



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

TEMPO DE RESIDÊNCIA DA ÁGUA EM UM SISTEMA EXPERIMENTAL DE
AQUICULTURA INTEGRADA COM CAMARÕES, OSTRAS E MACROALGAS

NAYANA MOURA DA ROCHA

FORTALEZA – CEARÁ – BRASIL
ABRIL/2009

TEMPO DE RESIDÊNCIA DA ÁGUA EM UM SISTEMA EXPERIMENTAL DE
AQUICULTURA INTEGRADA COM CAMARÕES, OSTRAS E MACROALGAS

NAYANA MOURA DA ROCHA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA À COORDENAÇÃO DO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE PÊSCA DA
UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ, COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENÇÃO DO GRAU DE MESTRE EM ENGENHARIA DE PESCA.

FORTALEZA – CEARÁ – BRASIL

ABRIL/2009

Esta dissertação foi 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 seja feita de acordo com as normas da ética científica.

Nayana Moura da Rocha

DISSERTAÇÃO APROVADA EM ____ / ____ / ____

Professor Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias
Orientador da Dissertação
Presidente - UFC

Professora Dr^a. Eliane Marinho Soriano
Conselheira -UFRN

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

Aos meus pais, Flávio e Terezinha e irmãos,
Nayara e Nayrton, que sempre me amaram e
apoiaram incondicionalmente.

Às minhas tias, Suzana e Helena e ao meu avô,
Expedito, pelo incentivo constante.

Ao meu noivo Jefferson, por tudo que ele
representa na minha vida.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus, por ter me dado força, coragem, sabedoria e saúde para vencer mais esta etapa da minha vida. A cada dia que passa aumenta a certeza de que Ele esteve e estará sempre ao meu lado.

Aqueles que são antes de tudo, a minha base, meus pais, Antônio Flávio da Rocha e Terezinha Moura da Rocha que independente de qualquer coisa, me apoiaram e incentivaram, não deixando que nada me faltasse em todos os sentidos. Amo vocês!

A minha irmã, Nayara Maria Moura Rocha, que foi para mim um espelho, fazendo com que eu enxergasse a cada obstáculo uma vitória, amo-te minha cidadã brasileira. E ao meu irmão, Nayrton Flávio Moura da Rocha, que mesmo com toda sua rabugice também foi um incentivo, grande cientista com seus ratinhos brancos!

Ao meu noivo, Jefferson Jeymes Almeida da Silva, MEU ARTISTA! Companheiro incansável de todos os momentos, pelo amor, carinho, incentivo, paciência, dedicação e pelos finais de semana em que se privou de suas horas a mais de sono para ajudar na execução deste trabalho. Este mérito também é seu! Obrigada, meu amor! E desculpa pelos momentos de estresse, principalmente durante a reta final.

As minhas tias, Suzana e Helena, e meu avô Expedito, que sempre me incentivaram a buscar o melhor para mim, me aconselhando a nunca desistir. E a minha prima Janyele (tory) pelos momentos de descontração.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Wladimir Farias, pela sua paciência, esforço, dedicação e atenção com que me orientou. Sempre detentor de enorme conhecimento, didática e amor pelo que faz. Os meus sinceros agradecimentos.

A professora Dr^a Silvana Saker, pela atenção com que sempre me recebeu, por vezes parando o que estava fazendo para me auxiliar na estatística do trabalho. O meu muito obrigada, professora! E também a professora/colega Alessandra Cristina, também essencial na execução da estatística.

Aos demais professores do Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca, os quais respeito e admiro, e que foram instrumentos essenciais para minha formação profissional. E também a todos os funcionários do Departamento. Muito obrigada!

A Andréa, que esteve presente em todos os momentos da execução deste trabalho, sempre muito prestativa e responsável, esta caminhada não teria sido a mesma sem você.

Aos meus amigos da concorrência Daniel, Kelma e Márcia por terem me acolhido no cantinho de vocês ignorando aquele aviso na porta do laboratório.

Aos demais amigos: Camila, Eliana, Lílian, Edirsana, Marcelo, Jefferson, Ariadne, Glácio, Rômulo, Fernandes... meu Deus... É muita gente, perdoem-me os que não citei, mas fiquem cientes que foi só por falta de espaço. Obrigada pelo companheirismo e ombro amigo.

A FUNCAP, pela concessão da bolsa durante o curso.

Ao laboratório de larvicultura de camarões marinhos Aquacrusta marinha Ltda, pelo fornecimento das pós larvas e ração para a execução do experimento.

Pensou que eu tivesse esquecido Né! Lógico que não, como eu poderia ter esquecido logo de você, tu não deixa!rsrs... Esse negócio de “estou sem palavras” é uma furada, na verdade eu só tenho mesmo que te agradecer, pelos valiosos conselhos, pelos momentos de descontração, pela ajuda na execução de trabalho, pelos almoços na sua casa, pelas perturbações, pelos fins de semana, pelos gráficos...rsrs...Vai passar um monte de tempo sem querer ver o Origin, tenho certeza! Obrigada Júnior, você foi simplesmente, essencial!!

Desde já peço desculpas àqueles que por esquecimento não mencionei e que de uma maneira ou de outra estiveram ao meu lado durante este período da minha vida.

A todos, os meus sinceros agradecimentos!

“A pior cegueira da
humanidade é o medo.”

