentração de nitratos na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	45
Figura 10: Concentração de fosfatos na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	46
Figura 11: Variação do pH na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	47
Figura 12: Variação da temperatura na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	48
Figura 13: Concentração de oxigênio dissolvido na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	48
Figura 14: Depleção de oxigênio dissolvido por unidade de tempo na água de cultivo de camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	50
Figura 15: Consumo acumulado de oxigênio por camarões <i>Litopenaeus vannamei</i>	51
Figura 16: Concentração de amônia na água sob iluminação constante.....	52
Figura 17: Concentração de nitrito na água sob iluminação constante.....	53
Figura 18: Concentração de nitrato na água sob iluminação constante.....	53
Figura 19: Concentração de fosfato na água sob iluminação constante.	55
Figura 20: Concentração de oxigênio na água sob iluminação constante.	56
Figura 21: Concentração de amônia na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.	57
Figura 22: Concentrações de nitritos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.	58
Figura 23: Concentrações de nitratos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.	59
Figura 24: Concentrações de fosfatos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.	60
Figura 25: Concentrações de oxigênio na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.	61
Figura 26: Detalhe dos ápices das algas despigmentados após 10 dias de experimento.....	61
Figura 27: Concentração de amônia na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.....	63
Figura 28: Concentração de nitritos na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.....	64

Figura 29: Concentração de nitratos na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.....	65
Figura 30: Concentração de fosfatos na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.	65
Figura 31: Concentração de oxigênio na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.	66
Figura 32: Valores de pH na água em tratamentos contendo algas <i>G. birdiae</i> em diferentes salinidades.....	67
Figura 33: Detalhe da coloração e enrugamento das algas dos tratamentos 10 e 20%.	67
Figura 34: Comportamento dos parâmetros físico-químicos da água de cultivo de algas <i>G. birdiae</i> sob estresse hídrico.	69

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Valores médios de incremento de nutrientes ao cultivo de camarão.	80
Tabela 2: Concentrações de oxigênio dissolvido por unidade de tempo	80
Tabela 3: Valores médios de remoção de nutrientes em algas sob iluminação constante.....	81
Tabela 4: Valores médios de remoção de nutrientes em algas sob iluminação com foto período de 12 horas de claro e 12 horas de escuro	82
Tabela 5: Valores médios de remoção de nutrientes em algas em diferentes salinidades.....	83
Tabela 6: Valores médios de remoção de nutrientes em algas após estresse hídrico.....	84

SUMÁRIO

RESUMO	8
ABSTRACT	9
LISTA DE FIGURAS	10
LISTA DE TABELAS	12
1 INTRODUÇÃO	15
2 OBJETIVOS	18
2.1. Objetivo Geral	18
2.2. Objetivos específicos	18
3 REVISÃO DE LITERATURA	19
3.1. A macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> Plastino & Oliveira, 2002	19
3.2. Fotossíntese e respiração algal	20
3.3. Cultivo de algas de uso industrial	25
3.4. O conceito de produção sustentável	27
3.5. Efeitos poluidores da carcinicultura	27
3.6. Macroalgas e a biorremediação de efluentes de produção	30
4 MATERIAL E MÉTODOS	33
4.1. Aquisição do camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i>	33
4.2. Aquisição da macroalga marinha <i>Gracilaria birdiae</i>	33
4.3. Água utilizada	34
4.4. Procedimentos analíticos	35
4.4.1. Oxigênio dissolvido e temperatura	36
4.4.2. pH	36
4.4.3. Salinidade	36
4.4.4. Amônia (NH ₃)	36
4.4.5. Nitritos (NO ₂ ⁻)	37
4.4.6. Nitratos (NO ₃ ⁻)	37
4.4.7. Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	37
4.5. Determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões	38
4.6. Consumo de oxigênio por camarões <i>L. vannamei</i>	39
4.7. Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> sob estresse luminoso	39

4.8.	Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> em diferentes salinidades	39
4.9.	Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> após estresse hídrico	40
4.10.	Análises estatísticas	41
5	RESULTADOS E DISCUSSÕES	42
5.1.	Determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões	42
5.1.1.	Parâmetros físico-químicos	46
5.2.	Depleção de oxigênio na água de cultivo de camarões	49
5.3.	Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> sob estresse luminoso	52
5.4.	Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> em diferentes salinidades	62
5.5.	Absorção de nutrientes pela macroalga <i>Gracilaria birdiae</i> após estresse hídrico	68
6	CONCLUSÕES	71
7	REFERÊNCIAS	73
8	ANEXOS	80

1 INTRODUÇÃO

Dentre os recursos oriundos do mar, as macroalgas destacam-se como as de maior aproveitamento industrial. A sua abundância e diversidade as tornam fontes de matéria-prima para uma infinidade de produtos de uso humano e animal, além dos benefícios ambientais resultantes da atividade algal na forma de O₂ atmosférico, remoção de nutrientes, modulação climática, combustíveis fósseis e também na colheita de organismos que se alimentam das mesmas. Destaca-se ainda a sua utilização na indústria de cosméticos, produtos farmacêuticos e alimentícios, sobretudo, como fonte produtora dos ficocolóides ágar-ágar, carragenana e alginato (SILVA, 2005). As algas vermelhas, ou rodófitas (Rhodophyta), produzem compostos com propriedades gelificantes, sendo o mais importante deles o ágar que é o principal ficocolóide das algas vermelhas do gênero *Gracilaria* (YOSHIMURA, 2006).

Segundo Perfeto *et al.* (2004), fatores abióticos também interferem na fisiologia das algas e a época do ano pode definir o comportamento metabólico de cada espécie. Segundo Marinho-Soriano (2001), o ágar extraído, de algas do gênero *Gracilaria* mostrou-se quimicamente diferente entre as estações do ano provando que os efeitos climáticos alteram o metabolismo das espécies, além de sua capacidade fotossintética.

O camarão *Litopenaeus vannamei* é normalmente encontrado desde a porção leste do Oceano Pacífico, próximo de Sonora, no México, até Thumbes, no norte do Peru (BARBIERE; OSTRENSKI, 2002). O camarão branco do Pacífico, como também é conhecido, é uma das mais importantes espécies cultivadas nas Américas (OSTRENSKI *et al.*, 2000). No Brasil, ele foi introduzido no início da década de 90, demonstrando, em pouco tempo, um elevado grau de rusticidade e apresentando níveis de produtividade e competitividade superiores aos das demais espécies até então cultivadas (BARBIERE; OSTRENSKI, 2002).

A carcinicultura depende diretamente da boa qualidade da água para seu desenvolvimento sustentável, por isso a contaminação dos corpos hídricos pelos

efluentes das fazendas pode provocar o “suicídio” desta atividade (OSTRENSKY *et al.*, 2000).

Segundo Monteiro (2008), as macroalgas do gênero *Gracilaria* possuem grande atividade fotossintética o que gera altas concentrações de oxigênio dissolvido na água. Outro fator positivo é a capacidade de absorção de nutrientes o que torna as espécies deste gênero potenciais candidatas para serem utilizadas em cultivos integrados com o camarão marinho *L. vannamei* e funcionar como mais uma ferramenta para minimizar impactos ambientais da carcinicultura (MARINHO-SORIANO *et al.*, 2009).

Com o grande crescimento das fazendas destinadas às atividades aquícolas no Brasil, surge a preocupação de buscar uma tecnologia simples, barata e limpa para tornar a atividade sustentável. A maioria das fazendas opera com sistema de renovação de água, admitindo-se uma taxa de renovação de até 20% ao dia, desconsiderando outras alternativas que possam minimizar os problemas com a má qualidade de água (CARVALHO, 2002). Problemas de depleção de oxigênio, resultantes de temperaturas elevadas, flutuações da salinidade, atividade respiratória e, principalmente, pelo acúmulo de matéria orgânica são comuns na aquíicultura intensiva.

As macroalgas marinhas constituem um recurso natural de grande relevância, por servirem de alimento e matéria prima para diversas indústrias. O aumento da demanda de consumo e a limitação dos bancos naturais têm sido um estímulo ao seu cultivo em países tropicais, podendo tornar-se uma alternativa sustentável às comunidades pesqueiras gerando-lhes ocupação e renda. Segundo KUBITZA (2003), a fotossíntese supre cerca de 50 a 95% de todo o O₂ disponível em viveiros com baixa renovação de água. Embora parte do oxigênio necessário para manter as camadas superiores aeróbias seja fornecida pela aeração atmosférica através da superfície, a maior parte é oriunda da atividade fotossintética das microalgas, as quais crescem naturalmente nas águas onde estão disponíveis grandes quantidades de nutrientes, na presença da energia da luz incidente. No entanto, quando em excesso consomem grandes quantidades de oxigênio no período noturno, levando a um déficit de oxigênio nas primeiras horas do dia.

O controle da produção de microalgas em viveiros de aquíicultura intensiva não é uma tarefa fácil, sendo a renovação de grandes volumes de água a única saída

para minimizar os efeitos de florações excessivas. Por outro lado, a introdução de macroalgas em sistemas de policultivos de peixes ou camarões poderia reduzir os riscos de florações de microalgas pela competição por nutrientes, pois as algas do gênero *Gracilaria* são filtradoras de nutrientes como amônia, nitratos e fosfatos, tais como as microalgas. Além disso, o controle da produção de macroalgas é uma tarefa extremamente simples de ser realizada, através da remoção manual das mesmas das estruturas de cultivo.

Em fazendas com cultivo intensivo e baixo potencial eólico, os gastos com energia elétrica para manter aeradores em funcionamento, objetivando faixas confortáveis de O₂ dissolvido, acabam elevando os custos de produção dos aquicultores. Assim, a utilização de macroalgas em consórcios com animais marinhos poderá conciliar sua capacidade de fornecer oxigênio e de absorver o excesso de nutrientes da água de cultivo, além da possibilidade de incremento dos lucros da atividade através da comercialização deste novo produto, passando a representar a verdadeira e necessária aquicultura sustentável.

De acordo com Phooprong, Ogawa; Hayashizaki (2007), vários trabalhos tem sido elaborados para se conhecer mais sobre o gênero *Gracilaria*, porém a influência de fatores ambientais tais como salinidade, temperatura e radiação solar, no desenvolvimento das mesmas, é pouco estudada.

Dessa forma, torna-se importante conhecer a capacidade de produção de oxigênio, taxa de crescimento, assimilação de nutrientes e a composição química elementar de algas, mediante diferentes condições ambientais. Assim, poderão ser estabelecidas as condições ótimas para o cultivo dessa espécie, incrementando inclusive, a produção de substâncias de valor econômico. O cultivo de algas que possuam significativo valor econômico, em consórcio com camarões ou peixes, constitui um grande passo para o desenvolvimento de uma tecnologia simples e de baixo custo que possibilite melhorar a qualidade da água na aquicultura proporcionando a realização de uma atividade ambientalmente correta uma vez que os efluentes das unidades produtoras possuirão menor carga de nutrientes, além de possibilitar uma redução dos custos de produção por uso aeradores.

2 OBJETIVOS

2.1. Objetivo Geral

Avaliar a capacidade de absorção de nutrientes nitrogenados e fosfatados pela macroalga marinha vermelha *Gracilaria birdiae* sob diferentes condições de iluminância e salinidade em efluentes de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei*.

2.2. Objetivos específicos

- Quantificar o aporte de amônia, nitratos, nitritos e fosfatos durante um cultivo experimental do camarão marinho *L. Vannamei*;
- Avaliar a capacidade de absorção de nutrientes pela alga *G. birdiae* em diferentes densidades, quando submetidas à iluminação constante ou fotoperíodo de 12 h de claro e 12 h de escuro;
- Avaliar a capacidade de absorção de nutrientes pela alga *G. birdiae* sob diferentes salinidades e estresse hídrico;
- Avaliar o consumo de oxigênio da água pelo camarão *L. vannamei*.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1. A macroalga *Gracilaria birdiae* Plastino & Oliveira, 2002

As algas pertencem a um grupo extremamente diversificado de organismos aquáticos tipicamente reduzidos e estruturalmente mais simples que as plantas terrestres em que todas apresentam clorofila a e liberam oxigênio no processo de fotossíntese (MONTEIRO, 2008). Como produtores primários, as algas desempenham um papel insubstituível nos ecossistemas aquáticos, pois constituem a base das cadeias alimentares em lagos, rios, estuários e oceanos.

A macroalga *Gracilaria* pode ser coletada na natureza, bem como realizados cultivos em cordas, tanques e viveiros. No Japão há registros de que a *Gracilaria* pode crescer de 3 a 9 vezes em comprimento e 5 a 12 vezes em peso em aproximadamente 15 dias (KIFTC, 1987). Além disso, ela se desenvolve melhor em ambientes de baixa ação das ondas com salinidades entre 10 e 30 (SANTOS, 2010). As áreas protegidas de fortes ondas e com incidência de menor amplitude de marés podem tornar o cultivo de algas um investimento mais rentável e simples.

As espécies do gênero *Gracilaria* (Gracilariaceae) representam a maior fonte comercial de ágar em todo o mundo (Hanisak, 1998) e além de ricas em nutrientes, proteínas, vitaminas e minerais e oligoelementos, possuem ainda aminoácidos essenciais formadores de colágeno, dando resistência e elasticidade aos tecidos. Nesse sentido, a viabilidade do cultivo da agarófita *Gracilaria birdiae* vem sendo demonstrada através de pesquisas realizadas pela FAO e por pesquisadores nos estados do Ceará, Rio Grande do Norte e Paraíba.

A macroalga *G. birdiae* pertence à família Gracilariaceae e ordem Gracilariales. A espécie foi descrita por Plastino & Oliveira (2002) como sendo de águas tropicais brasileiras, com base em comparações críticas com espécies afins.

Esta espécie é encontrada desde o litoral do Estado do Ceará (3 °S), onde anteriormente teria sido descrita como *Gracilaria cilíndrica* por Pinheiro & Ferreira (1966), ao Estado do Espírito Santo (20 °S). No Estado do Ceará é encontrada com

relativa abundância, principalmente no local de coleta para este estudo, na praia de Flecheiras no Município de Trairí.

O talo com cerca de 40 cm de comprimento e 2 mm de diâmetro tem estrutura pseudoparenquimatosa de paredes espessas com duas camadas de células e bulbo medular com cinco camadas de células intercalando células grandes com pequenas; a ramificação é subdicotômica, convertendo-se em unilateral em certos locais (Figura 1). Existem populações distribuídas ao sul e ao norte do país que apresentam variabilidades morfológicas e semelhante à espécie *G. caudata*, que tem uma distribuição mais ampla no Atlântico ocidental tropical (MONTEIRO, 2008). A nova espécie foi explorada durante décadas para a produção agar e atualmente é cultivada por comunidades costeiras do litoral oeste do Ceará para consumo *in natura*, fabricação de cosméticos e para servir de matéria prima para extração de ficolóides.



Figura 1: Macroscopia e microscopia da macroalga marinha vermelha *Gracilaria birdiae*. Aumento de 10x. Fonte: Arquivo pessoal.

3.2. Fotossíntese e respiração algal

Tal como as plantas terrestres, as algas contêm o pigmento verde clorofila, através do qual captam a energia da luz solar necessária à fotossíntese. Além desse, as algas possuem outros pigmentos que lhes confere coloração vermelha, parda ou verde, e na disponibilidade de luz, oxigênio, dióxido de carbono, água e

alguns nutrientes as algas crescem e se desenvolvem em qualquer lugar do globo. As *Rhodophyta*, além da clorofila **a**, possuem a clorofila **d**, ficocianina e ficoeritrina, esta última lhe confere a cor vermelha que caracteriza o grupo (LOBBAN; HARRISON, 1997).

A luz absorvida pelos pigmentos fotossintetizantes, localizados em cromatóforos bem definidos, normalmente de comprimento de onda entre 400 e 700 nm é a fonte externa de energia que a alga requer para metabolizar compostos orgânicos e inorgânicos e assim garantir sua sobrevivência. Os pigmentos β -ficoeritrina e aloficocianina apresentam pico de absorção único a 545 e 650-654 nm, respectivamente o que confere uma maior capacidade de absorção que as espécies dos demais grupos (ROUND, 1983; THOMAS, 2002).

A capacidade de absorção de luz pelas algas está intimamente ligada ao sucesso de sua produção fotossintética. Round (1983) afirma que as algas possuem mecanismos de compensação na quantidade e conteúdo de pigmentos conforme as condições do meio, ou seja, o conteúdo é afetado pela intensidade da luz, que quando fraca estimula a produção de pigmentos pelas mesmas e quando em excesso pode ocasionar ruptura fotoquímica, pelo suprimento de dióxido de carbono e pela quantidade de nitrogênio disponível no meio. Pires (2007) afirma que pigmentos como os carotenóides são reconhecidamente sensíveis a fatores ambientais, dentre os quais luz, calor, e concentração de O₂ são relevantes.

As algas vermelhas são dominantes nos trópicos e são freqüentemente descoradas e têm seus pigmentos debilitados pelo sol nas baixas marés onde a exposição é mais intensa (WERLINGER & KRISLER, 1994), porém, quando as plantas encontram-se menos expostas ou tem nutrientes suficiente, os pigmentos descorados são regenerados.

A palavra fotossíntese (do grego *photos*, luz, *synthesis*, composição) diz respeito a esse processo no qual ocorre, em presença da luz, a produção de moléculas orgânicas ricas em energia, a partir de compostos inorgânicos pobres em energia (gás carbônico e água) (VIEIRA *et al.*, 2010). A energia química armazenada nas moléculas orgânicas produzidas nesse processo fica, dessa forma, disponível para o organismo fotossintetizante e para seus possíveis consumidores.

É comum representarmos a fotossíntese pela equação química $6\text{CO}_2 + 6\text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{Luz}} \text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6 + 6\text{O}_2 + 6\text{H}_2\text{O}$, sendo: CO_2 - gás carbônico; H_2O - água; $\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$ - glicose e O_2 - gás oxigênio. Porém sabe-se que o produto da fotossíntese não é a glicose, mas um outro glicídio, chamado gliceraldeído-3-fosfato, que, logo depois, é transformado em amido ou em sacarose. A fotossíntese envolve um conjunto de várias reações que ocorrem no interior dos cloroplastos das células das algas. Tais reações acontecem em duas fases: as reações de claro - ou fase fotoquímica - e as reações de "escuro" - ou fase química.

A fase fotoquímica (fase clara) ocorre nas regiões do cloroplasto que contêm clorofila (lamelas e grana) e compreende duas reações, a fotofosforilação cíclica e a fotólise da água. Na primeira reação, a clorofila, ao receber luz, emite elétrons altamente energizados que passam por diversas substâncias chamadas de aceptores e voltam à clorofila (Figura 2). Durante esse trajeto, os elétrons liberam energia que é usada para a formação de ATP (trifosfato de adenosina, molécula armazenadora de energia química). Ao mesmo tempo, a luz promove a quebra da molécula de água (fotólise) que libera íons hidrogênio (H^+) e átomos de oxigênio. Estes, unindo-se dois a dois, formam moléculas de gás oxigênio (O_2), enquanto os íons hidrogênio, por sua vez, se combinam com moléculas da substância NADP, formando o NADPH_2 . É fácil perceber que esse primeiro conjunto de reações recebeu o nome de reações de claro ou fase fotoquímica porque, nele, a luz tem participação direta (LARKUM, 2003; LOPES, 2010; VIEIRA *et al.*, 2010).

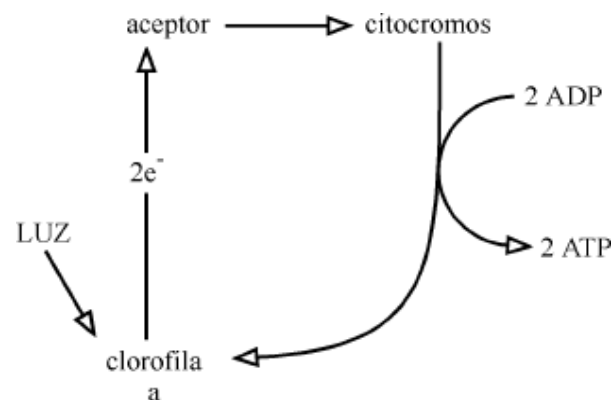


Figura 2: Fosforilação cíclica.

Além das reações já explicadas da fase clara, outras estão ocorrendo, em nível de estroma do cloroplasto. Nestas outras reações, o gás carbônico será utilizado para a produção de glicose (fixação do carbono em moléculas orgânicas).

As reações de escuro ocorrem na região do cloroplasto que não contém clorofila (estroma), para onde se difundem as moléculas de CO_2 e para onde migram as de ATP e NADPH_2 , formadas na fase anterior (Figura 3). Através de numerosas e complexas reações dependentes de enzimas presentes no cloroplasto, que receberam o nome de *Ciclo das pentoses* ou *Ciclo de Calvin-Benson*, moléculas de glicose são formadas a partir do CO_2 , de Hidrogênios fornecidos pelo NADPH_2 e de energia liberada pelo ATP produzidos na etapa fotoquímica. Apesar do nome, as reações de escuro também ocorrem durante o dia, utilizando substâncias produzidas na fase clara - dependendo, portanto, indiretamente, da luz (LARKUM,2003; VIEIRA *et al.*, 2010).

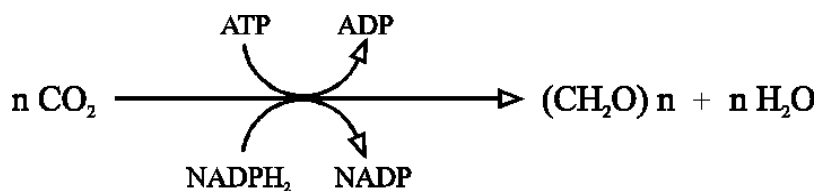


Figura 3: Reações de escuro

A fotossíntese é afetada por vários fatores, tais como a intensidade luminosa, a temperatura e a concentração de gás carbônico e oxigênio e nutrientes na água (ROUND, 1983; ALENCAR, 2004; WERLINGER & KRISLER, 1994). Tais necessidades são intrínsecas a ponto de desacelerar o processo fotossintético caso algum desses fatores estejam ausentes ou alterados.

Round (1983) mostraram que altas intensidades luminosas resultam eventualmente em foto-oxidação irreversível. Alencar (2004) diz que quando a faixa de intensidade luminosa ultrapassa o ponto de saturação e de fotossíntese máxima, ocorre o processo de fotoinibição, produzida pela inativação do aparelho fotossintético e pigmentos danificados, mais precisamente à inibição da atividade do fotossistema II.

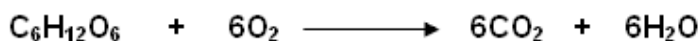
Schubert *et al.* (2006) testaram a eficiência fotossintética da algas marinhas vermelhas *Gracilaria domingensis* e *Kappaphycus alvarezii* sob luz constante. O estudo concluiu que, ao ser submetido ao estresse de iluminação constante, o sistema fotossintético II de *K. alvarezii* é desorientado e posteriormente recuperado

produzindo oxigênio com o aumento da irradiação enquanto que para *G. domingensis*, a suscetibilidade ao estresse mantém-se estável com o tempo, mas são maiores que em *K. alvarezii*. Estas observações sugerem que *K. alvarezii* pode se adaptar melhor a níveis elevados de luz, mas é bem menos preparada para mudanças bruscas de irradiação.

As algas sofrem com mudanças constantes de irradiação solar devido o ciclo solar diurno, as exposições pelo ritmo das marés, nuvens, etc. Em intensidades luminosas acima das quais a curva fotossíntese/luz se torna linear, um aumento de temperatura apresenta pouco efeito sobre os processos fotossintéticos. Alencar (2004) afirma que em altas intensidades luminosas, um aumento de temperatura elevará o ponto em que ocorre saturação luminosa aumentando assim a atividade fotossintética e respiratória da alga.

A taxa fotossintética pode ainda ser afetada pela concentração de nutrientes na água. Tais nutrientes são assimilados pelas algas por absorção e desempenham um papel fundamental nos processos metabólicos da fotossíntese e da respiração (ROUND, 1983). A presença de compostos orgânicos pode estimular a fotossíntese, podendo inclusive superar a taxa de respiração, e indicar uma possível eutrofização do meio (KUBITZA, 2003) e a este processo dá-se o nome de quimiotrofia facultativa que pode justificar a presença de algas em locais com pouca incidência luminosa, mesmo sendo poucos os conhecimentos acerca da nutrição em algas multicelulares.

A produção de oxigênio talvez seja o aspecto mais relacionado com a fotossíntese, mas é importante saber que a produção de gás oxigênio não é o único evento importante da fotossíntese. Durante esse processo, os organismos fotossintetizantes fixam a energia luminosa do sol e a transformam em energia química, armazenando-a em moléculas de carboidratos (VIEIRA *et al.*, 2010). Podemos representar a respiração celular, de forma bastante simplificada, pela seguinte equação química:



Esses carboidratos são utilizados pelo próprio organismo que os produziu, parte para a realização da respiração celular, que libera energia para seus processos vitais, e parte para a fabricação de diversas substâncias orgânicas

importantes, como aminoácidos, lipídios, etc. Isso torna os organismos fotossintetizantes independentes de outros seres vivos para se alimentar e faz com que eles ocupem a base da grande maioria das cadeias alimentares, com os consumidores dependendo, direta ou indiretamente, do alimento produzido por eles (VIEIRA *et al.*, 2010).

O gás oxigênio é transportado até o interior das células, onde reage com a glicose, produzida durante a fotossíntese. Essa reação química leva à formação de moléculas de água e gás carbônico que, por sua vez, será eliminado por difusão para o ambiente. Esse processo, entretanto, libera a energia contida nas ligações químicas da molécula de glicose, e parte dessa energia é utilizada para a formação ATP, a partir de ADP (difosfato de adenosina) e P_i (fosfato inorgânico). A energia liberada durante a respiração celular fica, portanto, armazenada nas moléculas de ATP e, a partir daí, pode ser usada para todas as atividades celulares que requerem gasto energético (LOPES, 2010; VIEIRA *et al.*, 2010).

De acordo com Kubitza (2003), é a partir da atividade fotossintética que as macroalgas geram energia e sintetizam outros compostos dissolvidos na água, os quais são importantes para o seu crescimento e reprodução. As algas absorvem as substâncias de que necessitam através de grande parte da sua superfície. As algas verdadeiramente aquáticas retiram da água o dióxido de carbono de que necessitam para a fotossíntese e o oxigênio para a respiração (ROUND, 1983). Assim, as algas marinhas, tendem a se desenvolver sob a forma de finas folhas ou talos com apenas algumas células de espessura, de modo a que a água, o dióxido de carbono e os nutrientes atinjam todas as suas células.

3.3. Cultivo de algas de uso industrial

As algas agarófitas do gênero *Gracilaria* têm sido vastamente cultivadas em vários países asiáticos, notavelmente na China, Filipinas e no Vietnã (FAO/NACA, 1996). O Chile iniciou o cultivo de espécies deste gênero em larga escala nos anos 90, atingindo uma produção de 120 mil toneladas (BUSCHMANN *et al.*, 2001).

Em alguns países da Ásia como Filipinas e Taiwan, as *Gracilarias* e *Caulerpas* são cultivadas em viveiros seguindo muitos dos procedimentos comuns

ao cultivo de peixes e camarões como fertilização, manejo de águas e controle de pestes e doenças. O cultivo dessas espécies é promissor para usos industriais e já é utilizado na reciclagem de resíduos industriais na América do Norte em tanques raceways e estufas com fornecimento de água marinha (PILLAY; KUTTY, 2005).

O cultivo de macroalgas, ainda pouco explorado no Brasil, pode ser uma alternativa para os viveiros de carcinicultura. Segundo Ostrensky *et al.* (2008), cultivos experimentais da alga *Gracillaria* sp. já existem no Ceará, Rio Grande do Norte e Paraíba. No Ceará, o exemplo de maior sucesso é o de Flexeiras-Trairi, onde foi implantado um cultivo que hoje já trabalha com seleção de linhagens e vem oferecendo uma alternativa econômica para as comunidades pesqueiras. O cultivo da alga exótica vermelha *K. alvarezii* somente foi permitido na região Sudeste, entre os municípios de Sepetiba/RJ e Ilhabela/SP (IBAMA - Instrução Normativa 185 de 23 de julho de 2008), estando a sua liberação condicionada a uma criteriosa análise sobre os impactos ambientais que possam resultar da introdução dessa espécie no país (OSTRENSKY *et al.*, 2008).

Até o momento não existem registros do cultivo comercial de macroalgas em viveiros de camarão, embora já seja uma atividade que vem despertando o interesse dos carcinicultores, movidos pelo ganho ambiental que tal associação pode proporcionar (SANCHES, 2008).

As algas podem ser consumidas *in natura*, cozidas ou processadas. Muitos produtos cosméticos e farmacêuticos também contêm polissacarídeos de algas, como o ágar, alginatos e carragenanas. Estes produtos são matéria prima de uma série de outros produtos industrializados largamente utilizados no dia-a-dia dos seres humanos. A grande vantagem dos cultivos de macroalgas é seu baixo custo de produção, pois as próprias algas se encarregam de retirar do ambiente os nutrientes de que precisam.

Cultivos de bivalves em sistema artificial de resurgência, onde águas ricas em nutrientes são bombeadas de 870m de profundidade, tem como produto secundário a alga do gênero *Hypnea* e tem demonstrado resultados encorajadores (PILLAY & KUTTY, 2005).

Espécies de algas como *Gracillaria confervoides* e *G. gigas* são cultivadas em Taiwan em antigos viveiros de milkfish. A espécie *G. gigas* pode se adaptar a uma

larga variação das condições ambientais. A coleta das algas dos viveiros é feita manualmente de junho a novembro e a produção anual gira em torno de 10 t há⁻¹. Quando em policultivo com crustáceos, a produção de algas é reduzida para aproximadamente 9 t ha⁻¹ e os custos operacionais são aumentados em mais de 4x, contudo há uma produção adicional de 6,3 ton ha⁻¹ de caranguejos e camarões (PILLAY & KUTTY, 2005).

3.4. O conceito de produção sustentável

No passado o foco das atenções da pesca e aqüicultura foi o aumento da produtividade com a intensificação da captura e o aperfeiçoamento das praticas de cultivo, visando apenas o lucro a curto prazo (PILLAY & KUTTY, 2005). Os conceitos de sustentabilidade e gestão ambiental tornaram-se significativamente consideráveis como resultado das discussões da Eco92 no Rio de Janeiro, despertando a responsabilidade ambiental nos processos produtivos.

Segundo a Comissão Bruntland (World Commission on Environmental and Development), o desenvolvimento sustentável é aquele pautado nos meios de produção que supre as presentes necessidades sem comprometer a capacidade das gerações futuras (WCED, 1987). A FAO/Netherlands (1991) define o desenvolvimento sustentável como a gestão dos recursos naturais baseados e orientados nas mudanças tecnológicas e institucionais de forma a garantir a realização e continua satisfação das necessidades humanas para as presentes e futuras gerações. Esse desenvolvimento sustentável seja na agricultura, extrativismo ou na pesca, conserva as fontes de terra, água, plantas e animais e é ambientalmente não degradável, tecnicamente apropriado, economicamente viável e socialmente justo.

3.5. Efeitos poluidores da carcinicultura

Atualmente a aqüicultura contribui massivamente com a produção mundial de alimentos (FAO, 2010). Em 2002, a produção global de pescado atingiu 133 milhões

de toneladas e a aqüicultura representou 30% desse volume. O cultivo de crustáceos representou 3,7% da quantidade total e 16,5% da receita total da aqüicultura mundial e em 2003, a produção de camarão cultivado esteve em torno de 1.630.800 toneladas (36,65% do total mundial) (OLIVEIRA *et al.*, 2006). O Brasil está entre os maiores produtores de camarão mundial, a partir dos dados da FAO, e ocupa atualmente a 6^o posição entre os países produtores, já que o país possui a maior disponibilidade hídrica do planeta com bacias hidrológicas cobrindo grandes extensões do território e centenas de rios, além de representar um fato econômico positivo para um país que busca avanço social.

O rápido desenvolvimento da aqüicultura intensiva em todo o mundo está associado a preocupações sobre quais impactos ambientais a atividade pode causar. Na maioria das vezes a aqüicultura tem uma produção específica, ou seja, objetivando apenas a produção de uma única espécie e ocorre especialmente em locais onde a atividade é altamente concentrada geograficamente (CHOPIN *et al.*, 2001). Isto nos leva a questionar a capacidade de assimilação dos resíduos gerados pelo meio visto que esse mecanismo ainda é mal compreendido e conseqüentemente, propenso a serem ultrapassados.

Diante deste aumento, é razoável conceber que esta atividade possa afetar o ambiente de várias maneiras. Alguns autores acreditam que a ração utilizada nos cultivos de organismos marinhos tem um substancial impacto na carga de matéria orgânica e de nutrientes nas zonas costeiras (CHOPIN *et al.*, 2001). Este impacto envolve pouco ou nenhum custo para produção visto que os efluentes são descartados acreditando-se em uma recuperação do ambiente pela diluição do efluente, de modo que o custo com o tratamento não é internalizado. Em alguns países da Europa já é realidade a cobrança pela qualidade do efluente despejado, estando os aquicultores sujeitos a multas de valor elevado caso descumpram a legislação vigente. Esse comportamento já é reconhecido por cientistas, consumidores, pela a própria indústria e até políticos que admitem que meios produtivos com elevados impactos não podem ser sustentáveis (NEORI *et al.*, 2004).

A qualidade da água do efluente sofre influencia de vários fatores, tais como o clima, tipo de viveiro, manejo adotado, taxa de renovação da água, densidade de estocagem dos animais, espécies cultivadas, qualidade e quantidade de alimento fornecido (SIPAÚBA-TAVARES, 1995) e o impacto ambiental dos efluentes depende

das espécies cultivadas, intensidade do cultivo, densidade de animais, composição da ração utilizada, manejo alimentar e hidrografia da região. A ração não consumida no ambiente, por exemplo, além de representar prejuízo, pode sobrecarregar o ecossistema aquático além de reduzir sua capacidade natural de absorver essa carga orgânica, provocando um impacto ambiental no corpo d' água receptor (BRAZ FILHO, 2005; ZIEMANN *et al.*, 1992).

Nos sistemas de aqüicultura a maior parte do nitrogênio e fósforo disponível é proveniente das fertilizações, ração fornecida e excreção dos animais cultivados, e geralmente aparecem na forma de amônio (NH_4) e ortofosfato (PO_4) (MATOS *et al.*, 2006 apud CASTELO-PEREIRA *et al.*, 2007). Segundo Oliveira *et al.* (2006), a carga média do efluente de carcinicultura é 2,87 e 2,36 ton ano⁻¹ para nitrogênio e fósforo, respectivamente o que equivaleria, em termos de fosfato, a uma carga de esgoto doméstico produzida por 4.800 pessoas. Portanto, dependendo da área e da densidade de estoque, um sistema de aqüicultura pode ser tão poluente quanto qualquer fonte doméstica ou industrial.

A troca de água dos viveiros é o principal mecanismo adotado pelos produtores para melhorar a qualidade da água. Apesar de ser considerado elevado o valor de diluição dessas descargas de efluentes oriundas da aqüicultura, o seu lançamento direto nos ambientes límnicos pode resultar em uma bioacumulação crônica e eutrofização. Tal situação pode levar ao aumento excessivo do fitoplâncton, ocasionando déficit de oxigênio dissolvido à noite e possível morte de organismos locais (SIPAÚBA-TAVARES, 1995; NOGUEIRA, 2008)

De forma a quantificar e comparar o efeito poluidor dos efluentes de grandes fazendas dos continentes várias pesquisas vêm sendo realizadas em todo mundo. Nos países nórdicos o instituto norueguês de pesquisas em água (NIVA) avaliou recentemente as descargas de fazendas marinhas de salmão na Noruega e verificou que uma produção de aproximadamente 290 mil toneladas de salmão em 1998 gerou uma carga poluidora de 4.255 t de fósforo e 20.286 t de nitrogênio no ambiente de produção. Essa carga produzida anualmente não é alta quando comparada a carga total desses elementos na água do mar advinda de outras fontes.

Segundo Bergheim (2000), na Dinamarca a carga de nitrogênio proveniente da agricultura, indústria e esgoto doméstico foi estimada em aproximadamente 460

mil toneladas por ano em 2000. Independentemente de como a aquicultura se compara com outras fontes negativas de impacto, o desenvolvimento da atividade por si só será afetado adversamente se as tecnologias adotadas degradarem o ambiente como já foi demonstrado em colapsos de fazendas de camarão e tilápia em toda parte do mundo. A qualidade de água pode raramente ser mantida a um baixo custo em fazendas comerciais se as fontes naturais estão poluídas e se a integridade ambiental das áreas for modificada.

3.6. Macroalgas e a biorremediação de efluentes de produção

Como qualquer atividade produtiva, a aquicultura de animais aquáticos desponta como mais uma atividade degradadora do ambiente natural. Neste sentido a atividade vem sendo desafiada a desenvolver-se na perspectiva de cultivos integrados atendendo as vertentes do avanço econômico e da preservação ambiental, adotando tecnologias que a permita usufruir o meio ambiente, sem que, no entanto o ecossistema no qual a atividade está inserida tenha seu funcionamento afetado (CASTELO-PEREIRA *et al.*, 2007). Neste sentido, a maricultura integrada tem sido descrita como uma alternativa capaz de restaurar a qualidade da água e promover saúde ao meio ambiente.

Há muito se fala que a produção de pescados pela aquicultura vem aumentando. Neori *et al.* (2004) citam que até 2030 a contribuição da aquicultura no fornecimento de pescados passará de 25 para 50% do pescado mundial e isso deverá principalmente a escassez da água doce em todo mundo forçando o incremento de tecnologias de cultivo em águas costeiras e até em alto mar.

Alguns autores defendem que efluentes dos cultivos intensivos e semi-intensivos de maricultura podem ser utilizados como fonte de nutrientes para a produção intensiva de macroalgas marinhas reduzindo assim a descarga de nutrientes dissolvidos provenientes desses cultivos para o ambiente (MARINHO-SORIANO *et al.*, 2009; CASTELO-PEREIRA *et al.*, 2007; CHOPIN *et al.*, 2001; COHEN & NEORI, 1991). Com a integração da aquicultura, os resíduos orgânicos e inorgânicos produzidos pela piscicultura e carcinicultura, passam a ser recurso para outras espécies, dentre elas as macroalgas.

Tal abordagem ecossistêmica fornece a capacidade da biorremediação de nutrientes, trazendo benefícios mútuos para os organismos cultivados, diversificação econômica através da produção de outras espécies agregando valor às culturas marinhas e trazendo ainda maior rentabilidade por unidade de cultivo (CHOPIN *et al.*, 2001). Além disso, seria mais simples atender as leis reguladoras para lançamento de efluentes, pois utilizando algas cuidadosamente selecionadas como filtros biológicos traria para os módulos de cultivo um instrumento eficaz internalizando os custos ambientais.