José Saramago

SUMÁRIO

RESUMO.....	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE TABELAS.....	ix
LISTA DE ANEXOS.....	x
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. OBJETIVOS.....	6
2.1. Objetivo Geral.....	6
2.2. Objetivo específicos.....	6
3. REVISÃO DE LITERATURA.....	7
3.1. Aqüicultura e impactos ambientais.....	7
3.2. Tratamento de efluentes da carcinicultura.....	13
3.3. Os sistemas de aqüicultura integrada.....	15
3.4. Ostras e sedimentação no sistema integrado.....	17
3.5. Macroalgas no sistema integrado.....	18
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	24
4.1. Cultivo integrado.....	24
4.1.1. O sistema de aqüicultura integrada.....	24

4.1.2. Aquisição da água salgada.....	26
4.1.3. Camarões (<i>Litopenaus vannamei</i>).....	26
4.1.4. Sedimentação.....	27
4.1.5. Ostras da mangue (<i>Crassostrea rhizophorare</i>).....	27
4.1.6. Macroalgas marinhas (<i>Gracilaria birdiae</i>).....	27
4.1.7. Manejo experimental.....	29
4.1.8. Procedimentos analíticos.....	30
4.1.8.1. Amônia (NH ₃).....	30
4.1.8.2. Nitrito (NO ₂ ⁻).....	31
4.1.8.3. Nitrato (NO ₃ ⁻).....	31
4.1.8.4. Fosfato (PO ₄ ⁻³).....	31
4.1.8.5. Turbidez.....	32
4.1.8.6. Temperatura e oxigênio dissolvido.....	32
4.1.8.7. Salinidade.....	32
4.1.8.8. pH.....	33
4.1.9. Desenvolvimento dos organismos.....	33
4.2. Determinação do conteúdo de proteína total nos organismos.....	34
4.2.1. Preparo das amostras.....	34
4.2.2. Procedimento experimental.....	34
4.2.3. Conversão do teor de nitrogênio para porcentagem (%) de proteína bruta.....	35
4.3. Capacidade de absorção de nutrientes pelas macroalgas.....	35
4.4. Análise dos dados.....	36

5. RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	37
5.1. Parâmetros ambientais.....	37
5.1.1. Salinidade, oxigênio dissolvido, temperatura e pH.....	37
5.1.2. Amônia total.....	39
5.1.3. Nitrito.....	52
5.1.4. Nitrato.....	59
5.1.5. Fosfato.....	66
5.1.6. Turbidez.....	73
5.2. Desenvolvimento dos organismos.....	79
6. CONCLUSÕES.....	87
7. REFERÊNCIAS	88
8. ANEXO.....	97

RESUMO

O cultivo de camarões apresentou, a nível mundial, um crescimento bastante significativo nos últimos anos, principalmente em regiões tropicais e subtropicais, no entanto, esta expansão vem causando diversos impactos ambientais negativos, principalmente relacionados aos efluentes dos cultivos, os quais são ricos em nitrogênio e fósforo, que muitas vezes são descartados no ambiente sem qualquer tratamento prévio. Visando a melhoria de suas técnicas, a indústria da aquicultura necessita desenvolver novos métodos de cultivo, os quais podem melhorar sua eficiência e remediar as conseqüências de suas atividades, para manter a saúde dos ecossistemas aquáticos. Neste contexto surge a aquicultura integrada, a qual, envolve o cultivo de diferentes organismos no processo de produção, e pode ser uma alternativa ambiental e economicamente viável. Buscando estudar a eficiência desta tecnologia, foi avaliada a qualidade da água, em um sistema de aquicultura integrada com camarões, ostras e macroalgas em condições laboratoriais, utilizando três diferentes tempos de residência da água. O sistema integrado foi composto por cinco aquários de 50 L, sendo um para o cultivo de camarões, um destinado à sedimentação de restos de ração e dejetos, um para o cultivo de ostras, outro para o cultivo de macroalgas e um último para armazenar a água durante a recirculação, a qual foi movida no sistema através de bombeamento após 48, 72 e 96 horas de residência da água. Os parâmetros físico-químicos temperatura, salinidade e oxigênio dissolvido foram monitorados diariamente e as concentrações de amônia, nitrito, nitrato e fosfato, a turbidez e o pH foram avaliados semanalmente. O crescimento dos organismos também foi acompanhado semanalmente e, após o término do experimento, foi realizada a determinação do conteúdo de proteína total nos camarões, ostras e macroalgas. Os resultados mostraram que a sedimentação reduziu as concentrações de nitrito e nitrato, bem como a turbidez da água de cultivo. A etapa das ostras reduziu as concentrações de amônia e também a turbidez, além de manter baixas as concentrações de nitrito na água, enquanto a etapa das macroalgas não interferiu nos níveis de amônia, nitrito, nitrato e turbidez. Com exceção do fosfato que praticamente não variou no período experimental, todos os parâmetros avaliados, em todos os tempos de residência da água testados, foram eficientemente reduzidos pelo sistema integrado. Os camarões apresentaram um ótimo desenvolvimento e sobrevivência, principalmente com 72 horas de residência da água no sistema e as ostras praticamente mantiveram sua biomassa inicial. Apesar das macroalgas não terem se desenvolvido bem e não alterarem significativamente os níveis de nutrientes na água, foram capazes de acumular nitrogênio na forma de proteínas e aumentar sua capacidade de absorção, quando cultivadas com limitação de nutrientes. Os resultados sugerem que o estabelecimento de sistemas de aquicultura integrada pode ser uma alternativa viável para os aquicultores, visto que é possível minimizar os impactos ambientais,

reduzir custos evitando o bombeamento de água e aumentar os lucros com a diversificação da produção.

ABSTRACT

Shrimp culture presented at a world-wide level a significant growth in recent years, mainly in tropical and subtropical regions, however, this expansion comes with diverse environment negative impacts, mainly related to the cultures effluents, which are rich in nitrogen and phosphorous, that are many times discarded in the environment without any previous treatment. Aiming the improvement of its techniques the aquaculture industry needs to develop new culture methods, which can improve its efficiency and attenuate the consequences of its activities to keep the health of aquatic ecosystems. In this context appears the integrated aquaculture, witch involves the culture of different organisms in the production process, and can be an ambient and economic viable alternative. In order to study this technology efficiency, the water quality of an integrated aquaculture system with shrimps, oysters and macroalgae was evaluated in laboratory conditions, using three different water residence times. The integrated system was composed of five 50 L aquariums, one for shrimps culture, one destined to ration remaining portions and dejections sedimentation, one for oysters culture, another one for macroalgae culture and a last one to store the recirculation water, which was carried through the system by pumping after 48, 72 and 96 hours of water residence. The physical-chemical parameters temperature, salinity and dissolved oxygen were daily monitored and the concentrations of ammonium, nitrite, nitrate and phosphate, turbidity and pH evaluated weekly. Cultivated organisms growth was also weekly attended and after the end of the experiment, shrimps, oysters and macroalgae total protein content were determined. The results showed that sedimentation reduced nitrite and nitrate concentrations, as well as the turbidity of the culture water. Oysters stage reduced ammonium concentrations and also the turbidity, beyond had kept low levels of nitrite concentrations in the water, while macroalgae stage did not interfered with ammonium, nitrite, nitrate and turbidity levels. With exception of phosphate, witch practically did not varied throughout the experimental period all the evaluated parameters at all water residence tested times were efficiently reduced by the integrated system. Shrimps presented an excellent development and survival mainly with 72 hours of water residence in the system, and the oysters practically kept its initial biomass. Although macroalgae did not showed a good development and significantly not modify the nutrients levels of the water, they were capable to accumulate nitrogen in the protein form and to increase their absorption capacity when cultivated with nutrients limitation. The results suggest that the establishment of aquaculture integrated systems can be a viable

alternative for aquafarmers, since it is possible to minimize the environment impacts, provide the costs reduction without water pumping and increase the profits by the production diversification.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Balanço de nitrogênio e fósforo em um sistema de 16
aqüicultura integrada, de acordo com CRAB et al. (2007).
- Figura 2. Vista frontal do sistema de aqüicultura integrada utilizado 25
durante o período experimental.
- Figura 3. Tratamentos com e sem renovação de água utilizados 25
durante o experimento.
- Figura 4. Locais de coleta da água salgada e organismos utilizados no 28
experimento.
- Figura 5. Variação da concentração de amônia com 48,72 e 96 horas 40
de residência da água no sistema integrado.
- Figura 6. Concentrações de amônia nos tratamentos com e sem 40
renovação de água e após 48 horas de residência da água
no sistema integrado.
- Figura 7. Concentrações de amônia nos tratamentos com e sem 42
renovação de água e após 72 (A) e 96 horas (B) de
residência da água no sistema integrado.
- Figura 8. Concentrações de amônia após a transferência das 47
macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento
com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com
renovação para a água do sistema integrado (RS).
- Figura 9. Teores de Proteína Bruta nas macroalgas do sistema 49
integrado e demais tratamentos.
- Figura 10. Exemplares de macroalgas cultivadas no sistema integrado 50
(A) e tratamento com renovação de água (B).
- Figura 11. Variação da concentração de nitrito com 48,72 e 96 horas 53
de residência da água no sistema integrado.
- Figura 12. Concentrações de nitrito nos tratamentos com e sem 55
renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de
residência da água no sistema integrado.

- Figura 13. Concentrações de nitrito após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS). 58
- Figura 14. Variação da concentração de nitrato com 48,72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado. 60
- Figura 15. Concentrações de nitrato nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado. 62
- Figura 16. Concentrações de nitrato após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS). 65
- Figura 17. Variação da concentração de fosfato com 48,72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado. 67
- Figura 18. Concentrações de fosfato nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado. 68
- Figura 19. Concentrações de fosfato após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS). 72
- Figura 20. Variação dos níveis de turbidez após 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado. 74
- Figura 21. Níveis de turbidez nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A) e 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado. 75
- Figura 22. Crescimento em peso dos camarões durante o período experimental. 79
- Figura 23. Variação do peso das ostras ao longo do experimento. 82
- Figura 24. Variação da biomassa das macroalgas durante o experimento. 83

LISTA DE TABELAS

Tabela 1.	Parâmetros ambientais da água durante o período experimental.	39
Tabela 2.	Variação da concentração de amônia nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.	39
Tabela 3.	Variação da concentração de nitrito nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.	52
Tabela 4.	Variação da concentração de nitrato nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.	59
Tabela 5.	Variação da concentração de fosfato nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.	66
Tabela 6.	Variação dos níveis de turbidez nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.	73
Tabela 7.	Taxas de crescimento semanais (TC), taxas de crescimento relativas (TCR) e sobrevivência dos camarões cultivados com 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.	80

LISTA DE ANEXOS

Anexo A.	Solução de digestão, controle de temperatura, solução receptora e solução indicadora para a determinação do conteúdo de proteína total nos organismos.	97
----------	--	----

TEMPO DE RESIDÊNCIA DA ÁGUA EM UM SISTEMA EXPERIMENTAL DE AQUICULTURA INTEGRADA COM CAMARÕES, OSTRAS E MACROALGAS

1. INTRODUÇÃO

A carcinicultura, cultivo de camarões marinhos, vem expandindo-se de forma bastante acelerada em diversos países litorâneos do Ocidente e Oriente, evoluindo assim num processo dinâmico e rápido. No Brasil, surgiu na década de 70, na região Nordeste, com a introdução da espécie exótica *Marsupenaeus japonicus*, no entanto esta espécie não se adaptou bem às condições brasileiras, principalmente devido às baixas salinidades nas zonas de produção o que fez com que os produtores passassem a cultivar espécies nativas em suas fazendas. Esta atividade somente começou a adquirir caráter empresarial no final dos anos 80, porém a partir dos anos 90, a introdução da espécie *Litopenaeus vannamei* revolucionou a carcinicultura marinha brasileira (BARBIERI-JÚNIOR; OSTRENKY-NETO, 2002; ARANA, 2004).