A biofiltração realizada pelas algas é por assimilação dos nutrientes presentes no ambiente circundante. Na presença de luz solar o excesso de nutrientes, principalmente C, N e P, são removidos nos processos fotossintéticos, portanto as algas são capazes de reduzir significativamente as concentrações de nutrientes provenientes da aquicultura (NEORI *et al.*, 2004). Normalmente os compostos NH_4 e PO_4 são as formas de nutrientes utilizadas pelas macroalgas em seu crescimento e manutenção de suas funções metabólicas (PILLAY & KUTTY, 2005). Portanto, cultivos de macroalgas em viveiros podem proporcionar a diminuição dos níveis de nitrogênio e fósforo dos efluentes de cultivo, além de fornecer uma melhor condição biológica ao sistema (SANCHES, 2008).

Cohen e Neori (1991) relatam os bons resultados da macroalga *Ulva lactuca* como biofiltros de efluentes de cultivo de peixes marinhos. Buschmann *et al.* (1994) divulgaram resultados satisfatórios de cultivos de *Gracilaria* no Chile utilizando efluentes de cultivo de salmão. Assim, as macroalgas atuando como biofiltros podem absorver quantidades significativas de nutrientes e utilizá-los para o seu crescimento. Além disso, o processo fotossintético contribui para oxigenação natural do corpo d'água (MONTEIRO, 2008).

Kang e Sui (2010) relataram a capacidade de algas do gênero *Gracilaria* de retirar da água compostos potencialmente eutrofizadores e metais pesados. A capacidade de biofiltração da alga para Al, Cr e Zn é de 10,1% -72,6% 52,5% - 83,4% e 36,5% -91,7%, respectivamente. Além disso, a concentração de Clorofila-a, nitrogênio total, fósforo total de amostras de água dos aquários que envolvem o cultivo de algas com biomassa grandes, médias e pequenas aumentou e depois diminuiu durante o experimento. O valor de carbono orgânico dissolvido (COD) dos os três grupos diminuiu com o tempo e o da demanda química de oxigênio (DQO)

esteve relacionado com o volume de biomassa: quanto mais algas, maior o valor da DQO. Com este trabalho os autores sugerem que macroalgas podem ser usadas como um biofiltro para o tratamento de águas contaminadas com nutrientes ou metais pesados.

A disponibilidade de nutrientes é um fator preponderante para o desenvolvimento das macroalgas, porém, em alguns casos, ele pode causar um efeito inverso. Ambientes com elevada concentração de nutrientes comprometeram o crescimento da *Gracilaria domingensis* em cultivo consorciado ao camarão marinho *L. vannamei*. O efeito negativo do NH_4 sobre o crescimento de *G. domingensis* foi confirmado pela correlação negativa entre esta variável e a taxa de crescimento da alga (CASTELO-PEREIRA *et al.*, 2007).

Freire *et al.* (2007) estudaram o cultivo consorciado de camarões *L. vannamei* e a macroalga *G. caudata*. Neste trabalho, foram observados resultados satisfatórios de crescimento da macroalga demonstrando a elevada capacidade desta espécie em manter-se sob concentrações elevadas de nutrientes. Os autores relatam ainda que as concentrações de fosfato foram inferiores nos tratamentos de policultivo quando comparados aos de monocultivo e, por outro lado, as concentrações de oxigênio dissolvido foram sempre maiores no cultivo com macroalgas.

Nesses termos é fácil aceitar que as macroalgas são bons agentes biofiltradores de efluentes da aquicultura e podem remediar o impacto ambiental por eles causados. Mas além dos benefícios ambientais o policultivo traz o equilíbrio ideal ao microecossistema formado no ambiente de cultivo. Espécies integradas equilibram o meio de forma que o resíduo de uma espécie se torna o meio de cultivo de outra. Em termos de produção isso significa diversificação dos produtos cultivados, agregação de valor ao produto cultivado e incremento de rendimentos além de economia com as tecnologias utilizadas nas mitigações dos impactos causados por um monocultivo.

Neori *et al.* (2004) relatam que em apenas 1ha de cultivo consorciado de dourado, bivalves e algas é capaz de produzir 25 toneladas de peixe, 50 toneladas de bivalves e 30 toneladas de alga úmida por ano. Em outro modelo produtivo com salmão em 1 ha é possível produzir 92 toneladas de salmão e ainda 500 toneladas de alga vermelha em seu peso úmido por ano.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Aquisição do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*

Os camarões (*Litopenaeus vannamei*) foram obtidos na fazenda Cacimbas localizada em Acaraú, litoral oeste do Estado do Ceará. Os animais foram transportados em recipientes de 50 L contendo água do viveiro de origem com salinidade em torno de 35 e aeração constante fornecida por um cilindro de ar comprimido. No laboratório, os animais passaram por um período de aclimação de 24 h em aquários de 100 L com circulação de água. Durante este período, os camarões foram alimentados com ração comercial de engorda contendo 32% de proteína bruta e, quando necessário, a salinidade da água foi corrigida para 35 através da adição de água destilada.

4.2. Aquisição da macroalga marinha *Gracilaria birdiae*

As macroalgas marinhas da espécie *Gracilaria birdiae* (Palastino e Oliveira, 2002) (Rhodophyceae) foram obtidas em maré baixa na praia de Fleixeiras (Figura 4), município de Trairí, situada a 140 km de Fortaleza. Os exemplares foram imediatamente transportados ao laboratório em caixas isotérmicas contendo água do mar e aeração por compressor de ar, onde foram lavados e cuidadosamente separados das epífitas e outros organismos.



Figura 4: Banco de algas na Praia de Flecheiras, Trairí-Ceará.

4.3. Água utilizada

A água do mar utilizada foi coletada em maré alta na praia de Mansa em Fortaleza e transportada em bombonas ao laboratório de aquicultura do Departamento de Engenharia de Pesca/Centro de Ciências Agrárias/Universidade Federal do Ceará (DEP/CCA/UFC). A água foi filtrada em filtro biológico e esterilizada por sistema de radiação ultra violeta por 48h e mantida a salinidade de 35‰, sempre quando necessário, por diluição com água destilada.

A água de efluente utilizada foi trazida da fazenda comercial Aquadelta localizada no município de Mossoró, Rio Grande do Norte. A água foi coletada na comporta de drenagem por bombeamento na ocasião do manejo de drenagem de fundo de um viveiro que cultivava indivíduos no tamanho comercial de 12g em densidade de estocagem de 40 indivíduos por m².

Essa água foi transportada em bombonas cheias e devidamente lacradas ao laboratório de aquicultura do Departamento de Engenharia de Pesca/Centro de Ciências Agrárias/Universidade Federal do Ceará (DEP/CCA/UFC). A água foi filtrada em filtro mecânico e esterilizada por sistema de radiação ultra violeta por 48h e mantida a salinidade de 35‰.

Para a realização do teste com estresse salino foi necessário utilizar água fabricada em diferentes salinidades. Para tal, água do sistema público de abastecimento fornecido pela Companhia de Água e Esgoto do Ceará – CAGECE foi armazenada em um recipiente de 100L onde foi clorada homogeneizada por aeração forte e mantida nessa condição por 24h. Passado este período a água foi desclorada com tiosulfato de sódio e passou pela análise dos parâmetros estudados. Os valores de amônia e fosfato foram corrigidos a partir de soluções concentradas de cloreto de amônia e superfosfatotriplo de forma a simular a água do efluente coletado e utilizado nos testes onde foram utilizadas água do efluente de carcinicultura. Os valores iniciais estipulados foi de 1,90 mg/L de amônia para 0,90 mg/L de fosfato, uma relação aproximada de 2:1 de N:P.

Após a correção das concentrações de amônia e fósforo da água a mesma foi agitada e descansou por 24h. Após esse período foi realizada nova análise para confirmação dos valores de concentração. Em seguida foram separados 20 L de água em cinco recipientes distintos e a eles adicionados sal comercial ReefSalt, de fabricação da SeaChan, para preparação de água do mar artificial da em volumes suficientes para se obter água com salinidades de 10‰, 20‰, 30‰, 40‰ e 50‰. O produto utilizado é isento de compostos nitrogenados e fosfatados.

Antes de iniciar o experimento as águas das diferentes salinidades passaram por análise dos parâmetros físico-químicos estudados e esses valores foram tidos como iniciais.

4.4. Procedimentos analíticos

Os parâmetros oxigênio dissolvido (O_2D), temperatura, pH e salinidade foram monitorados diariamente com o auxílio de equipamentos portáteis de leitura direta. Os procedimentos analíticos utilizados para determinação das concentrações de amônia, nitritos, nitratos e fosfatos foram realizados por meio de um espectrofotômetro de leitura direta HACH DR 2000 e de acordo com o Standard Methods (APHA, 1985).

4.4.1. Oxigênio dissolvido e temperatura

Os parâmetros oxigênio dissolvido e temperatura foram medidos através de uma sonda digital, modelo YSI-550A fabricada pela YSI. O eletrodo da sonda foi introduzido diretamente em cada recipiente e as leituras expressas em mg L^{-1} e $^{\circ}\text{C}$, respectivamente.

4.4.2. pH

A determinação do pH foi realizada através de um medidor de pH portátil Quimis, modelo Q-400HM. O eletrodo foi inserido diretamente nos recipientes contendo as amostras e a leitura foi feita com precisão de duas casas decimais.

4.4.3. Salinidade

A salinidade foi medida com um refratômetro modelo S/MILL, fabricado pela Atago, utilizando uma gota de cada amostra na superfície de leitura do aparelho.

4.4.4. Amônia (NH_3)

Para a determinação da concentração de amônia foram coletados 25 mL da água a ser analisada e adicionadas três gotas de álcool polivinil, sendo a mistura agitada para que houvesse uma perfeita homogeneização. Posteriormente, foi adicionado um determinado volume de estabilizador mineral de acordo com a salinidade da amostra, sendo 0,14 mL para cada 5 unidades de salinidade da água. Em seguida, após nova homogeneização, 1 mL do reagente de Nessler foi adicionado à mistura que foi agitada e deixada em repouso por um minuto (tempo de reação) para, finalmente, proceder-se a leitura da concentração de amônia total solúvel no espectrofotômetro a 425 nm, sendo os valores expressos em mg L^{-1} . Para

zerar a leitura do aparelho, foi utilizado um “branco” feito com 25 mL de água destilada, com a adição dos mesmos reagentes utilizados nas demais amostras.

4.4.5. Nitritos (NO_2^-)

Para a determinação das concentrações de nitritos, foram coletados 25 mL da água de cada recipiente e adicionado, à cada amostra, o conteúdo de um pacote do reagente *Nitriver 3 Nitrite*. Posteriormente, a solução foi homogeneizada, deixada em repouso por 15 minutos (tempo de reação) e realizada a leitura no espectrofotômetro a 507 nm. Para zerar a leitura do aparelho, amostras da água de cada recipiente, sem a adição do reagente, foram utilizadas como “branco”.

4.4.6. Nitratos (NO_3^-)

Para a determinação das concentrações de nitratos, foram coletados 25 mL da água de cada recipiente e adicionado, à cada amostra, um pacote do reagente *Nitraver 5 Nitrate*. Após a adição do reagente, a solução foi agitada durante 1 minuto, seguido por um período de repouso de 5 minutos (tempo de reação). Posteriormente, foi realizada a leitura no espectrofotômetro a 500 nm. Para zerar a leitura do aparelho, amostras de água destilada, sem adição do reagente, foram utilizadas como “branco”.

4.4.7. Fosfatos (PO_4^{3-})

Para a determinação das concentrações de fosfatos, 25 mL da água de cada recipiente foram coletados e, à cada amostra, foi adicionado um pacote do reagente *PhosVer 3 Phosphate*. Em seguida, as amostras foram homogeneizadas por agitação e deixadas em repouso por 2 minutos (tempo de reação). A leitura no espectrofotômetro foi feita utilizando um comprimento de onda de 890 nm. Para

zerar a leitura do aparelho, amostras da água de cada recipiente, sem adição do reagente, foram utilizadas como “branco”.

4.5. Determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões

A quantificação de nutrientes na água de cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* foi realizada utilizando recipientes de três litros com água do mar e aeração constante. O experimento consistiu de três tratamentos com cinco repetições contendo camarões de 3, 6 e 12 g. Cada recipiente continha apenas um indivíduo de cada peso pré-estabelecido e o delineamento experimental foi totalmente ao acaso (Figura 5). Os animais foram alimentados, durante 5 dias, com ração comercial contendo 32% de proteína bruta na razão de 3% da biomassa cultivada sem remoção das sobras de ração e sem renovação de água. Os parâmetros O₂D, pH, temperatura, salinidade e as concentrações de amônia, nitritos, nitratos e fosfatos foram determinadas diariamente.

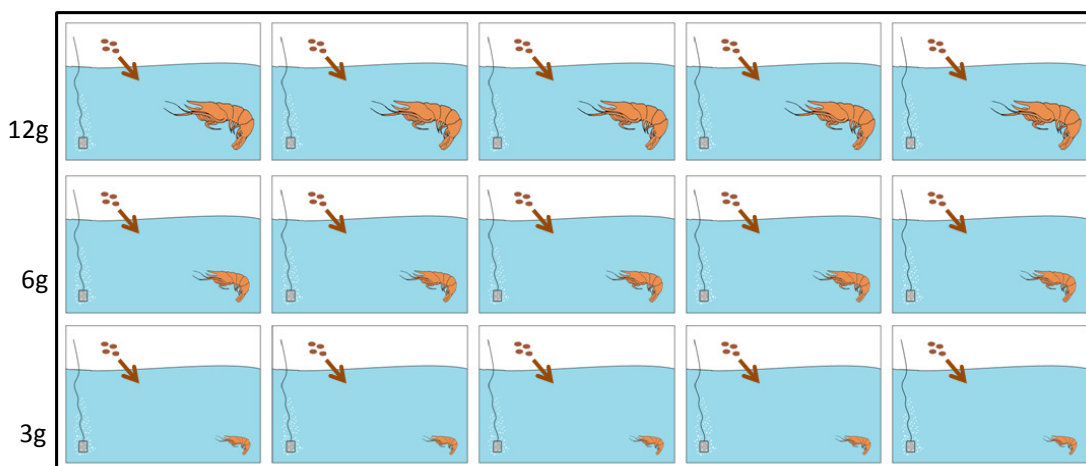


Figura 5: Desenho esquemático do experimento para a determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões.

4.6. Consumo de oxigênio por camarões *L. vannamei*

Para determinar o consumo do oxigênio dissolvido na água pelos camarões, foi fornecido oxigênio à água do mar através de aeração de forma a atingir aproximadamente $6,5 \text{ mg L}^{-1}$ de oxigênio dissolvido. O experimento consistiu de três tratamentos com cinco repetições contendo camarões de 3, 6 e 12 g. Cada recipiente continha apenas um indivíduo de cada peso pré-estabelecido e o delineamento experimental foi totalmente ao acaso. O oxigênio dissolvido da água foi medido, a cada meia hora, até que pelo menos três indivíduos do mesmo tratamento morressem.

4.7. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* sob estresse luminoso

A capacidade de absorção de nutrientes pela macroalga *G. birdiae* submetida a uma iluminação constante (estresse luminoso) foi determinada em recipientes contendo três litros de água do efluente de carcinicultura e consistiu de quatro tratamentos com cinco repetições com diferentes quantidades de alga (5, 10, 15 e 20 g) e um controle sem alga, em um delineamento experimental totalmente ao acaso. A água foi analisada antes da entrada da alga e, em seguida, diariamente durante dez dias. Neste experimento as algas receberam iluminação artificial, sem fotoperíodo, proporcionada por duas lâmpadas fluorescentes de 40 W e duas lâmpadas especiais para algas tipo grow lux de 22 W (Figura 6). Para a determinação da capacidade de absorção de nutrientes, na ausência parcial de luz, o experimento foi realizado com um fotoperíodo de 12 horas de claro e 12 horas de escuro. Todos os exemplares de *G. birdiae* foram pesados antes e depois do período experimental.

4.8. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* em diferentes salinidades

Para determinar a influência da salinidade na absorção de nutrientes, o experimento foi realizado utilizando 15 g de algas, constituindo de cinco tratamentos com diferentes salinidades (10, 20, 30, 40 e 50), cada um com cinco repetições. O experimento foi realizado com um fotoperíodo de 12 horas de claro e 12 horas de escuro. Todos os exemplares de *G. birdiae* foram pesados antes e depois do período experimental.



Figura 6: Disposição dos recipientes utilizados para avaliar a capacidade de absorção de nutrientes pela macroalga *G. birdiae*.

4.9. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* após estresse hídrico

A capacidade de absorção de nutrientes pela macroalga *G. birdiae*, após estresse hídrico induzido pela retirada da alga da água, foi determinada utilizando 15 g de algas em recipientes contendo três litros de água do mar, com dois níveis de estresse através da suspensão das algas no período noturno por nove e doze horas. Cada tratamento constou de cinco repetições e o delineamento experimental foi totalmente ao acaso. As algas foram submetidas a um foto-período de 12 horas de claro e 12 de escuro e os exemplares de *G. birdiae* foram pesados antes e depois do período experimental.

4.10. Análises estatísticas

As médias dos parâmetros obtidas de cada tratamento e controles foram submetidas a uma análise de variância ANOVA utilizando nível de significância de 1%. No caso de diferença significativa as médias foram comparadas, duas a duas, através do teste *Tukey* ($p < 0,01$). Nos casos em que as variâncias dos dados não permitiam a aplicação da ANOVA foi utilizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis complementado pelo teste de Dunn ($p < 0,05$). Todo o procedimento estatístico foi realizado através do programa BioStat 5.0.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

Neste estudo a eficiência da absorção de nutrientes foi considerada como sendo a redução média (%) da concentração de nutrientes na água e a taxa de absorção de nutrientes correspondeu a quantidade de nutrientes removidos por unidade de tempo. As médias obtidas nos tratamentos foram submetidas a uma análise de variância (ANOVA) e, no caso de diferença significativa, comparadas entre si através do teste de Tukey ($p < 0,01$). Em situações onde os dados tiveram comportamento não paramétrico foi utilizado o teste de Kruskal-Wallis complementado pelo teste de Dunn ($p < 0,05$).

5.1. Determinação de nutrientes na água de cultivo de camarões

Os teores de amônia na água de cultivo dos camarões aumentaram significativamente em relação aos valores iniciais, independente do peso do animal. A decomposição da ração e dos dejetos dos animais resultou em um aumento significativamente maior no tratamento com os camarões mais pesados (12 g), ou seja, quanto maior o aporte de ração e volume de dejetos, maior a amonificação (Figura 7). Nos cultivos com camarões de 12, 6 e 3 g, o aporte de amônia para a água foi de 2,2, 1,1 e 0,65 mg L⁻¹ dia⁻¹, respectivamente e estes valores foram significativamente diferentes entre si. O acréscimo na concentração amônia foi de 111.940%, 56.300% e 32.300% nos tratamentos com animais de 12, 6 e 3g, respectivamente.

A amônia se apresenta na água como subproduto do metabolismo dos animais cultivados ou da decomposição da matéria orgânica pelas bactérias através da amonificação (BOYD, 2003; ESTEVES, 1998). A amônia formada é resultante de decomposição anaeróbia e aeróbia da porção nitrogenada da matéria orgânica. A amonificação e a excreção de amônia por parte dos animais são as principais fontes de amônia para água, porém a contribuição da amonificação é infinitamente maior que a excreção animal (ESTEVES, 1998).