A atividade apresentou a nível mundial um crescimento bastante significativo nos últimos anos, principalmente em regiões tropicais e subtropicais, como nos países emergentes da África e das Américas, sua expansão deve-se, entre outros motivos, à estagnação da pesca extrativa devido à sobrepesca. Seu rápido desenvolvimento sustentou-se, durante muitos anos, nas condições de câmbio favoráveis e na crescente demanda internacional por este tipo de alimento (JOVENTINO; MAYORGA, 2008)

Em 2003, o Brasil atingiu o ápice de sua produção com 90.190 toneladas de camarão e consolidou a posição de líder do hemisfério Sul e o sexto maior produtor do mundo apresentando um crescimento anual de 50% em sua produção, porém em 2004 a sustentabilidade da atividade foi afetada por uma série de fatores, não só econômicos, mas também ambientais e sanitários, os quais contribuíram para uma queda de 15,84% na produção total. Atualmente, a atividade continua a se desenvolver, ainda que com um ritmo menor (ROCHA; RODRIGUES, 2003; RODRIGUES, 2005; DÍAZ, 2007).

De acordo com Díaz (2007), apesar das expectativas positivas que a carcinicultura apresenta para os países que a praticam, especialmente no contexto social ao contribuir para a superação da pobreza, fixação do homem na sua região, gerar receitas significativas na exportação dos produtos, desenvolver indústrias de apoio à atividade e gerar trabalhos diretos e indiretos, não se deve esquecer que a atividade pode apresentar riscos significativos do ponto de vista ambiental.

Em algumas regiões dotadas de condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento dos camarões, como a costa do Nordeste do Brasil, a atividade cresceu mais de 20% durante a última década (LACERDA, 2006). No entanto, a expansão da carcinicultura vem enfrentando diversos problemas relacionados ao meio ambiente, já que conforme Páes-Osuña et al. (1998), o desenvolvimento econômico desta atividade em algumas áreas não é acompanhado por uma proteção ambiental suficiente, causando assim uma série de impactos ambientais. Segundo Díaz (2007), a expansão desordenada dos cultivos de camarão em várias regiões levou à degradação ambiental, ocorrência de epidemias e a queda da produção.

No Ceará, Joventino e Mayorga (2008) relatam que os problemas advindos da carcinicultura vão desde a instalação de empreendimentos em áreas protegidas por lei e irregularidades no licenciamento ambiental até danos provocados pelo lançamento dos efluentes sem o tratamento prévio em estuários, rios e lagoas, além da introdução de espécies exóticas no ambiente, salinização do solo e lençol freático, disseminação de doenças entre outros.

De acordo com a Resolução CONAMA Nº 001/86, art. 1º, o termo "impacto ambiental" é definido como toda alteração das propriedades físicas, químicas e biológicas do meio ambiente, causada por qualquer forma de matéria ou energia resultante das atividades humanas que, direta ou indiretamente afetam a saúde, o bem estar da população e a qualidade do meio ambiente.

Os impactos ambientais causados pela carcinicultura são advindos principalmente dos efluentes dos cultivos, os quais são ricos em nutrientes tais como nitrogênio e fósforo, que na maioria das vezes são descartados nos corpos d'água sem qualquer tratamento prévio, podendo causar dentre outros problemas a eutrofização dos mesmos (PÁES-OSUÑA et al., 1998; CHOPIN et al., 2001).

Visando a melhoria de suas práticas a indústria da aqüicultura necessita desenvolver novos métodos de cultivo, os quais podem melhorar sua eficiência e remediar as conseqüências de suas atividades para manter a saúde dos corpos d'água. Neste contexto surge a aqüicultura integrada, ou seja, o cultivo envolvendo vários organismos no processo de produção, que incorporam diferentes funções biológicas e ambientais em um ecossistema, permitindo sua sustentabilidade funcional. Assim, este tipo de cultivo pode ter um importante

papel para o desenvolvimento da aqüicultura, reduzindo os impactos ambientais e sendo também socialmente e economicamente viável (TROELL et al., 1999; CHOPIN et al., 2001).

O § 2º do artigo 5º, da Proposta de Resolução CONAMA que dispõe sobre o licenciamento ambiental da aqüicultura, aprovada na 48ª CTAJ em 16 e 17/02/2009, se refere aos sistemas integrados como estratégias que permitem a melhor utilização dos recursos e a redução de resíduos sólidos e líquidos podendo ser enquadrados em uma das classes de menor impacto ambiental. Estes tipos de cultivo são geralmente compostos por camarões ou peixes integrados a organismos biofiltradores, como moluscos bivalves, macroalgas, microalgas ou vegetais superiores (NEORI et al., 2004).

As ostras possuem capacidade de reduzir as concentrações de bactérias, fitoplâncton, nitrogênio total, fósforo total e outras partículas suspensas presentes nos efluentes do cultivo de camarão (JONES; PRESTON, 1999), já as macroalgas podem assimilar os nutrientes dissolvidos na água como amônia, nitrito, nitrato e fosfato, os quais são utilizados para o seu crescimento, enquanto contribuem com o melhoramento da qualidade ambiental dos corpos hídricos (JONES et al., 2001; CHOPIN et al., 2001). Vários são os estudos que demonstram o potencial de biofiltração destes organismos em sistemas integrados (ELLNER et al., 1996; TROELL et al., 1997; JONES; PRESTON, 1999; LEFEBVRE et al., 2000; EVANS; LANGDON, 2000; JONES et al., 2001; ZHOU et al., 2006; MARINHO-SORIANO et al., 2009). De acordo com Nunes (2006), as vantagens do cultivo integrado e do uso de biofiltros não se resumem somente ao aspecto ambiental, pois segundo Chopin (2001), a diversificação da produção, devido ao cultivo de ostras e

macroalgas geram uma renda extra aos produtores, já que se trata de organismos dotados de valor comercial. Assim, a possibilidade de biorremediação e ganho econômico fazem do cultivo integrado uma atividade promissora (NUNES, 2006).