O acúmulo de amônia em sistemas de aquicultura é bastante indesejável, pois sua forma não ionizada é tóxica para os animais aquáticos (BOYD & TUCKER, 1998). De acordo com Arana (2004), as formas ionizadas (NH_4^-) e não ionizadas (NH_3) da amônia se mantêm em equilíbrio quando em solução, sendo este equilíbrio dependente do pH, temperatura e salinidade. A forma não ionizada é tóxica aos animais aquáticos tornando-os mais suscetíveis às doenças, reduzindo a capacidade de transporte de oxigênio, que resulta em uma diminuição no crescimento (ARANA, 2004). Quando o pH aumenta a forma tóxica aumenta em relação à forma ionizada. O mesmo autor acrescenta que a forma não ionizada incrementa-se dez vezes para cada grau de pH que aumente na água.

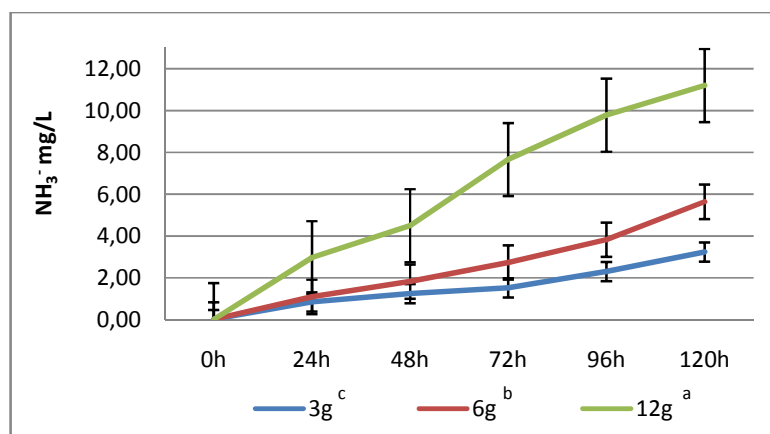


Figura 7: Concentração de amônia na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

Com relação aos teores de nitritos e nitratos, os mesmos se comportaram de maneira antagônica neste experimento. Os valores de nitrito aumentaram significativamente até 72 h do início do experimento e, em seguida, foram significativamente reduzidos após 120 h de cultivo. Houve uma remoção deste composto no tratamento com animais de 3 g da ordem de 3,33%. Para os tratamentos com animais de 6 e 12 g houve um acréscimo de 93,33 e 105,00%, respectivamente. Por outro lado, os valores de nitrato foram reduzidos até 72 h de cultivo e, após 120 h, aumentaram para valores semelhantes aos iniciais (Figuras 8 e 9). Nos tratamentos com camarões de 3, 6 e 12 g o acréscimo na concentração de nitratos girou em torno de 3,43, 9,14 e 10,86%, respectivamente.

Os valores de nitritos da água de cultivo dos tratamentos contendo animais de 6 e 12 g apresentaram semelhança estatística e diferiram dos obtidos no tratamento contendo animais de 3 g. Já para os nitratos, os valores obtidos no tratamento contendo animais de 6 g foram semelhantes aos obtidos nos tratamentos com animais de 3 e 12 g, que por sua vez diferiram entre si.

A oxidação de compostos nitrogenados como a amônia resulta na formação de compostos tais como os nitritos e nitratos em reações chamadas de nitrificação. Na transformação de amônia para nitrato atuam dois gêneros de bactérias, as *Nitrossomonas*, que oxidam amônia a nitrito e as *Nitrobacter* que oxidam o nitrito a nitrato. Dessa forma a disponibilidade de um implica diretamente da ausência do outro composto visto que o processo de nitrificação é constante nos sistemas aquáticos. A provável presença de uma quantidade significativa de bactérias nitrificantes no meio, a partir de 72 h de cultivo, foi suficiente para reduzir os valores de nitritos e acumular nitratos no sistema, independente do peso dos camarões. Boyd (1998) afirma que essas reações de nitrificação são mais rápidas com pH entre 7 e 8 e temperaturas de 25 a 35°C.

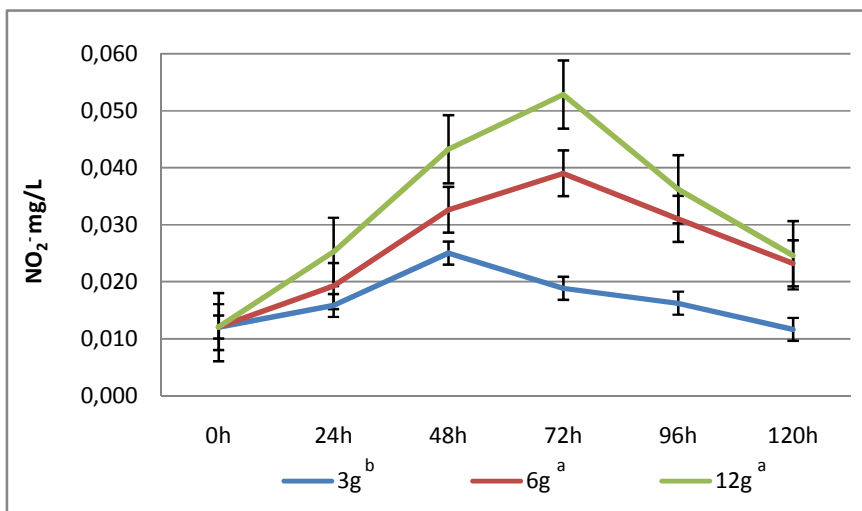


Figura 8: Concentração de nitritos na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

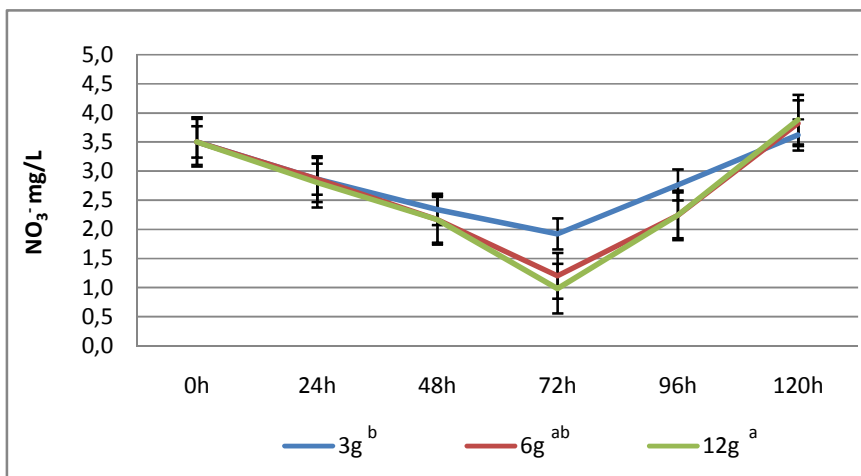


Figura 9: Concentração de nitratos na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

De maneira semelhante, a tendência de queda nas concentrações de fosfatos, após 72 h de cultivo, se deu por ação de bactérias e essa remoção girou em torno de 14,37, 24,77 e 57,68% para os tratamentos contendo indivíduos de 3, 6 e 12 g, respectivamente (Figura 10).

Segundo Boyd (2003), nos viveiros com manejo alimentar, parte do fósforo contido na ração não é assimilado pelo camarão. Cerca de 65% precipita e apenas 10% permanece dissolvido na água (BARBIERI; OSTRENSKY, 2002; BOYD, 2003). O autor acrescenta que quando grandes quantidades de fosfato são adicionados à água de um viveiro, este composto fica na água por apenas algumas horas ou dias, devido à absorção por macrófitas aquáticas e pela ação de bactérias.

Em água de cultivo com alta concentração de cálcio e um pH entre moderado e alto, o fosfato de cálcio pode precipitar diretamente sem o envolvimento do sedimento. A precipitação direta do fósforo é um fenômeno comum em águas de viveiros em regiões áridas e em viveiros cheios com água levemente salgada ou água do mar devido à presença do cálcio (BOYD, 2007).

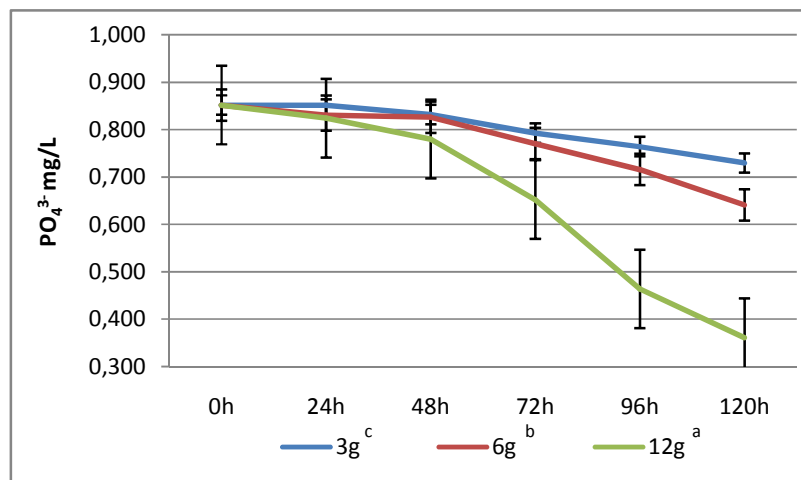


Figura 10: Concentração de fosfatos na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

5.1.1. Parâmetros físico-químicos

Os valores de pH foram decrescentes durante o experimento e variaram de 8,65 a 7,76. Estes valores estão em conformidade com os recomendados para a aquicultura por Vinatea (2002) que devem ficar entre 6,5 e 8,0 para águas com salinidade 35. Boyd (2003) diz ainda que o pH de águas estuarinas está entre 7,0 e 9,0 e o aumento da matéria orgânica é agente acidificante da água devido à sua oxidação o que explica a diminuição do pH com a adição de ração aos tratamentos. Não houve diferença estatística entre os valores de pH obtidos dos tratamentos com animais de 3 e 6 g, porém a água do tratamento com animais de 12 g apresentou pH significativamente mais ácido do que os valores obtidos nos demais tratamentos (figura 11).

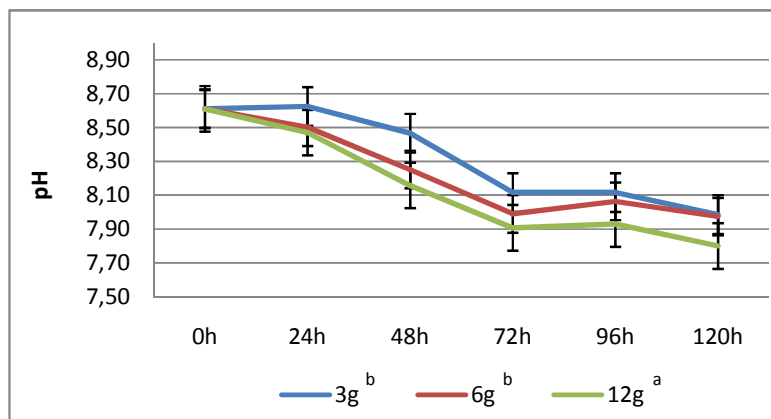


Figura 11: Variação do pH na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

Os valores de temperatura variaram de 27,2 a 30,1 °C (Figura12) e, segundo Boyd, (2003) a temperatura tem um pronunciado efeito nos processos químicos e biológicos alterando essas reações que dobram a cada 10 °C de aumento de temperatura da água. O tratamento que continha animais de 6g apresentou diferença estatística com relação ao decréscimo da temperatura que foi de 5,65%. Já os tratamentos contendo camarões com 3 e 12g não apresentaram diferenças com relação ao decréscimo da temperatura que foi de 6,25% para os de 3g e 6,38% para os de 12g.

Já para o oxigênio dissolvido, os camarões de 12 g apresentaram um consumo de oxigênio significativamente superior aos demais (Figura 13), o que se justifica pelo maior requerimento metabólico destes animais. O valor inicial de oxigênio dissolvido para todos os tratamentos foi de 4,5 mg L⁻¹ e os valores finais foram de 4,4, 4,1 e 3,2 mg L⁻¹ para os camarões de 3, 6 e 12 g, respectivamente. O consumo de oxigênio dos animais de 3 e 6 g não apresentou diferença significativa em relação ao oxigênio consumido que ficou em 1,47% e 8,38% respectivamente. Nos tratamentos com animais de 12 g o consumo do oxigênio dissolvido foi de 29,29%.

Organismos aquáticos em uma temperatura de 30 °C usam duas vezes mais oxigênio dissolvido que em um mesmo ambiente a 20 °C. Assim, em temperaturas mais altas o requerimento de oxigênio pelos animais aumenta e a capacidade de dissolução do gás diminui contribuindo de forma conjunta para os baixos níveis de oxigênio dissolvido (BOYD, 2003). Segundo Bett; Vinatea (2009) a temperatura,

salinidade e peso dos animais cultivados alteram significativamente o consumo de oxigênio no cultivo o que justifica os menores valores de oxigênio dissolvido para os indivíduos de maior tamanho visto que a temperatura e a salinidade foram as mesmas para todos os tratamentos.

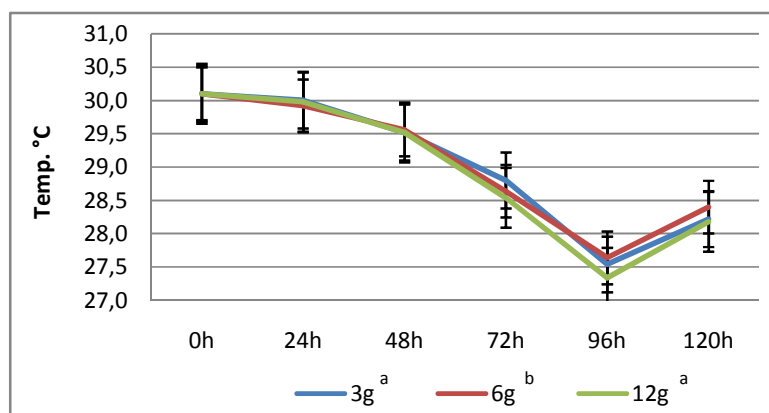


Figura 12: Variação da temperatura na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

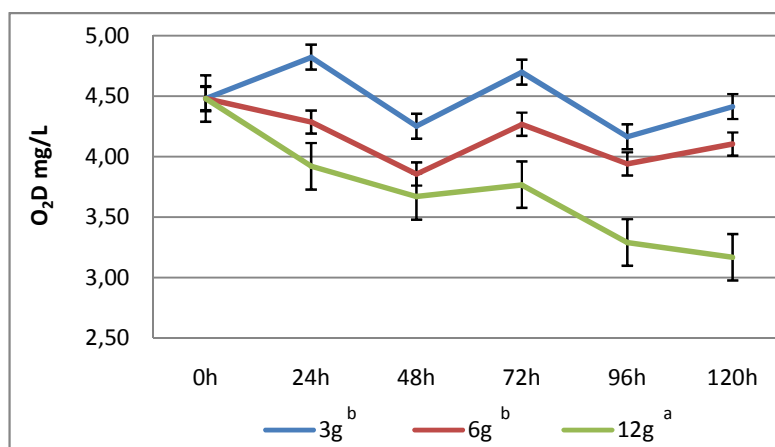


Figura 13: Concentração de oxigênio dissolvido na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

Quanto ao crescimento, os indivíduos não apresentaram diferença estatística entre si nem quanto ao valor inicial, provavelmente por se tratar de um experimento

de curta duração, insuficiente para evidenciar qualquer acréscimo no peso dos animais.

Para mitigar os efeitos poluidores da carcinicultura o ambiente se arma de duas possibilidades: a assimilação bacteriana com a formação de gases e a assimilação pela biomassa vegetal. Biofiltros bacterianos são dissimilativos. Agem através de uma série de reações de oxidação e redução que degradam os compostos poluentes em N_2 gasoso e CO_2 totalmente inofensivos do ponto de vista ambiental (NEORI *et al.*, 2004).

Neste experimento os resultados encontrados para fosfato diferem dos esperados provavelmente por se tratar da presença de bactérias no meio de cultivo que encontraram um ambiente favorável para se desenvolver visto que não encontraram concorrência com o fitoplâncton, provavelmente tendo sido boa parte eliminada pelo filtro UV. Mesmo assim, os valores encontrados para os nutrientes sugerem a possibilidade de sucesso no cultivo consorciado entre camarões marinhos e a macroalga *Gracilaria birdiae*.

A densidade populacional do experimento foi propositalmente estipulada visando o aumento na velocidade das reações com a maior disponibilidade de nutrientes por m^3 para uma melhor visualização do comportamento destes nutrientes na água de cultivo. Embora as densidades utilizadas neste experimento tenham sido extremamente elevadas (algo em torno de até 300 indivíduos por m^2), ao se utilizar densidades normais no ponto de vista comercial (30 a 40 indivíduos por m^2) o cultivo com macroalgas se torna viável e uma alternativa para otimizar a qualidade da água de cultivo inclusive com camarões de tamanhos maiores.

5.2. Depleção de oxigênio na água de cultivo de camarões

O decréscimo de oxigênio nos tratamentos contendo camarões de 3, 6 e 12 g foi de 96, 94 e 92%, respectivamente, contra 12% do controle (Figura 14). Os indivíduos menores toleraram um maior decréscimo de oxigênio (96%), visto que levaram mais tempo para que, pelo menos, 50% deles viessem a óbito. O intervalo de tempo que resultou na morte de, pelo menos, 50% dos indivíduos de cada tratamento ficou em torno de uma hora e vinte minutos e os valores letais médios de

oxigênio dissolvido na água foi de $0,31 \pm 0,06 \text{ mg L}^{-1}$ para o camarão pequeno, $0,41 \pm 0,03 \text{ mg L}^{-1}$ para o camarão médio e $0,53 \pm 0,04 \text{ mg L}^{-1}$ para o camarão grande.

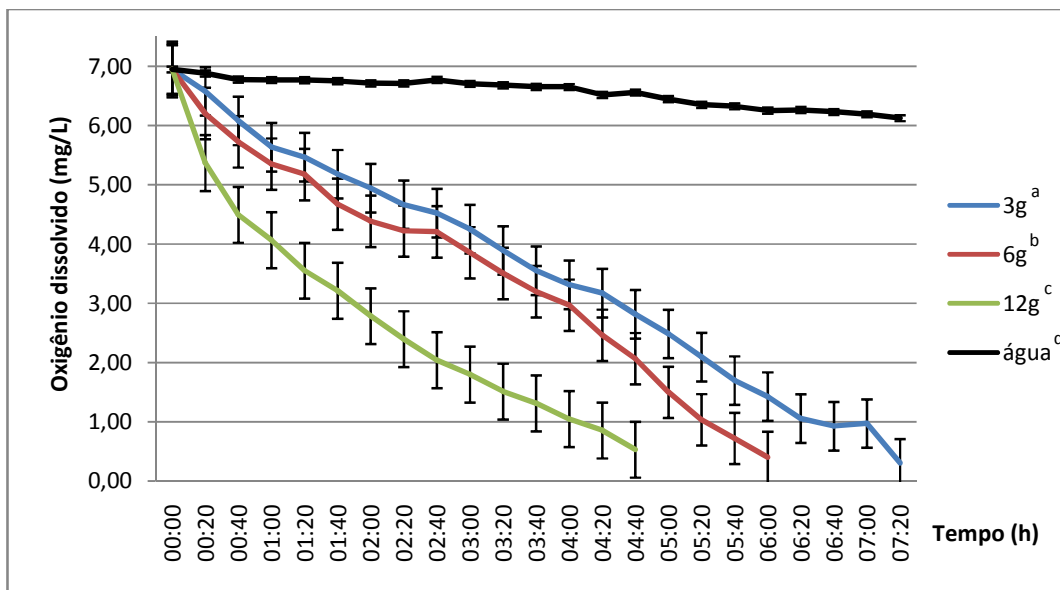


Figura 14: Depleção de oxigênio dissolvido por unidade de tempo na água de cultivo de camarões *Litopenaeus vannamei*.