Para Díaz (2007), o tratamento de efluentes da carcinicultura mediante processos individuais ou integrados de sedimentação, filtração por moluscos e absorção dos nutrientes por macroalgas, no Brasil, são raros. No entanto, as Universidades Federais do Ceará (CAVALCANTE JÚNIOR et al., 2005; ROCHA et al., 2008), Rio Grande do Norte (MARINHO-SORIANO et al., 2007; MARINHO-SORIANO et al., 2009) e São Paulo (HAYASHI et al., 2008) vêm desenvolvendo estudos relacionados a esta temática com resultados bastante interessantes, reforçando ainda mais o potencial de biorremediação destes organismos.

Considerando que o mundo enfrenta atualmente sérios problemas relacionados à degradação da qualidade de água devido ao lançamento de esgotos domésticos e de todo tipo de substâncias químicas nos ecossistemas aquáticos, que dentre as atividades causadoras desta degradação está a aqüicultura intensiva e, tendo em vista que metodologias de cultivo ambientalmente sustentáveis, tais como os sistemas de cultivo integrado, podem minimizar estes problemas, o presente trabalho busca avaliar o uso desta tecnologia através do acompanhamento da qualidade de água em um sistema de aqüicultura integrada com camarões, sedimentação, ostras e macroalgas, em condições laboratoriais, contribuindo com o fornecimento de subsídios à sua transferência para o campo.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Avaliar a influência do tempo de residência da água em um sistema de cultivo integrado experimental com camarões, sedimentação, ostras e macroalgas sobre a qualidade da água.

2.2. Objetivos específicos

1. Determinar as concentrações de amônia (NH_3), nitrito (NO_2^-), nitrato (NO_3^-) e fosfato (PO_4^{3-}) e níveis de turbidez após 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado;
2. Avaliar o crescimento dos camarões, ostras e macroalgas submetidos a este tipo de cultivo;
3. Determinar os teores de proteína bruta das macroalgas cultivadas no sistema integrado;
4. Avaliar a capacidade de absorção dos nutrientes dissolvidos pelas macroalgas.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1. Aqüicultura e impactos ambientais

A demanda global por alimentos de origem aquática é crescente, já que a produção proveniente da pesca extrativa tem diminuído cada vez mais visto que as principais áreas de pesca já atingiram seus limites máximos sustentáveis. Assim, a aqüicultura, cultivo de organismos aquáticos, que desde os anos 70 se tornou uma atividade de produção muito importante em vários países do mundo, apresenta-se como uma alternativa à pesca extrativista, possuindo um grande potencial para fornecer uma contribuição significativa na maioria de regiões do mundo (FAO, 2006; ARANA, 2004).

Dados da Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), indicam que em 2006 a produção total mundial de pescados atingiu 143,6 milhões de toneladas, representando um aumento de quase um milhão de toneladas em relação à produção do ano anterior. Aproximadamente, 110 milhões de toneladas foram destinadas ao consumo humano, deste total, em torno de 47% deve-se a aqüicultura. O consumo mundial per capita foi da ordem de 16,7 kg e as projeções para as duas próximas décadas indicam que aproximadamente 40 milhões de toneladas adicionais serão necessárias para manter este consumo. A China continua sendo o maior produtor mundial de pescados, contribuindo no ano de 2006 com 51,5 milhões de toneladas, sendo 17,1 provenientes da pesca e 34,4 milhões de toneladas procedentes da aqüicultura (FAO, 2009).

A aquicultura cresce mais rapidamente do que qualquer outro setor da produção de alimentos de origem animal e a um ritmo maior do que o crescimento da população, apresentando uma taxa média de crescimento anual de 6,9 % e proporcionando um aumento do consumo mundial per capita de 0,7 em 1970 para 7,8 kg em 2006. A taxa de crescimento mais expressiva tem sido observada no cultivo de crustáceos que no período de 2000-2004 alcançou um valor de 19,2% comparado a 18,9% durante o período de 1970-2004. Considerando que a aquicultura está se expandindo e se intensificando em quase todas as regiões do mundo, espera-se que esta atividade supere a pesca de captura como fonte de pescado para alimentação (FAO, 2007; FAO, 2009).

A produção brasileira de pescado do ano de 2006 alcançou um volume de 1.050.808 toneladas e apresentou um crescimento de 4,1% quando comparado a 2005. Deve-se ressaltar também que 25,9%, o correspondente a 271.695,5 t, da produção total do Brasil deve-se a aquicultura (IBAMA, 2008).

Conforme Tiago e Giancesella (2003), o desenvolvimento deste tipo de atividade produtiva, entretanto, apresenta riscos de deteriorar a qualidade da água, podendo contribuir com o declínio da qualidade ambiental, social e econômica, isso se torna algo extremamente preocupante, já que conforme a FAO, a degradação da qualidade da água pode ser a maior causa de sua escassez (FAO, 2007). Vale lembrar que a água é um recurso natural renovável, mas com reservas limitadas. É imprescindível à civilização humana, mas tem sido utilizada de forma inadequada, e sua demanda crescente pode fazer com que se torne em breve um recurso esgotável em quantidade e qualidade (TIAGO; GIANESELLA, 2003).

De acordo com Mendiguchía et al. (2006), a grande expansão da aquicultura marinha gerou muitos impactos ambientais negativos, os quais têm sido relatados mundialmente por vários autores, como Phillips et al. (1993), Wu (1995), Páes-Osuña et al. (1998), Chopin et al. (2001), Lacerda et al. (2006).

Para Chopin et al. (2001), o acelerado desenvolvimento da aquicultura intensiva mundial não ocorre sem que haja impactos, principalmente quando as atividades são altamente concentradas em um determinado local.

Os principais problemas advindos desta atividade devem-se às altas quantidades de material particulado descarregadas por seus efluentes (MENDIGUCHÍA et al., 2006). Além disso, em muitos países, a aquicultura intensiva tem destruído a vegetação costeira, tornando o solo salino e poluindo os cursos d'água adjacentes aos cultivos (PHILLIPS et al., 1993).

Dentre os vários organismos aquáticos cultivados, o cultivo de camarões marinhos é um dos que mais se destacam, evoluindo num processo dinâmico e rápido em várias partes do mundo (BARBIERI-JÚNIOR ; OSTRENKY-NETO, 2002)

Conforme a FAO (2009), o camarão continua sendo o produto mais valorizado comercialmente, contabilizando 17% do valor total dos recursos pesqueiros comercializados internacionalmente em 2006. No ano de 2004, mais de 41% (2,5 milhões de toneladas) da produção total de camarões foram originadas da criação em cativeiro (FAO, 2007). A produção desse setor passou de 917.315 t em 1996 para 3.164.384 t em 2006, correspondendo a um incremento médio de 12,89 % ao ano e representando 48% da produção mundial de camarão que foi de 6.324.387 t, enquanto a produção extrativa

nesse mesmo período cresceu apenas 2,94% ao ano, saindo de 2.558.153 t em 1996 para 3.460.003 t em 2006. (FAO, 2008).

No ano de 2003, o Brasil produziu 90.190 toneladas e consolidou a posição de líder do hemisfério Sul e o sexto maior produtor do mundo, superando o Equador e o México que, tradicionalmente, ocupavam o primeiro e o segundo lugar, respectivamente. Atualmente a carcinicultura continua a se desenvolver ainda que com ritmo menor devido ao efeito combinado de doenças e fatores econômicos tais como o preço do camarão, medidas protecionistas do mercado internacional e depreciação do Dólar em relação ao Real (ROCHA; RODRIGUES, 2003; DÍAZ, 2007).

Segundo Barbieri e Ostrenky (2002), esta atividade se popularizou, deixando de ser um negócio somente para grandes investidores, tornando-se atrativa também para pequenos produtores, porém de acordo com FAO/NACA/UNEP/WB/WWF (2006), esta rápida expansão é controversa e tem sido acompanhada por crescentes preocupações sobre seus impactos ambientais e sociais.

Segundo Jones et al. (2001) os efluentes dos cultivos de camarão possuem elevadas concentrações de nutrientes dissolvidos e partículas suspensas que se descarregados diretamente no meio ambiente podem afetar a sustentabilidade dos próprios cultivos, pois de acordo com Ostrensky et al. (2000) a boa qualidade da água é indispensável para a carcinicultura e a contaminação dos corpos hídricos pelos efluentes das próprias fazendas pode trazer sérios problemas para os organismos cultivados.

No Brasil o cultivo de camarões marinhos é considerado um agronegócio recente, porém em algumas regiões dotadas de condições

ambientais bastante favoráveis ao seu desenvolvimento, como a costa nordestina, a atividade cresceu mais de 20% durante a última década (LACERDA et al., 2006). Contudo, devido a este rápido crescimento, a carcinicultura vem sendo acusada de causar vários impactos ambientais, principalmente associados à emissão de altas quantidades de nitrogênio e fósforo para os estuários, podendo causar além de outros problemas, a eutrofização destes corpos d'água (CHOPIN et al., 2001). Conforme Marinho-Soriano (2007), a maioria das fazendas de camarão no Nordeste do Brasil está situada próximo aos manguezais e isto também contribui para a eutrofização dos ambientes aquáticos costeiros.

De acordo com Neori et al. (2004), os peixes e camarões cultivados são os primeiros a sofrerem com as conseqüências da presença de elevados níveis de compostos nitrogenados na água, tais como florações algais, anóxia e parasitas, os quais acabam custando muito caro para os próprios produtores que precisam pagar pela remediação dos impactos causados por suas próprias operações.

Segundo Barbieri e Ostrenky (2002), os camarões necessitam consumir proteína diariamente para suprir suas necessidades em aminoácidos, assim os sistemas intensivos de aquicultura, em especial de peixes e camarões, com o objetivo de produzir altas taxas de crescimento, utilizam uma alimentação à base de ração com um alto teor protéico, contendo em média, 6-8% de nitrogênio e 1-1,5% de fósforo, porém grande parte dessa ração não é assimilada pelos animais. Dados dos mesmos autores mostram que para cada tonelada de camarão produzido, com uma taxa de conversão alimentar de 1:1, são produzidos efluentes com aproximadamente 500 kg de matéria orgânica,

26 kg de nitrogênio e 13 kg de fósforo, dos quais uma parte é assimilada pelo fitoplâncton e por outros organismos presentes no viveiro, entretanto, a maior parte permanece no ambiente. Aproximadamente 15% da ração fornecida nos cultivos não é consumida pelos camarões sendo perdida diretamente para o ambiente e da ração que é consumida, parte é excretada, perdida nas mudas e eliminadas nas fezes, assim estima-se que apenas 17-25% da ração fornecida ao longo de um cultivo seja efetivamente convertida em biomassa.

Este não é um fato que ocorre somente com camarões, em geral, 85% do fósforo, 80-88% do carbono e 52-95% do nitrogênio contribuem como alimentação no sistema de cultivo de peixes marinhos, sendo o restante perdido através dos resíduos de ração, excreção dos peixes e respiração. Desta forma, estas atividades podem resultar em uma alta poluição orgânica dos recursos hídricos (WU, 1995)

No Estado do Ceará, em função da alta rentabilidade econômica, elevada produtividade e fácil adaptação da espécie *L. vannamei*, o crescimento da criação de camarões não só vem ocorrendo na região litorânea, mas também em áreas interiores, como é o caso da região do Baixo Jaguaribe. Figueiredo et al. (2005), realizaram um trabalho na região supracitada visando avaliar os impactos ambientais do lançamento de efluentes da carcinicultura em águas interiores, os resultados encontrados na pesquisa mostraram que a drenagem das águas dos viveiros de camarão diretamente nos corpos receptores representa um fator potencial de assoreamento e de ameaça aos usos prioritários de abastecimento humano e dessedentação animal. De acordo com Maia (2009), atualmente no Ceará existem 180 fazendas que atuam na carcinicultura, das quais, 32 estão localizadas em Acaraú; 20, em Coreaú; 12,

em Mundaú-Curu; 86, no Baixo Jaguaribe; e 30 fazendas, no Médio Jaguaribe, as quais foram responsáveis pela produção de 20 mil toneladas de camarão no ano de 2008.