A ANOVA e o teste de Tukey ($p < 0,01$) evidenciaram que a depleção de oxigênio foi diferente entre todos os tratamentos, sendo significativamente superior no cultivo dos animais maiores, seguida dos camarões médios e pequenos, o que comprova que animais maiores são menos tolerantes a quedas acentuadas de oxigênio dissolvido e os mesmos requerem mais oxigênio na água para manter suas funções metabólicas em momentos de estresse. O decréscimo de oxigênio dissolvido observado na água do controle é justificado pelas reações de oxidação de nutrientes presentes naturalmente na água e dos resíduos do metabolismo dos animais, visto que neste experimento os mesmos não foram alimentados.

Com relação ao consumo de oxigênio, como era de se esperar o tratamento contendo indivíduos maiores (12 g) apresentou o maior consumo de oxigênio (Figura 15) o que é justificado pelo maior requerimento metabólico que este animal tem em relação aos outros de menor tamanho. Todos os tratamentos apresentaram diferença estatística para o consumo de oxigênio.

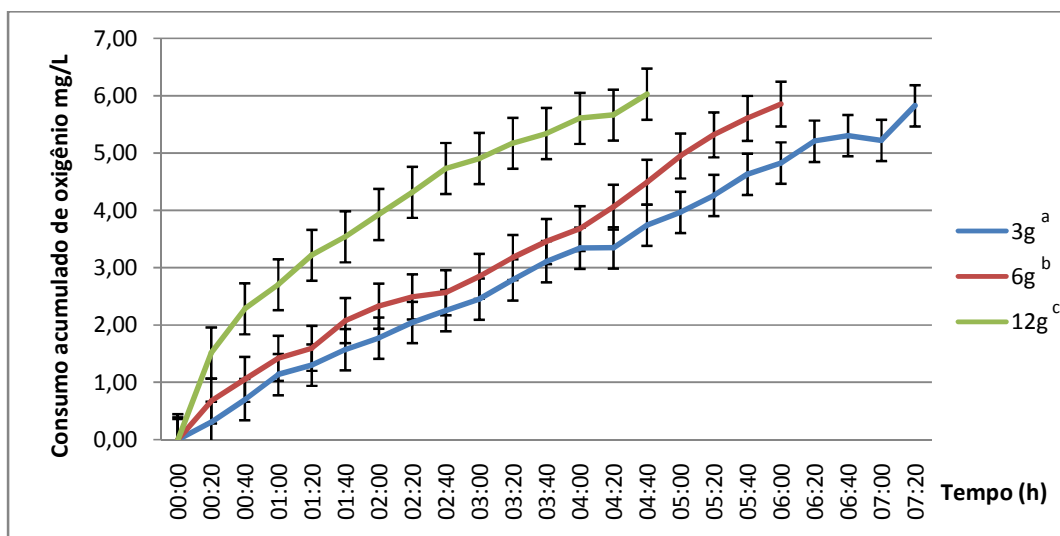


Figura 15: Consumo acumulado de oxigênio por camarões *Litopenaeus vannamei*.

Na aqüicultura é importante saber qual a resistência do animal quanto a situações de anoxia, pois em uma situação real a suplementação de oxigênio pode definir o sucesso da produção. Pouco se sabe sobre os requerimentos de oxigênio pelos camarões cultivados de forma que não está definida exatamente qual a necessidade ou resistência dos animais a um sistema sem incremento de oxigênio. Bett; Vinatea (2009) trabalharam no sentido de provar que o requerimento de oxigênio difere conforme a temperatura, salinidade e principalmente a fase de desenvolvimento do animal pela simples questão de proporção biomassa x volume e do próprio metabolismo do animal. Os autores mostraram que existem exigências diferenciadas conforme a fase de vida do animal e o ambiente onde ele está inserido e propõem equações de regressão que permitem calcular o consumo de oxigênio de *L. vannamei* para as diferentes combinações de temperaturas, salinidades e tamanhos.

Em densidades de estocagem em manejos comerciais a resistência dos animais a condições de oxigenação restrita se mostra interessante do ponto de vista da possibilidade de policultivo. Em uma densidade equivalente a 333 camarões por m³ os animais de 12g levaram quatro horas para morrer em numero superior a 50% do total de indivíduos.

5.3. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* sob estresse luminoso

Os tratamentos com 5 e 10 g de alga apresentaram valores de absorção de nutrientes semelhantes entre si, os quais foram semelhantes aos obtidos nos tratamentos com 15 e 20 g e todos diferiram estatisticamente do controle. O valor inicial de 1,66 mg L⁻¹ de amônia diminuiu ao fim de dez dias para 0,36, 0,38, 0,09 e 0,07 mg L⁻¹ nos tratamentos com 5, 10, 15 e 20 g de alga, enquanto no controle a redução foi apenas até 1,04 mg L⁻¹ (Figura 16). Estes valores representam uma remoção total de amônia de 78,19, 77,35, 94,58 e 95,78% nos respectivos tratamentos. O controle deste experimento (sem macroalgas) pode simular uma bacia de sedimentação, onde há atuação de bactérias e microalgas na remoção da amônia. Desta forma, a diferença entre os valores encontrados nos tratamentos menos os valores do controle são os valores reais de remoção de amônia pelas algas que foram de 40,60, 39,76, 56,99 e 58,19%, nos respectivos tratamentos.

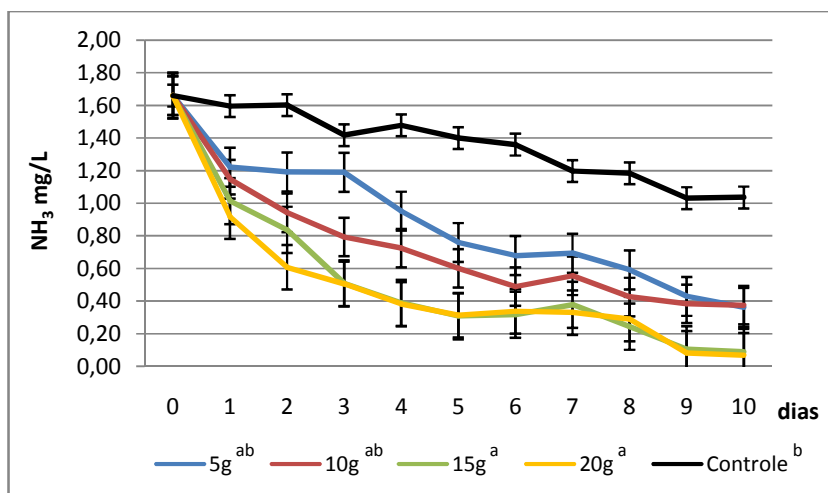


Figura 16: Concentração de amônia na água sob iluminação constante.

Conforme comentários anteriores, as concentrações de nitrito e nitrato tendem a se comportar de maneira antagônica devido à ocorrência das reações do processo de nitrificação. Porém, quando submetidos a iluminação constante os valores de nitratos, em todos os tratamentos, mantiveram-se praticamente estáveis e

foram estatisticamente iguais em todos os tratamentos, inclusive no controle (Figura 18). Já para os valores de nitritos, um incremento significativo (13,33%) foi observado no controle, enquanto nos tratamentos com 15 e 20 g de algas houve uma remoção de 6,67%. Por outro lado, os tratamentos com 5 e 10 g de algas não apresentaram nenhuma remoção de nitritos (Figura 17).

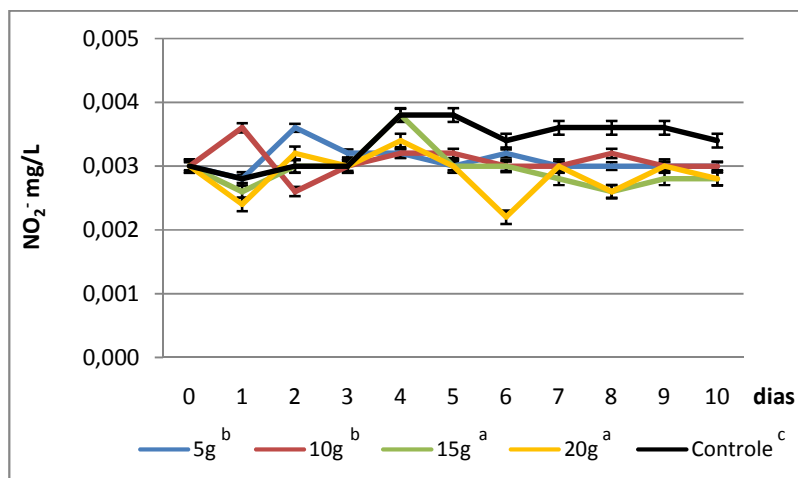


Figura 17: Concentração de nitrito na água sob iluminação constante.

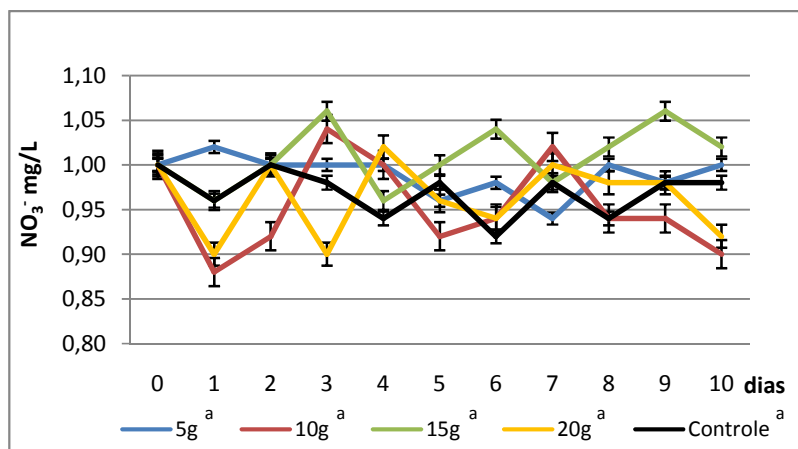


Figura 18: Concentração de nitrato na água sob iluminação constante.

Rocha (2009) enumera vários relatos que evidenciam o poder de filtração biológica e a capacidade de assimilação de nutrientes por algas marinhas. A autora cita que Wang *et al.* (2007) verificaram que $0,67 \text{ g L}^{-1}$ da macroalga *Ulva pertusa*

removeu 68% da amônia presente nos efluentes do cultivo de pepinos do mar. Neori *et al.* (2000) mostraram que a macroalga *U. lactuca* na densidade de 2,5 g L⁻¹ foi capaz de reduzir, em 80%, os valores de amônia presentes nos efluentes de cultivo do peixe *Sparus aurata*. Jones *et al.* (2001) confirmaram que 20 g L⁻¹ da macroalga vermelha *Gracilaria edulis* assimilou, na primeira hora de biofiltração, 87% da amônia ionizada de um efluente do cultivo de camarões, após a passagem deste pelo cultivo de ostras; Carmona *et al.* (2006) observaram uma redução nos níveis de amônia de 70 a 100% em um cultivo integrado de peixes e macroalgas do gênero *Porphyra*. No que diz respeito a espécie estudada, Marinho-Soriano *et al.* (2009a) constataram que a macroalga vermelha *G. birdiae*, cultivada em efluentes de aquicultura na densidade de 2 g L⁻¹ absorveram 34% de amônia na sua forma ionizada. Esta mesma autora afirma em vários outros relatos (MARINHO-SORIANO *et al.*, 2002; CASTELO-PEREIRA *et al.*, 2007) que parâmetros ambientais tais como a luz são capazes de influenciar na capacidade de absorção dos nutrientes pelas algas.

Segundo Esteves (1998) a absorção do íon amônio (NH₄⁺) é energeticamente mais viável para os organismos produtores. Haines; Wheeler (1978) complementam que o íon amônio é transportado ao interior das algas por difusão passiva. Este tipo de transporte garante uma maior economia energética possibilitando a realização de outras atividades metabólicas (LOBBAN; HARRISON, 1997).

Com relação aos teores de fosfatos, houve uma remoção de 57,21, 67,67, 74,42, 86,98 e 30,70% para os tratamentos com 5, 10, 15 e 20 g e o controle respectivamente. A redução no controle sem macroalga foi de apenas 0,26 mg L⁻¹ diferente de todos os tratamentos. O tratamento com 20g foi estatisticamente diferente de todos os outros como também o de 5g. Já os tratamentos com 10g e 15g de alga apresentaram semelhança entre si entre os valores final e inicial (Figura 19).

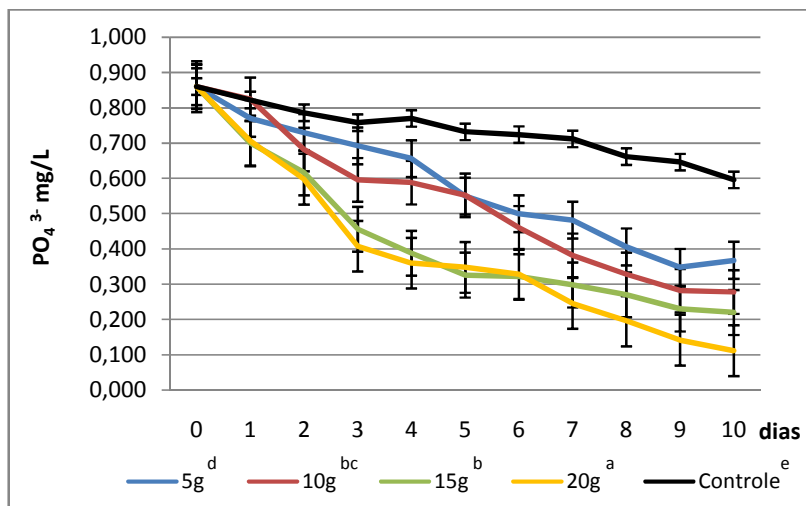


Figura 19: Concentração de fosfato na água sob iluminação constante.

Para Boyd (2003), os níveis aceitáveis de fósforo em águas de viveiros de camarão podem variar de 0,005 a 0,2 mg L⁻¹, sendo este último valor alcançado mais rapidamente quando foram utilizados 20 g de algas. O autor afirma ainda que as concentrações de ortofosfatos aumentam na água conforme aumentam as quantidades de alimento fornecidas a peixes e camarões. Já Chamberlain (2003) afirma que os níveis médios de fósforo para manter a qualidade da água devem variar de 0,3 a 0,5 mg L⁻¹.

Segundo Nunes (2006), embora a macroalga *G. birdiae* possa alcançar valores positivos de crescimento em ambientes eutrofizados, a mesma pode não desempenhar um papel satisfatório como biofiltrador de efluentes de carcinicultura, por não tolerar essa condição por muito tempo. Rocha (2009) relata que esta mesma espécie não foi capaz de absorver fosfatos e atribui isto ao fato desta espécie ser intolerante a elevadas concentrações de nutrientes podendo inclusive levá-la a morte. Ao contrário do que foi demonstrado nesses trabalhos, o experimento mostrou que *G. birdiae* foi capaz de retirar valores significativos de fosfato da água, visto que os resultados de todos os tratamentos diferem estatisticamente dos obtidos no controle. Isto significa que mesmo na menor densidade algal a espécie ainda foi capaz de remover fosfatos de maneira satisfatória.

No tocante ao incremento real de oxigênio, os tratamentos com 5, 10, 15 e 20 g de algas apresentaram valores de 1,22, 1,12, 1,42 e 1,47 mg/L, respectivamente.

Estes valores representaram aumentos de 32,25, 29,89, 36,92 e 47,26% de oxigênio na água de cultivo (Figura 20). Todos os tratamentos apresentaram resultados diferentes estatisticamente do controle, sendo que os obtidos com 15 g se mostraram semelhantes aos obtidos com 20 g e aos dos tratamentos com 5 e 10 g que, por sua vez, diferiram dos resultados obtidos no tratamento com 20 g de algas.

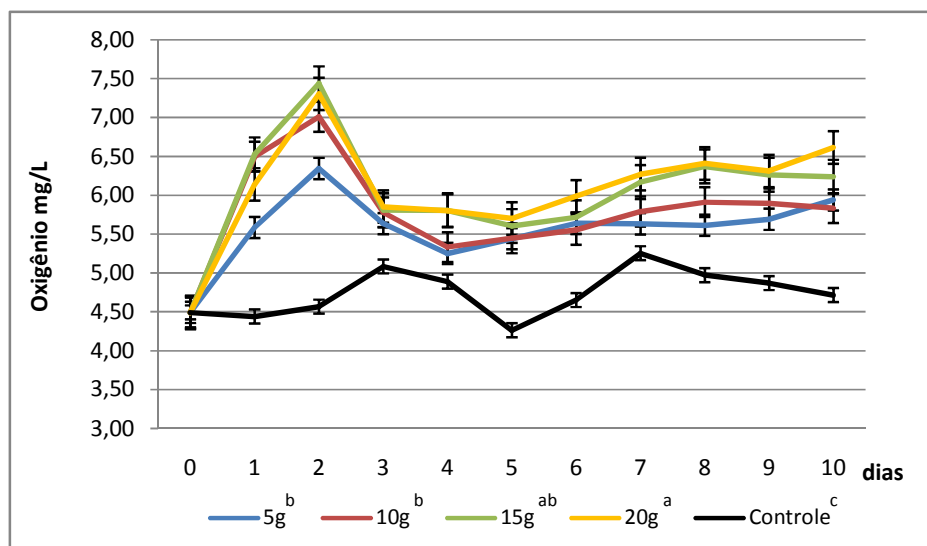


Figura 20: Concentração de oxigênio na água sob iluminação constante.

Os valores de pH e temperatura mantiveram-se dentro do esperado e variaram entre 7,5 a 8,6 e de 26,0 e 28,9°C, respectivamente. Os resultados obtidos em todos os tratamentos e no controle não apresentaram diferença significativa entre si em nenhum momento durante o experimento.

Quando o mesmo experimento foi realizado com um foto-período de 12 horas de claro e 12 horas de escuro (Figura 21), as concentrações de amônia também se comportam de maneira decrescente para todos os tratamentos. A redução da concentração de amônia em todos os tratamentos contendo alga diferiu significativamente do controle sem alga, confirmando a eficiência da espécie na retirada de amônia da água. Não houve diferença estatística entre os tratamentos contendo 5 e 10 g de alga, mas estes diferiram dos tratamentos com 15 e 20 g de alga que também não diferiram entre si, sendo estes últimos aparentemente mais rápidos na retirada de amônia da água.

É interessante frisar que a maior retirada acontece no primeiro dia após a adição da alga ao sistema. Apesar de apenas o tratamento contendo 5g de alga ter diferido estatisticamente dos tratamentos contendo mais algas no primeiro dia, este ainda se mostrou eficiente na remoção de amônia da água. Nos tratamentos contendo 15 e 20 g de alga a remoção de amônia foi de 1,28 e 1,31 mg L⁻¹, respectivamente em apenas 24 horas e a remoção no tratamento contendo 10 g de algas não diferiu destes dois últimos neste mesmo espaço de tempo.

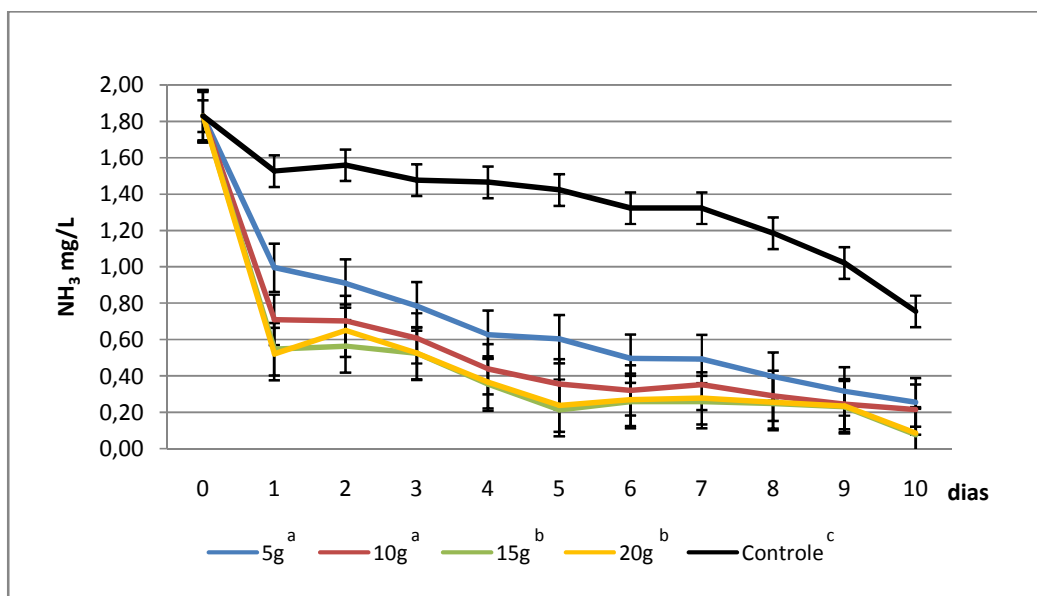


Figura 21: Concentração de amônia na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.

No experimento com luz constante e foto-período o comportamento da amônia foi praticamente o mesmo. A maior porção removida de amônia ocorreu durante os dois primeiros dias e depois disso tendeu a estabilização. No tratamento com 5 g de alga, cuja densidade algal ficou em 1,67g L⁻¹, a diminuição da concentração de amônia foi praticamente constante, sendo menos acentuada a queda nos primeiros dias em relação aos outros tratamentos. Em geral, as macroalgas apresentam uma alta taxa de absorção de nutrientes nas primeiras horas de exposição, diminuindo a medida em que os nutrientes são acumulados nos tecidos (CARNEIRO, 2007). Assim, a luz constante ou interrompida, não parece alterar a capacidade de absorver de maneira satisfatória a amônia da água.

Durante o experimento, as concentrações de nitritos na água apresentaram leve aumento, diferindo estatisticamente do valor inicial apenas nos dois tratamentos contendo menor densidade algal. Os teores de nitritos nos tratamentos contendo alga diferiram estatisticamente do controle somente a partir do oitavo dia, mostrando a participação das macroalgas na manutenção dos baixos valores, já que no controle sem macroalgas os teores de nitritos aumentaram significativamente a partir deste dia. Os valores de nitritos nos tratamentos contendo algas diferiram apenas do tratamento com maior densidade algal que apresentou valores significativamente menores dos obtidos nos demais tratamentos e controle no sexto dia de cultivo (Figura 22).

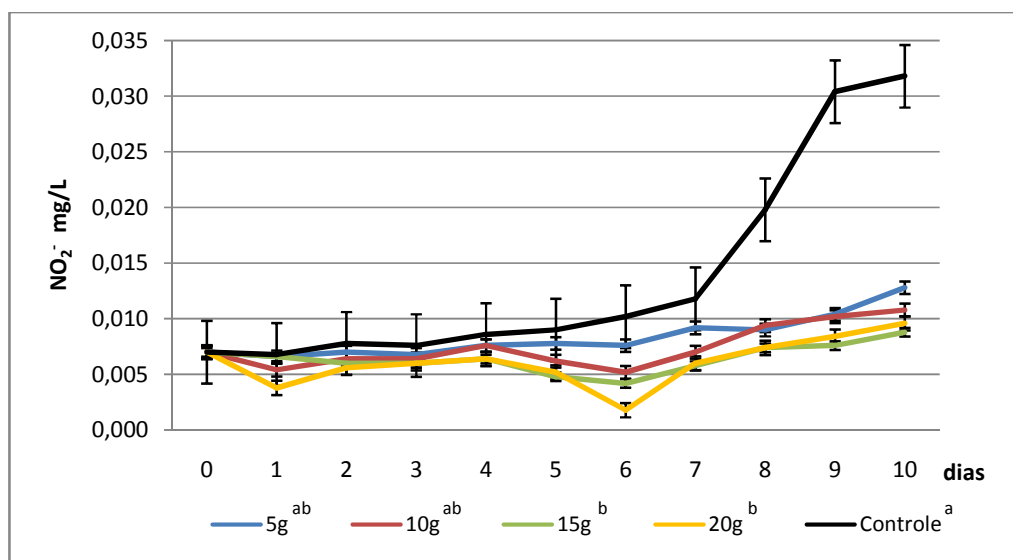


Figura 22: Concentrações de nitritos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.

Em trabalho com cultivo consorciado, Rocha (2009) constatou que a retirada de nitrito por parte das macroalgas é mínima, não sendo significativa diante das outras fases de filtração. O mesmo é reportado por Cavalcante-Júnior (2005) em cultivo de tilápias integrado com sedimentação, ostras e macroalgas.

Os valores das concentrações de nitrato se apresentaram quase que de forma antagônica quando comparados aos valores de concentração de nitritos. Os nitratos apresentaram queda significativa em relação ao valor inicial de $1,6 \text{ mg.L}^{-1}$

em apenas 24 horas e mantiveram este comportamento durante todo o experimento (Figura 23).

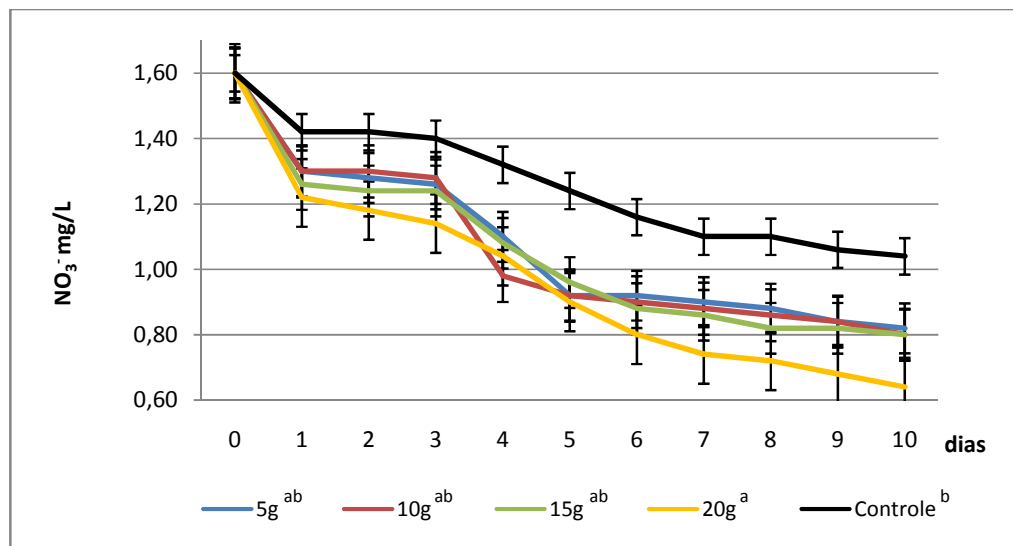


Figura 23: Concentrações de nitratos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.

O comportamento dos parâmetros nitrito e nitrato nas duas situações de iluminância foram semelhantes, senão pelo fato de que com iluminação constante os valores foram mais instáveis em relação aos obtidos nos tratamentos com fotoperíodo.

Tal como o teste com iluminação constante, a absorção do fosfato com fotoperíodo foi igualmente eficiente. Os valores médios finais de remoção de fosfatos da água foram de 0,23 e 0,26 mg L⁻¹ para os tratamentos com 5 e 10 g de alga, respectivamente, valores semelhantes aos encontrados nos demais tratamentos (Figura 24).

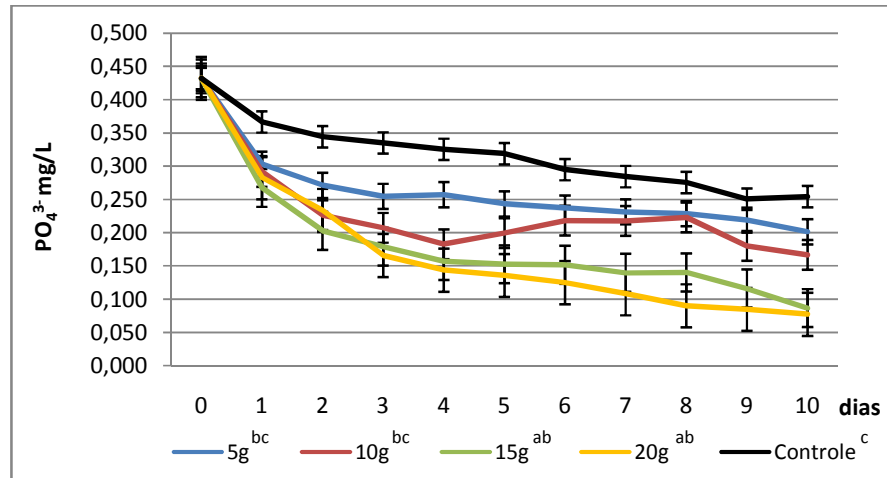


Figura 24: Concentrações de fosfatos na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.

Com relação as concentrações de oxigênio, os valores observados nos tratamentos contendo algas não apresentaram diferenças significativas entre si, porém todos diferiram do controle o que demonstra a eficiência da espécie na produção de oxigênio. O incremento de oxigênio foi da ordem de 30,51, 26,01, 26,12 e 36,46% nos tratamentos com 5, 10, 15 e 20 g de algas respectivamente (Figura 25), valores um pouco mais baixos que no experimento com iluminação constante, porém sem diferença estatística com exceção do tratamento de 20g do primeiro experimento. Isto é explicado pelo fato de que neste experimento a alga tinha 12 horas sem iluminação para realizar as reações metabólicas da respiração. No momento da respiração alguns compostos absorvidos são assimilados pelo metabolismo de forma que a alga ganha proteínas e carboidratos o que explicaria as menores taxas de crescimento das algas do primeiro experimento, 5,5, 5,4, 9,0 e 8,2% para os tratamentos com 5, 10, 15 e 20 g respectivamente, comparadas as obtidas no segundo experimento que foram de 14,6, 12,7, 9,3 e 11,6% na mesma ordem.

Submetida a iluminação constante a alga realiza mais a fotossíntese que a respiração resultando na diminuição da produção de carboidratos.

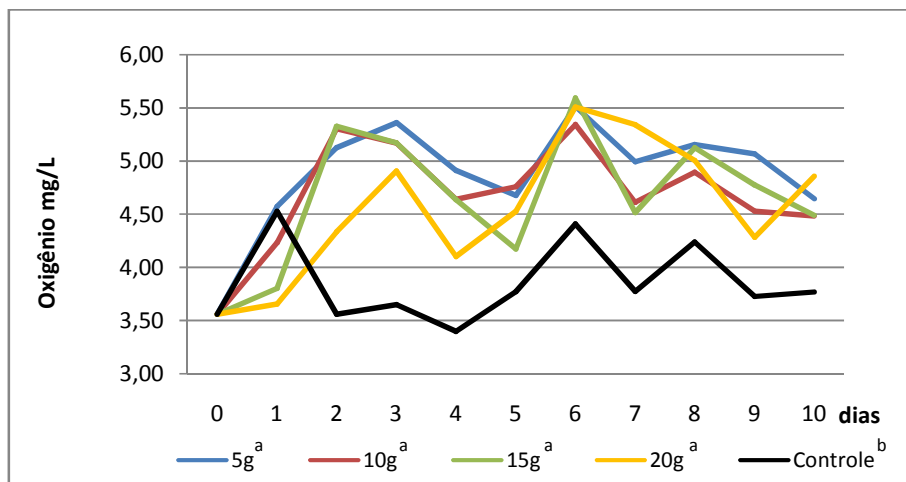


Figura 25: Concentrações de oxigênio na água sob iluminação com foto-período de 12h de claro e 12h de escuro.

Mesmo apresentando bons resultados de remoção de nutrientes, passados 10 dias de utilização das algas utilizadas nestes experimentos as mesmas se apresentavam com as terminações dos talos despigmentadas (Figura 26).

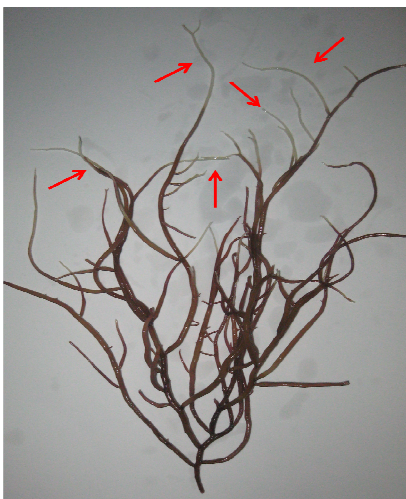


Figura 26: Detalhe dos ápices das algas despigmentados após 10 dias de experimento.

Dessa forma acredita-se que a luz constante frente o foto período não teve melhores resultados, mas alterando a intensidade da luz incidente os resultados

passam ser diferentes de modo que a iluminação constante possa vir a sobrecarregar as funções fotossintéticas da alga levando a morte.

5.4. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* em diferentes salinidades

Após o preparo da água em diferentes salinidades, as concentrações iniciais de amônia em cada salinidade sofreram algumas alterações, de forma que os valores iniciais foram diferentes entre os tratamentos. Desta forma, os valores são expressos em percentual de remoção dos nutrientes da água.

A amônia da água dos tratamentos nas salinidades de 30, 40 e 50 foi significativamente reduzida, após quatro dias, sem diferença estatística para os valores de remoção de amônia (Figura 27). Para os tratamentos com salinidade 30, 40 e 50 a remoção foi da ordem de 98,64, 98,46 e 97,65%, respectivamente. No primeiro dia do experimento, os tratamentos com salinidade 10 e 20 apresentaram uma remoção de amônia semelhante à observada nos demais tratamentos e sem diferença estatística entre os mesmos. Porém, a partir do segundo dia foi observado o turvamento da água nos tratamentos nas salinidades 10 e 20, o que caracteriza o estresse seguido de morte dos exemplares testados. Já a partir do quarto dia houve um aumento de amônia na água dos dois referidos tratamentos. Segundo Rocha (2008), o estresse da alga pode acarretar na devolução de nutrientes já assimilados à água, o que explica o aumento dos valores de concentração nos tratamentos nas salinidades 10 e 20. Diante do exposto, podemos afirmar que a remoção de amônia nas salinidades 30, 40 e 50 foi bastante satisfatória.

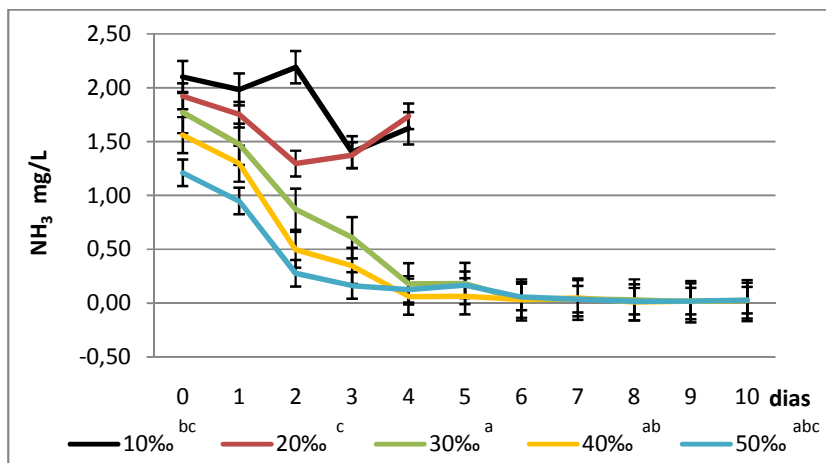


Figura 27: Concentração de amônia na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades.

De acordo com Oliveira (1997), as condições ideais de crescimento da maioria das espécies de macroalgas brasileiras estão entre 22 e 28°C e em salinidades variando de 28 a 36, embora algumas espécies tolerem variações mais amplas. No caso de *G. birdiae*, o experimento mostrou que a espécie é capaz de manter suas funções metabólicas de absorção de nutrientes mesmo em salinidades mais elevadas que as salinidades do ambiente natural. Já nas menores salinidades, a alga se mostrou bastante estressada, sendo incapaz de produzir oxigênio e de absorver amônia de maneira satisfatória.

Houve um leve incremento de nitrito na água dos tratamentos com salinidades 30, 40 e 50 sem diferença estatística entre os mesmos (Figura 28). Já os teores de nitritos da água nas salinidades 10 e 20 sofreram um aumento bastante significativo exatamente a partir do segundo dia, quando foi observado o turvamento da água, porém no primeiro dia do experimento esses tratamentos tiveram comportamento semelhante aos demais não apresentando diferença estatística. Desta forma, as algas desta espécie conseguiram resistir a um elevado nível de estresse osmótico por, no máximo, 24 horas.

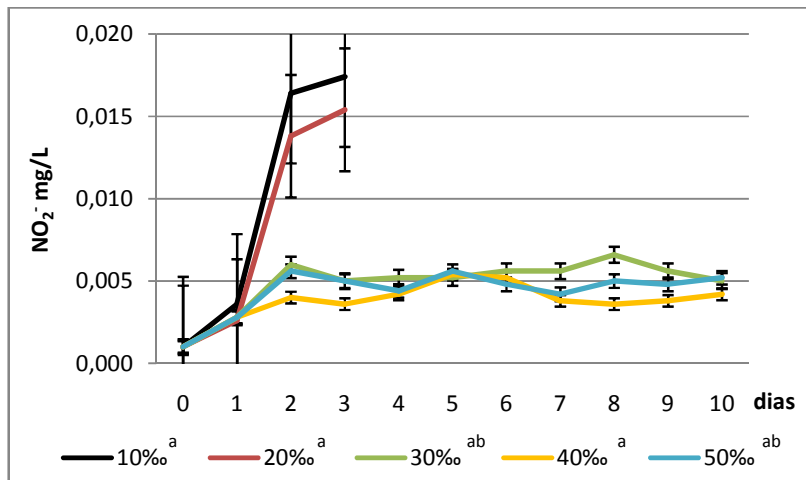


Figura 28: Concentração de nitritos na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades

A concentração de nitratos nas águas dos tratamentos 30, 40 e 50 se caracterizou por um aumento após a introdução das algas na água com um pico no primeiro dia. Já a partir do segundo dia, os valores de nitritos na água foram reduzidos e, depois do terceiro dia de cultivo, permaneceram estatisticamente semelhantes até o fim do experimento (Figura 29). No primeiro dia, os valores mais elevados de nitritos foram observados na salinidade 50, seguida pelas salinidades de 40 e 30, o que pode indicar alguma influência da elevada salinidade no aumento de nitrato na água. Mesmo assim os exemplares parecem entrar equilíbrio, após o primeiro dia, quando se estabilizam as concentrações de nitratos na água. Por outro lado, as concentrações de nitratos da água com salinidades 10 e 20 tiveram comportamento exatamente inverso o que aponta um estresse osmótico letal, impossibilitando a recuperação da alga.