Segundo dados de Gurjão (2003), no Ceará, o descarte inadequado de efluentes no ambiente pelos empreendimentos de carcinicultura vem resultando na poluição dos recursos hídricos, o que se agrava devido ao efeito cumulativo, já que é comum a implantação de empreendimentos próximos uns dos outros e que acabam lançando seus efluentes em um único corpo d'água.

3.2. Tratamento de efluentes da carcinicultura

A Resolução Nº 312 do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) de 10 de outubro de 2002 considera que a atividade de carcinicultura pode ocasionar impactos ambientais nos ecossistemas costeiros e dispõe sobre o licenciamento ambiental destes empreendimentos nestas regiões. Os artigos 11 e 12 exigem planos de controle ambiental e plano de monitoramento ambiental, respectivamente e o artigo 14, exige o tratamento e controle dos efluentes, através da utilização de bacias de sedimentação como etapas intermediárias entre a circulação ou o deságüe das águas servidas ou, quando necessário, a utilização da água em regime de recirculação.

Conforme Arana (2004), a preservação dos recursos naturais em geral é extremamente importante, já que neles se encontram incluídos os diferentes corpos de água, os quais são indispensáveis para o desenvolvimento da aqüicultura. O mesmo autor ainda manifesta, que é de vital importância que os

aqüicultores não vejam seus cultivos como unidades isoladas de seu meio ambiente, mas sim como elementos importantes na dinâmica do ecossistema.

Para Marinho-Soriano (2009), a maneira mais prática e econômica de reduzir a concentração de nutrientes nas áreas em que se desenvolve a carcinicultura é tratar os seus efluentes antes de descartá-los no mar.

A qualidade dos efluentes do cultivo de camarão é avaliada através de parâmetros físico-químicos da água, incluindo variáveis como amônia, nitrito, nitrato, fosfato, pH, oxigênio dissolvido, demanda bioquímica de oxigênio, sólidos suspensos totais, dentre outros (DÍAS, 2007).

De acordo com Jackson et al. (2003) em vários países produtores de camarão a tendência de utilizar bacias de sedimentação como forma de tratar os efluentes antes de sua descarga no meio ambiente é crescente, em contrapartida, o desempenho de tais sistemas raramente tem sido estudado em grande escala. Os autores analisaram o desempenho da redução de nutrientes nas lagoas de sedimentação em uma fazenda comercial durante todo um ciclo de produção e os resultados demonstraram que estas lagoas foram eficazes na redução da descarga de partículas suspensas, mas não mostraram bons resultados quanto à redução das concentrações dos nutrientes dissolvidos e afirmam que embora as lagoas sedimentação sejam uma estratégia útil, para que haja um desenvolvimento sustentável da atividade há uma necessidade de uma abordagem integrada envolvendo planejamento, regulação e fiscalização eficazes por parte dos governos assim como a redução do volume de efluentes e descargas de nutrientes nos corpos hídricos.

Outra maneira de tratar os efluentes dos cultivos é o uso de biofiltros de bactérias, que através de uma série de processos de oxidação e redução,

diminuem a quantidade de poluentes na água convertendo-os em gases inofensivos como nitrogênio e gás carbônico, permitindo assim uma efetiva recirculação de água, porém esta tecnologia não é simples, além de acumular nitrato e sedimentos, que na maioria das vezes é descarregado no próprio ambiente (VAN RIJN, 1996). Uma alternativa para a acumulação de nitrato seria a utilização de macroalgas, pois tal nutriente pode ser consumido por estes organismos e convertido em biomassa (NEORI et al., 2004).

Daí se reforça a tendência em utilizar organismos assimiladores no processo de melhoramento da qualidade dos efluentes em aqüicultura, conforme cita Jones et al.(2001) que confirmou a eficiência da sedimentação em reduzir partículas sólidas suspensas em efluentes de cultivos de camarão, quando integradas ao cultivo de organismos assimiladores, como ostras e macroalgas, em escala laboratorial.

3.3. Os sistemas de aqüicultura integrada

A prática, denominada cultivo integrado de organismos, é antiga na China e em vários outros países asiáticos e foi motivada pela necessidade de maximização de produção, levando-se em consideração o conceito de que as sobras do cultivo de um determinado recurso podem se tornar uma fonte de alimento para o cultivo de outro (RUDDLE; ZHONG, 1988, apud CHOPIN et al., 2001).

Os sistemas de aqüicultura integrada incorporam as funções biológicas e ambientais de diversos grupos de organismos em um sistema unificado, permitindo sua sustentabilidade funcional. Este tipo de cultivo, que envolve

vários organismos no processo de produção pode ter um importante papel para o desenvolvimento da aqüicultura, reduzindo os impactos ambientais e sendo também socialmente e economicamente viável (TROELL et al., 1999; CHOPIN et al., 2001).

Segundo Neori et al. (2004), os sistemas integrados modernos, principalmente os que utilizam macroalgas, possuem um papel imprescindível na sustentabilidade da aqüicultura mundial. Atualmente, esses sistemas são compostos por peixes ou camarões integrados com moluscos bivalves, microalgas, macroalgas ou vegetais superiores e, são mais eficientes que os sistemas tradicionais, permitindo ainda mais o crescimento da maricultura além de auxiliar na preservação do meio ambiente e também aumentar os lucros do produtor através da diversificação da produção (CHOPIN, 2001; NEORI, 2004).