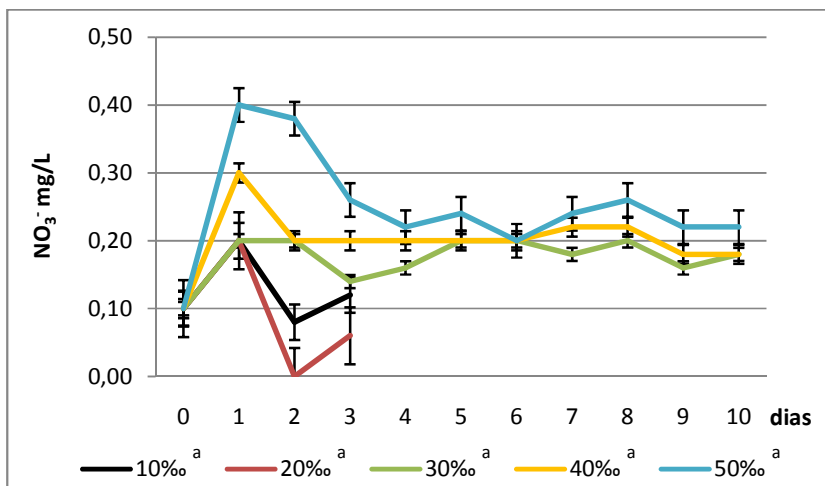


Figura 29: Concentração de nitratos na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades.

Apesar dos valores iniciais de fosfatos terem sido diferentes para cada tratamento, mesmo assim os valores de remoção de fosfatos não apresentaram diferença estatística entre os tratamentos, mesmo sendo os valores iniciais nos tratamentos 40 e 50 maiores que os finais. Como podemos observar, a remoção de fosfato parece não ter sido afetada diretamente pela variação das salinidades da água nos tratamentos (Figura 30).

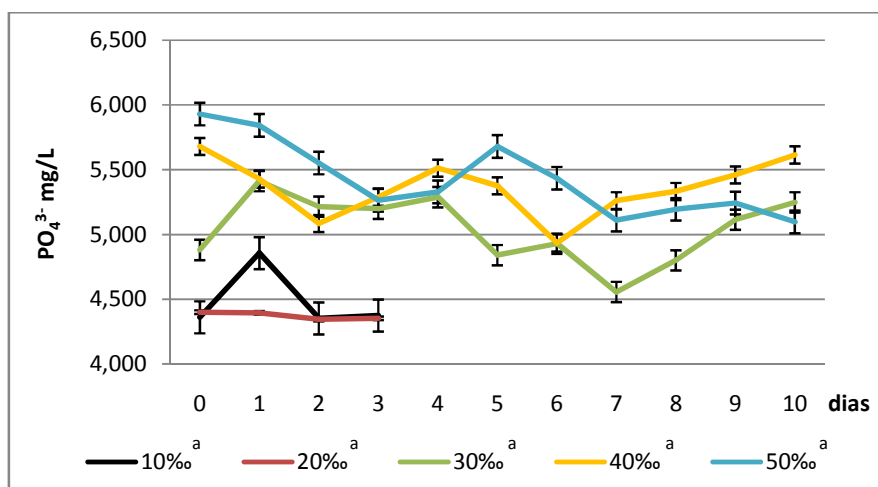


Figura 30: Concentração de fosfatos na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades.

O oxigênio dissolvido oscilou durante o experimento, mas se comportou de forma semelhante nos tratamentos com salinidades 30, 40 e 50. Durante o primeiro dia de cultivo, as concentrações de oxigênio dissolvido na água de todos os tratamentos foi idêntica, porém a partir do segundo dia, as águas com salinidades 10 e 20 apresentaram uma acentuada redução na concentração de oxigênio, o que confirma a morte dos exemplares destes tratamentos por estresse osmótico (Figura 31).

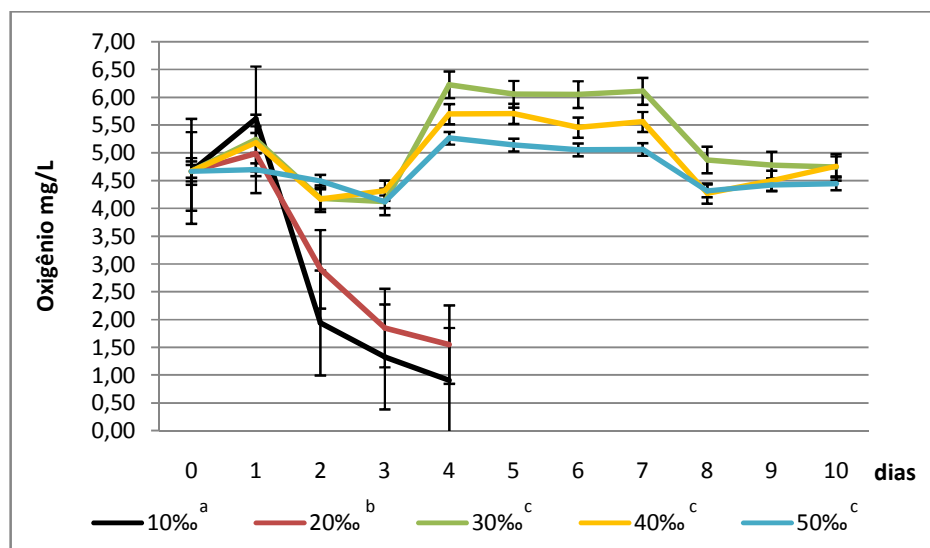


Figura 31: Concentração de oxigênio na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades.

O pH da água com salinidades 10 e 20 caiu drasticamente, enquanto que nos demais tratamentos os valores de pH foram mantidos e não apresentaram diferença estatística entre eles (Figura 32). O pH diminuiu devido o aumento de matéria orgânica na água provocado pela morte da alga.

A matéria orgânica morta é naturalmente instável, entrando em decomposição imediatamente após a morte do organismo que a gerou. A mineralização ou decomposição da matéria orgânica é portanto um processo natural. O excesso de matéria orgânica pode causar poluição por aumentar a quantidade de nutrientes na água, reduzindo a concentração de oxigênio dissolvido e aumentando a concentração de CO₂ e, conseqüentemente, ocasionando a redução do pH (BARBIERI-JUNIOR; OSTRENSKY-NETO, 2002; BOYD, 1998)

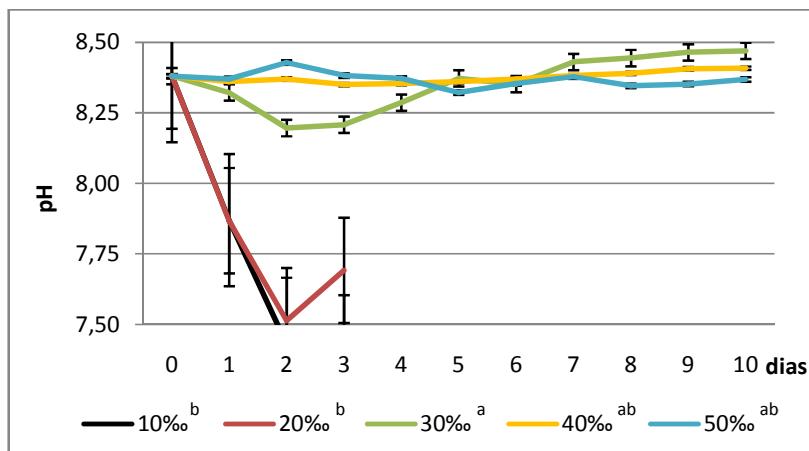


Figura 32: Valores de pH na água em tratamentos contendo algas *G. birdiae* em diferentes salinidades.

Os valores de temperatura variaram de 27,4 a 29,2°C em todos os tratamentos e não apresentaram diferença estatística entre si. As algas expostas as salinidades de 10 e 20 se apresentavam murchas após o segundo dia de experimento e ainda despigmentadas em mais de 50% do total da estrutura algal. Notadamente as algas se apresentavam em processo de decomposição visto que estavam frágeis e seus tecidos rompiam-se facilmente (Figura 33).



Figura 33: Detalhe da coloração e enrugamento das algas dos tratamentos 10 e 20‰.

Estes resultados contrariam Santos (2010) que diz que a salinidade onde as macroalgas *Gracilaria* se desenvolvem melhor estaria entre 10 e 30. Isto significa que dependendo da espécie estas algas podem ser utilizadas como biofiltros em diversos sistemas de cultivo de camarão marinho em água salina.

5.5. Absorção de nutrientes pela macroalga *Gracilaria birdiae* após estresse hídrico

Em ambos os níveis de estresse hídrico, ou seja, tanto com uma suspensão de 9 como de 12 horas, as algas morreram a partir da segunda suspensão. A água se apresentou turva e alguns parâmetros indicaram o estresse seguido da morte dos exemplares.

A concentração da amônia diminuiu, porém a remoção foi pequena em relação aos experimentos realizados sem estresse hídrico, sendo de 3,60 e 6,88% para o tratamento com algas suspensas por 9 e 12 h, respectivamente. Como nos outros experimentos, os teores de nitritos e nitratos apresentaram comportamento antagônico de forma que os nitritos aumentaram e os nitratos diminuíram. Os nitritos aumentaram em cerca de 131,67% no tratamento com suspensão por 9 h e em 6,90% quando as algas foram suspensas da água por 12 h. Já as concentrações de nitratos foram reduzidas em 50 e 18,38% quando as algas foram suspensas por 9 e 12 h, respectivamente. Com relação as concentrações de fosfatos, estas apresentaram uma remoção na ordem de 43,44% quando as algas foram suspensas da água por 9h e de 25,48% quando o estresse hídrico foi de 12 h.

Como podemos observar mesmo sob forte estresse hídrico a alga ainda foi capaz de assimilar os nutrientes dissolvidos na água pelas primeiras horas (Figura 34). No entanto, pode-se perceber que os valores de remoção neste experimento foram sempre menores que nos demais, sem estresse hídrico.

A morte dos exemplares foi constatada pelos valores baixos de oxigênio e pH, demonstrando o aumento de matéria orgânica na água resultado de sua oxidação e ainda pelo turvamento da água de cultivo. Não se sabe ao certo o que a alga deposita da água para deixá-la turva. Possivelmente trata-se de polissacarídeos, pois ao menor sinal de estresse as algas liberam esses compostos perdendo

inclusive massa. Ao serem devolvidas à água as algas se apresentavam murchas e incapazes de se reidratar mesmo após horas dentro da água. Outro sintoma apresentado pelas algas foi a despigmentação de aproximadamente 40% do total da estrutura algal.

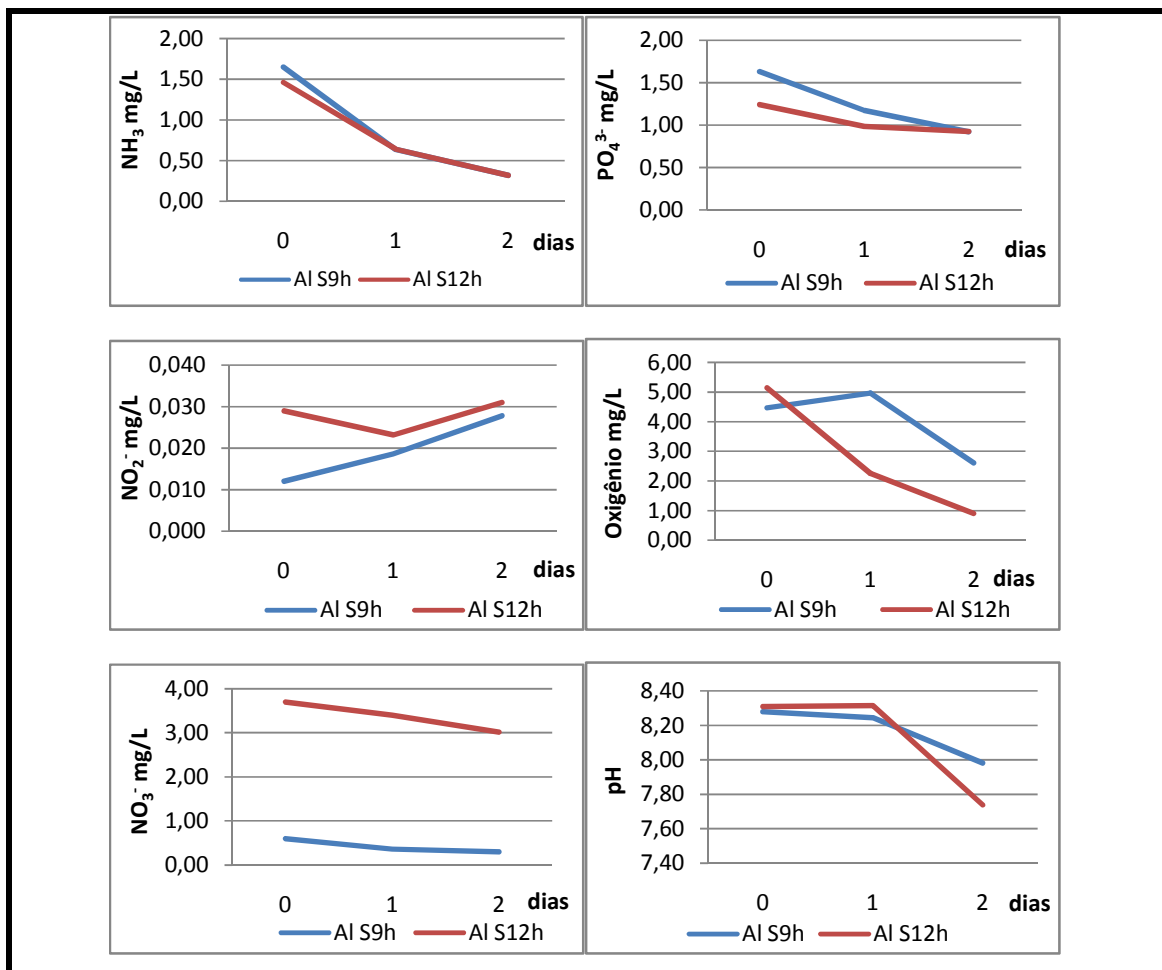


Figura 34: Comportamento dos parâmetros físico-químicos da água de cultivo de algas *G. birdiae* sob estresse hídrico.

O grande aporte de nutrientes na água durante o cultivo experimental do camarão marinho *L. vannamei* mostrou que o cultivo intensivo destes animais é uma atividade potencialmente poluidora do meio ambiente marinho, mesmo que este ambiente tenha alto poder de diluição dos efluentes nele lançados. Em sua busca por melhores práticas de gestão, o setor da aquicultura deve desenvolver práticas inovadoras e responsáveis que otimizem sua eficiência produtiva e diversifique seus produtos finais, garantindo a remediação dos impactos causados por seus resíduos

para manter a saúde das águas costeiras. Por isso é importante a incorporação de nutrientes gerados durante os cultivos de animais aquáticos em outros organismos que também possam contribuir para o processo produtivo como as macroalgas, por exemplo. Desta forma, estaremos otimizando o uso dos nutrientes da ração oferecida aos animais, ao mesmo tempo em que evitamos sua descarga no meio ambiente, o que poderia causar eutrofização das águas receptoras.

6 CONCLUSÕES

O cultivo experimental de *Litopenaeus vannamei* contribuiu com o incremento de mais de 100% de amônia na água no período utilizado, independente do peso dos animais. Foi observado também que animais menores consumiram proporcionalmente menos oxigênio no mesmo período, levando o dobro de tempo para virem a óbito, quando comparados com o tempo de morte de indivíduos com o dobro de peso.

Quanto a capacidade de absorção das algas, essas se mostraram de maneira geral eficientes na retirada de compostos nocivos aos camarões e ao ambiente presentes na água do efluente. A eficiência da remoção foi proporcional a densidade algal, mas em todas as densidades utilizadas ocorreu uma remoção satisfatória de nutrientes e incremento significativo de oxigênio dissolvido na água.

Com relação à influência da iluminação nos processos de absorção de nutrientes, o estresse luminoso incrementou a absorção em algumas situações, o que não significou incremento de biomassa.

Apesar da redução dos percentuais de remoção de nutrientes no sistema com fotoperíodo, estes se mostraram tão eficientes quando no experimento com iluminação constante, no entanto o mais interessante foi o notável ganho de massa das algas cultivadas com fotoperíodo

Em se tratando de salinidade a espécie mostrou-se altamente tolerante a salinidades superiores a 30 não comprometendo suas funções metabólicas, inclusive o crescimento. Já em salinidades abaixo de 20, a espécie não suportou mais de dois dias de cultivo.

Assim como nas baixas salinidades, o estresse hídrico por ressecamento também causou a morte dos exemplares mostrando que a espécie não tolera exposições a partir de 9 h ao ar, resultando em um rápido aumento de matéria orgânica na água, redução do pH e do oxigênio dissolvido da água.

É importante destacar o potencial papel das macroalgas na absorção de nutrientes na aquicultura, que pode ser utilizado na mitigação dos impactos

ambientais dos efluentes dos viveiros de cultivo de *L. vannamei*. A macroalga *G. birdiae* se mostrou eficiente na capacidade de remover nutrientes desses sistemas, além de representar uma espécie ficológica de valor comercial, podendo incrementar os ganhos econômicos de produção.

7 REFERÊNCIAS

BARBIERI-JÚNIOR, R.C.; OSTRENSKY-NETO, A. *Camarões marinhos: Engorda*. Viçosa: Aprenda Fácil, 2002. 353 p.

BERGHEIM, A. Now fish farms show up in phosphorous discharge estimates. *Fish Farmer*, 23 (5), 37. 2000.

BETT, Crislej; VINATEA, Luis. Combined effect of body weight, emperature and salinity on shrimp *litopenaeus vannamei* oxygen consumption rate. *Brazilian Journal of Oceanography*, 57(4):305-314, 2009

BOYD, C. E. Phosphorus: Key to Phytoplankton Management. *Global Aquaculture Advocate*, July/August, 2007.

BOYD, C. E. *Manejo da qualidade da água na aqüicultura e no cultivo do camarão marinho*. Recife: Associação Brasileira de Criadores de Camarão - ABCC, 2003. 157p.

BOYD, C. e TUCKER, C. *Pond Aquaculture Water Quality Management*. Boston: Kluwer Academic Publishers, 1998. 700p.

BRAZ FILHO, M. S. P. *Sistemas de recirculação de água para a aqüicultura*. São Paulo: ABRACOA, apostila, 2005. São Paulo, p. 1-13.

BUSCHMANN, H.A., CORREIA, J.A., WESTERMEIR, R., HERNANDEZ-GONZALES, M. del C and NORAMBUENA, R. Red Algal Farmin in Chile: a review. *Aquaculture*, n° 194, 203-220. 2001.

BUSCHMANN, A. H., MORA, O. A., GÓMEZ, P., BÖTGER, M., BUITANO, S., RETAMALES, C., VERGARA, P. A., GUTIERREZ, A. *Gracilaria* tank cultivation in Chile: use of land based salmon culture effluent. *Aquaculture Eng.* 13: 283- 300. 1994.

CARNEIRO, Marcella Araújo do Amaral; PEREIRA, Dinaelza Castelo; AZEVEDO, Carolina Angélica de Araújo; MARINHO-SORIANO, Eliane. Eficiência de absorção da macroalga *Gracilaria cervicornis* Turner (J. Agardh). *Revista Brasileira de Biociências*, Porto Alegre, v. 5, supl. 2, p. 807-809, jul. 2007

CASTELO-PEREIRA, DINAELZA; CARNEIRO, MARCELLA ARAÚJO DO AMARAL; AZEVEDO, CAROLINA ANGÉLICA DE ARAÚJO; MARINHO-SORIANO, ELIANE. Crescimento e Produção da Macroalga *Gracilaria domingensis* cultivada em consórcio com camarão. *Revista Brasileira de Biociências*, Porto Alegre, v. 5, supl. 2, p. 987-989, jul. 2007

CHOPIN, Thierry; BUSCHMANN, Alejandro H.; HALLING, Christina; TROELL, Max; KAUTSKY, Nils; NEORI, Amir; KRAEMER, George P.; ZERTUCHE-GONZÁLEZ, José A.; YARISH, Charle; NEEFUS, Christopher. Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: a key toward sustainability. *Journal of Phycology*. V.37,n.6, 975–986, December 2001

COHEN I. & NEORI, A. 1991. *Ulva lactuca* biofilters for marine fishponds effluents. *Botanica Marina* 34: 475 -482.

ESTEVES, F. A. *Fundamentos de Limnologia*. 2ªEd. Rio de Janeiro: Ed. Interciência, 1998. 602 p.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations), *The State of World Aquaculture*, 2003 [Online]. Homepage <http://www.fao.org/fishery/topic/13530/es>
Acesso em: 22/11/2010.

FAO/NACA (1996). Regional Estady and Workshop on the Taxonomy, Ecology, and Processing of Economically Important Seaweeds. *NACA Environment and Aquaculture Development* series, n°3 NACA, Bangkok, 1996.

FAO/Netherlands (1991). *Criteria Instruments and tools for sustainable aquaculture and rural development*. FAO/Netherlands on Agriculture and Environments, held at Hertenbosch, The Netherlands. Main documents n° 4. FAO, Rome, 1991.

FREIRE, A.R.S.; OLIVEIRA, V. P.; AZEVEDO, C.A.A.; CARNEIRO, M.A.A.; CAMARA, M.R.C.; MARINHO-SORIANO, E. Estudo preliminar sobre o cultivo integrado algas/camarão. *Anais do VIII Congresso de Ecologia do Brasil*, 23 a 28 de Setembro de 2007, Caxambu – M.

HAINES, K.C.; Wheeler, P.A. Ammonium and nitrate uptake by the marine macrophytes *Hypnea musciformis* (Rhodophyta) and *Macrocystis pyrifera* (Phaeophyta). *Journal of Phycology*, Lawrence, v.14, n.3, p.319-324, 1978.

HANISAK, M.D., Seaweed cultivation: global trends. *World Aquaculture*, 29: 18-21. 1998.

KANG, [Kyoung Ho](#); SUI, [Zhenghong](#). Removal of eutrophication factors and heavy metal from a closed cultivation system using the macroalgae, *Gracilaria* sp. (Rhodophyta). *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*. 2010. v.28, n° 6, 1127-1130.

KIFTC - Kanagawa International Fisheries Training Centre - Japan International Cooperation Agency. *Aquaculture Organisms of the World*. 235 p. 1987.

KUBITZA, Fernando. *Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões*. Jundiaí: F. Kubitza, 2003. 229p.

LARKUM, Anthony.W.D.; DOUGLAS, Susan E.; RAVEN, John A. *Photosynthesis in algae. Advances in Photosynthesis and respiration*.V.14 Kluwer Academic Publishers . 479p. 2003.

MARINHO-SORIANO, Eliane. Agar polysaccharides from *Gracilaria* species (Rhodophyta, Gracilariaceae). *Journal of Biotechnology*, Alemanha, v. 89, p. 81-84, 2001

MARINHO-SORIANO, E.; NUNES, S. O.; CARNEIRO, M. A. A.; PEREIRA, D.C. Nutrients' removal from aquaculture wastewater using the macroalgae *Gracilaria birdiae*. *Biomass and Bioenergy*, Oxford, v. 33, n. 2, p. 327-331, fev. 2009-a.

MARINHO-SORIANO, Eliane; R.A. Panucci, M.A.A. Carneiro, D.C. Pereira. Evaluation of *Gracilaria caudata* J. Agardh for bioremediation of nutrients from shrimp farming wastewater. *Bioresource Technology*, v. 100, p. 6192-6198, 2009-b.

MONTEIRO, Lorena Soares. *Análise sazonal da produção de oxigênio por quatro espécies de macroalgas marinhas do gênero Gracilaria* (Greville, 1930). 2008. 36 f. Monografia (Graduação) – Centro de Ciências e Tecnologia, Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2008.

NOGUEIRA, Mayra. *Estudo da qualidade dos efluentes gerados em diferentes fases do cultivo do camarão-da-amazônia Macrobrachium amazonicum*. Tese de

doutorado CAUNESP. Jaboticabal-SP: CENTRO DE AQUICULTURA, UNESP. 2008.

OLIVEIRA, E. C. Macroalgas Marinhas de Valor Comercial: Técnicas de cultivo. *Panorama da Aqüicultura*, Rio de Janeiro. v. 7, n. 42, p. 42-45. 1997.

OLIVEIRA, Simone Soares; LUCA, Sérgio João De; SHINMA, Enio Arriero; PAZ, Marcio Ferreira. *Potenciais impactos ambientais da aqüicultura: carcinicultura de cativeiro*. AIDIS; Asociación Interamericana de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Sección Uruguay. Rescatando antiguos principios para los nuevos desafíos del milenio. Montevideo, AIDIS, 2006, p.1-7 tab

OSTRENSKY, A., BORGHETTI, J. R., PEDINI, M. *Situação atual da aqüicultura brasileira e mundial*. In: VALENTI, W. C. *Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável*. 1. ed. CNPq/Ministério da Ciência e Tecnologia. Brasília, cap. 12, p. 353-382, 2000.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W.A.; CHAMMAS, M.A. *Potencial para o desenvolvimento da aqüicultura no Brasil*. In: Ostrensky, A.; Borghetti, J.R.; Soto, D. *Aqüicultura no Brasil: o desafio é crescer*. Brasília . SEAP, pp. 159-182. 2008.

PERFETO, Paulo Nelo Medeiros ; DILLENBURG, Lúcia Rabello; ALMEIDA, Tabajara Lucas de ; SCWARZBOLD, Albano . Efeitos da temperatura, intensidade luminosa e concentração de fósforo na composição química de *Gelidium crinale* (Turner) Lamoroux (Rhodophyta, Gelidiaceae). *Biociências*, Porto Alegre, v. 12, n. 1, p. 3-10, 2004.

PHOOPRONG, S.; OGAWA H.; HAYASHIZAKI, K. Photosynthetic and respiratory responses of *Gracilaria salicornia* (C. Ag.) Dawson (Gracilariales, Rhodophyta) from Thailand and Japan. *J. Appl. Phycol*, Philippines, V. 19, 795 – 801 p. 2007.

PILLAY, T.V.R.; KUTTY, M.N. *Aquaculture: Principles and Practices*. 2 ed. Blackwell Publishing. 2005. 624p.

ROUD, Frank Eric. *Biologia das Algas*. Traduzido por: PERLINGEIRO-NETO, Francisco. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Dois, 1983. 263 p.

SANCHES, Eduardo Gomes; PANNUTI, Carolina V.; SEBASTIANI, Evandro Figueiredo. A piscicultura marinha como opção para a carcinicultura brasileira. *Aqüicultura & Pesca*, n. 36, novembro/dezembro, p. 12-19, 2008.

SANTOS, Carlos Henrique dos Anjos dos; LOURENCO, Jullyermes Araujo; WIEGAND, Mario Cesar; PENAFORT, Jefferson Murici; IGARASHI, Marco Antonio. *Aspectos do cultivo de algas marinhas com vistas a Sustentabilidade da atividade*. Ilha Solteira: UNESP, Departamento de Biologia e Zootecnia, 2010, 17p. Disponível em: <http://www.zoo.feis.unesp.br/material-didatico/Mar%edlia%20Rodrigues%20Pereira%20de%20Noronha/CULTIVO%20DE%20ALGAS%20MARINHAS.pdf>.

SCHUBERT, Hendrik; ANDERSSON, Markus; SNOEIJIS, Pauli. Relationship between photosynthesis and non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in two red algae with different carotenoid compositions *Marine Biology*. v.149, n.5, 1003-1013, 2006.

SILVA, Robson Liberal da. *Utilização de macroalgas marinhas arribadas em dietas para o camarão Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)*. 2005. 51 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Recursos Pesqueiros e Aqüicultura, Departamento de Pesca e Aqüicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2005.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H. *Limnologia aplicada à piscicultura*. Jaboticabal:FUNEP/UNESP, 1995. 70 p.

STANDARD METHODS for the examination of water and wastewater, 21th edition, APHA-AWWA-WPCF, Washington: American Public Health Association, 2006.

VIEIRA, Elvis Lima ; SOUZA, Girlene Santos de; SANTOS, Anacleto Ranulfo dos; SILVA, Jain dos Santos. *Manual de Fisiologia Vegetal*. São Luis: EDUFMA, 2010. 230p.

YOSHIMURA, Cristalina Yoshie. *Avaliação do potencial de cultivo e produção de agar de Gracilaria domingensis e de Gracilaria caudata (Rhodophyta, Gracilariales) na enseada de Armação do Itapocoroy (Penha, Santa Catarina)*. 2006. 163 f. Tese (Doutorado) – Curso de Ciências, Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

WCED (1987) *Our common future*. World Commission on Environmental and Development. Oxford University press, Oxford.

ZIEMANN, D. A.; WALSH, W. A.; SAPHORE, E. G.; FULTON-BENNETT, K. A. survey of water quality characteristics of effluent from Hawaiian aquaculture facilities. *Journal of the World Aquaculture Society*, Baton Rouge, v. 23, n. 3, p. 180-191, 1992.

8 ANEXOS

Tabela 1: Valores médios de incremento de nutrientes ao cultivo de camarão.

Camarões de 3 g = 1g/L			
	Acréscimo	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	32300%	3,23 ± 0,54 c	2,58 – 3,86
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-3,33%	0,000 ± 0,002 b	-0,001 – 0,002
Nitratos (NO ₃ ⁻)	3,43%	0,1 ± 0,1 b	0,0 – 0,3
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	-14,37%	0,12 ± 0,01 c	0,11 – 0,14
Oxigênio	-1,47%	0,1 ± 0,3 b	-0,2 – 0,4
Camarões de 6 g = 2g/L			
	Acréscimo	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	56300%	5,63 ± 0,36 b	5,20 – 6,05
Nitritos (NO ₂ ⁻)	93,3%	0,011 ± 0,003 a	0,007 – 0,015
Nitratos (NO ₃ ⁻)	9,14%	0,3 ± 0,1 ab	0,1 – 0,5
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	-24,77%	0,21 ± 0,02 b	0,18 – 0,23
Oxigênio	-8,39%	0,4 ± 0,1 b	0,3 – 0,5
Camarões de 12 g = 4g/L			
	Acréscimo	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	111940%	11,19 ± 0,69 a	10,23 – 11,96
Nitritos (NO ₂ ⁻)	105,0%	0,013 ± 0,002 a	0,010 – 0,015
Nitratos (NO ₃ ⁻)	10,86%	0,4 ± 0,1 a	0,2 – 0,6
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	-57,68%	0,49 ± 0,03 a	0,45 – 0,53
Oxigênio	-29,29%	1,3 ± 0,1 a	1,1 – 1,5

ANOVA e Tukey (p<0,01)

Tabela 2: Concentrações de oxigênio dissolvido por unidade de tempo

	Média ± desv. Pad.			Varição		
	3g	6g	12g	3g	6g	12g
Concentração letal	0,31 ± 0,06 c	0,41 ± 0,03 b	0,53 ± 0,04 a	0,21 – 0,38	0,36 – 0,44	0,49 – 0,60
Depleção de oxigênio dissolvido	6,64 ± 0,06 a	6,54 ± 0,06 b	6,42 ± 0,06 c	6,63 – 6,74	6,51 – 6,59	6,35 – 6,46

Tabela 3: Valores médios de remoção de nutrientes em algas sob iluminação constante

5 g = 1,67 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	78,19%	1,30 ± 0,25 ab	0,88 – 1,53
Nitritos (NO ₂ ⁻)	0,0%	0,000 ± 0,000 b	0,000 – 0,000
Nitratos (NO ₃ ⁻)	0,0%	0,0 ± 0,1 a	-0,1 – 0,1
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	57,21%	0,492 ± 0,023 d	0,470 – 0,520
Oxigênio	-32,25%	1,45 ± 0,17 b	1,19 – 1,64
10 g = 3,33 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	77,35%	1,28 ± 0,16 ab	1,01 – 1,41
Nitritos (NO ₂ ⁻)	0,0%	0,000 ± 0,000 b	0,000 – 0,001
Nitratos (NO ₃ ⁻)	10,00%	0,1 ± 0,0 a	0,1 – 0,1
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	67,67%	0,582 ± 0,036 bc	0,54 – 0,64
Oxigênio	-29,89%	1,34 ± 0,18 b	1,05 – 1,52
15 g = 5 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	94,58%	1,57 ± 0,02 a	1,54 – 1,60
Nitritos (NO ₂ ⁻)	6,67%	0,000 ± 0,000 a	0,000 – 0,001
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-2,00%	-0,2 ± 0,08 a	-0,1 – 0,1
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	74,42%	0,640 ± 0,039 b	0,59 – 0,68
Oxigênio	-36,92%	1,66 ± 0,29 ab	1,43 – 2,02
20 g = 6,67g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	95,78%	1,59 ± 0,01 a	1,62 – 1,80
Nitritos (NO ₂ ⁻)	6,67%	0,000 ± 0,000 a	0,000 – 0,001
Nitratos (NO ₃ ⁻)	8,00%	0,08 ± 0,04 a	0,0 – 0,1
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	86,98%	0,748 ± 0,035 a	0,70 – 0,79
Oxigênio	-47,26%	2,12 ± 0,40 a	1,47 – 2,43
Controle			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	37,59%	0,62 ± 0,07 b	0,54 – 0,70
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-13,33%	0,000 ± 0,000 c	-0,001 – 0,000
Nitratos (NO ₃ ⁻)	2,00%	0,02 ± 0,08 a	-0,1 – 0,1
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	30,70%	0,264 ± 0,043 e	0,21 – 0,31
Oxigênio	-4,99%	0,22 ± 0,25 b	-0,17 – 0,49

Kruskal-Wallis e Dunn ($p < 0,01$)

Tabela 4: Valores médios de remoção de nutrientes em algas sob iluminação com foto período de 12 horas de claro e 12 horas de escuro

5 g = 1,67 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	86,01%	1,57 ± 0,05 b	1,52 – 1,63
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-82,86%	-0,006 ± 0,001 ab	0,005 – 0,007
Nitratos (NO ₃ ⁻)	48,75%	0,78 ± 0,04 ab	0,7 – 0,8
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	53,41%	0,231 ± 0,006 bc	0,221 – 0,236
Oxigênio	-30,51%	-1,086 ± 0,260 a	0,72 – 1,22
10 g = 3,33 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	88,20%	1,61 ± 0,03 b	1,57 – 1,64
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-54,29%	-0,004 ± 0,001 ab	0,003 – 0,005
Nitratos (NO ₃ ⁻)	50,00%	0,8 ± 0,00 ab	0,8 – 0,8
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	61,44%	0,265 ± 0,012 bc	0,253 – 0,283
Oxigênio	-26,01%	-0,926 ± 0,199 a	0,67 – 1,20
15 g = 5 g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	95,85%	1,75 ± 0,05 a	1,68 – 1,80
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-25,71%	-0,002 ± 0,001 b	0,001 – 0,003
Nitratos (NO ₃ ⁻)	50,00%	0,8 ± 0,00 ab	0,8 – 0,8
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	78,93%	0,345 ± 0,005 ab	0,338 – 0,351
Oxigênio	-26,12%	-0,930 ± 0,226 a	0,64 – 1,15
20 g = 6,67g/L			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	95,30%	1,74 ± 0,07 a	1,62 – 1,80
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-37,14%	-0,003 ± 0,001b	0,002 – 0,003
Nitratos (NO ₃ ⁻)	60,00%	0,96 ± 0,05 a	0,9 – 1,0
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	82,11%	0,355 ± 0,003 ab	0,350 – 0,358
Oxigênio	-36,46%	-1,298 ± 0,330 a	0,72 – 1,53
Controle			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	58,69%	1,07 ± 0,03 c	1,03 – 1,11
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-354,29%	-0,025 ± 0,005 a	0,20 – 0,34
Nitratos (NO ₃ ⁻)	35,00%	0,56 ± 0,09 b	0,50 – 0,70
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	41,15%	0,178 ± 0,019 c	0,145 – 0,190
Oxigênio	-5,90%	-0,210 ± 0,091 b	0,08 – 0,27

Kruskal-Wallis e Dunn ($p < 0,01$)

Tabela 5: Valores médios de remoção de nutrientes em algas em diferentes salinidades

10‰			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	22,67%	0,48 ± 0,24 bc	0,09 – 0,68
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-1540,00%	0,15 ± 0,07 a	0,009 – 0,026
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-200,00%	0,20 ± 0,00 a	0,20 – 0,20
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	-0,32%	-0,014 ± 0,368 a	-0,670 – 0,200
Oxigênio	-80,56%	3,76 ± 0,45 a	3,24 – 4,44
20‰			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	9,69%	0,19 ± 0,14 c	0,03 – 0,34
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-1280,00%	0,013 ± 0,003 a	0,009 – 0,017
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-200,00%	0,20 ± 0,00 a	0,20 – 0,20
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	1,08%	0,048 ± 0,352 a	-0,120 – 0,610
Oxigênio	-66,77%	3,12 ± 0,30 b	2,80 – 3,46
30‰			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	98,64%	1,75 ± 0,04 a	1,69 – 1,77
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-400,00%	0,004 ± 0,002 ab	0,002 – 0,006
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-80,00%	0,08 ± 0,08 a	0,00 – 0,20
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	-7,54%	-0,368 ± 0,794 a	-1,640 – 0,360
Oxigênio	1,58%	-0,07 ± 0,23 c	-0,14 – 0,15
40‰			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	98,46%	1,54 ± 0,03 ab	1,50 – 1,56
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-320,00%	0,003 ± 0,001 b	0,002 – 0,005
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-80,00%	0,08 ± 0,08 a	0,00 – 0,20
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	1,16%	0,066 ± 0,745 a	-0,920 – 0,810
Oxigênio	1,88%	-0,09 ± 0,07 c	-0,016 – 0,00
50‰			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	97,65%	1,18 ± 0,02 abc	1,18 – 1,21
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-420,00%	0,004 ± 0,002 ab	0,002 – 0,006
Nitratos (NO ₃ ⁻)	-120,00%	0,12 ± 0,08 a	0,00 – 0,20
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	14,06%	0,834 ± 0,826 a	-0,590 – 1,37
Oxigênio	4,84%	0,23 ± 0,30 c	-0,05 – 0,69

Kruskal-Wallis e Dunn (p<0,01)

Tabela 6: Valores médios de remoção de nutrientes em algas após estresse hídrico

Algas suspensas por 9h			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	80,73%	1,33 ± 0,05 a	1,27 – 1,38
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-131,67%	0,016 ± 0,006 a	0,010 – 0,026
Nitratos (NO ₃ ⁻)	50,00%	0,30 ± 0,07 a	0,20 – 0,40
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	43,44%	0,71 ± 0,08 a	0,58 – 0,80
Oxigênio	-41,66%	1,86 ± 0,13 b	1,71 – 2,06
Algas suspensas por 12h			
	Retirada	Média ± DP	Varição
Amônia (NH ₃)	25,48%	1,14 ± 0,05 b	1,08 – 1,19
Nitritos (NO ₂ ⁻)	-6,90%	0,002 ± 0,002 b	0,000 – 0,004
Nitratos (NO ₃ ⁻)	18,38%	0,68 ± 0,13 b	0,50 – 0,80
Fosfatos (PO ₄ ⁻³)	25,48%	0,32 ± 0,06 b	0,23 – 0,38
Oxigênio	-82,45%	4,25 ± 0,16 a	4,00 – 4,43

Anova e Tukey (p<0,01)