Na aqüicultura integrada, os nutrientes liberados por um determinado organismo são absorvidos por outros, parte destes nutrientes são convertidos em biomassa e parte são novamente liberados através da excreção, de maneira que ao final do ciclo somente uma pequena fração destes nutrientes permanece nos corpos d'água (CRAB et al., 2007) (Figura 1).

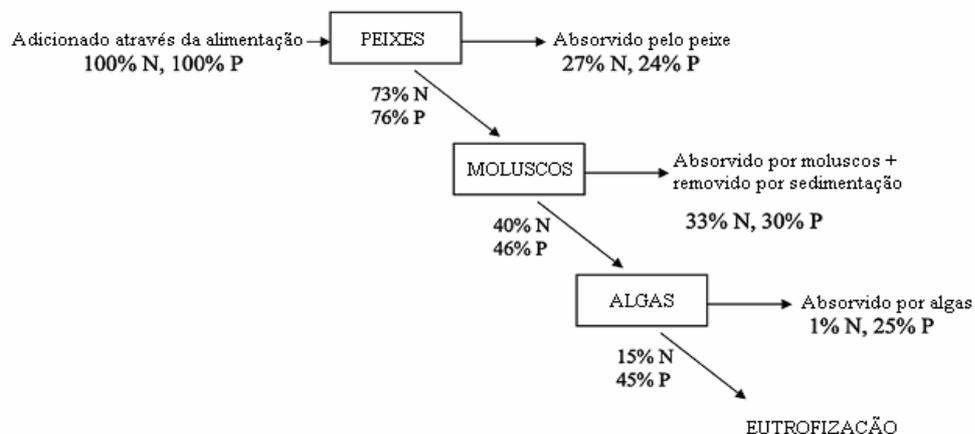


Figura 1. Balanço de nitrogênio e fósforo em um sistema de aqüicultura integrada, de acordo com CRAB et al. (2007).

A maioria destes tipos de cultivo emprega a recirculação total ou parcial da água, que é um ponto muito importante, pois minimizar a renovação de água é uma parte essencial da aquicultura moderna e ambientalmente responsável. Reduzir a troca da água beneficia o produtor baixando custos com bombeamento e reduzindo a possibilidade de introduzir compostos tóxicos, patógenos, vetores de doenças ou outros organismos indesejáveis na fazenda, além de beneficiar o ambiente reduzindo a descarga de nutrientes e de matéria orgânica dos efluentes dos cultivos (FAO/NACA/UNEP/WB/WWF, 2006).

3.4. Ostras e sedimentação no cultivo integrado

Moluscos bivalves têm sido utilizados com frequência em sistemas de aquicultura integrada, melhorando a qualidade de água e atuando como um complemento econômico (LEFEBVRE et al., 2000). As ostras são organismos filtradores que se alimentam principalmente de fitoplâncton e matéria orgânica suspensa, ambos normalmente encontrados em altas concentrações no cultivo intensivo de peixes (LEFEBVRE et al., 2000) e nos viveiros de camarão, como resultado da fertilização e alimentação não consumida (MARTINEZ-CORDOVA e MARTINEZ-PORCHAS, 2006).

Estudos realizados por Jones e Preston (1999) mostraram que as ostras reduziram significativamente as concentrações de bactérias, fitoplâncton, nitrogênio total, fósforo total e outras partículas suspensas presentes nos efluentes do cultivo de camarão. Lefebvre et al. (2000), comparando a preferência da ostra do Pacífico (*Crassostrea gigas*) por uma dieta composta pela microalga *Skeletonema costatum* e outra composta por fezes do peixe

Dicentrarchus labrax, confirmaram a capacidade desses organismos de assimilar resíduos de fazendas de cultivo de peixes. Jones et al (2001) realizaram o tratamento de efluentes do cultivo de camarão utilizando uma bacia de sedimentação experimental integrada a um cultivo de ostras e macroalgas. Segundo os autores, as ostras desempenharam um papel fundamental na redução de clorofila a, sólidos suspensos totais, bactérias, nitrogênio total e fósforo total, porém não foram eficientes na remoção de amônia, fosfato e nitrato/nitrito, confirmando a preferência destes organismos por nutrientes particulados.

Entretanto, estudos realizados por Hopkins et al. (1993), evidenciaram problemas na saúde das ostras relacionados à alta quantidade de sólidos suspensos na água, indicando a necessidade da redução na concentração dessas partículas através do uso de uma bacia de sedimentação antes dos efluentes passarem pela filtração dos bivalves. Jones et al. (2001); Jackson et al. (2003), Gurjão (2004) e Marinho-Soriano et al. (2009) afirmam que o processo de sedimentação possui uma eficiência comprovada na redução de sólidos suspensos na coluna d'água.

3.5 Macroalgas no cultivo integrado

Uma alternativa para a redução dos nutrientes dissolvidos não removidos e muitas vezes incrementados pela presença das ostras é a utilização de macroalgas no processo produtivo. Conforme Marinho-Soriano (2005), as macroalgas marinhas são organismos adaptados à vida em ambientes aquáticos e capazes de usar a energia solar para produzir

compostos orgânicos a partir dos nutrientes inorgânicos que absorve, podendo ser utilizadas na alimentação humana, como fertilizantes e corretivos de solos na agricultura ou fontes de compostos químicos na indústria.

No entanto, várias espécies de algas vêm se destacando pela capacidade de absorver rapidamente grandes quantidades de nutrientes dissolvidos orgânicos e inorgânicos. Dentre essas espécies estão as do gênero *Gracilaria* (alga vermelha) e *Ulva* (alga verde) (NEORI et al., 1998; CHOPIN et al., 2001; NEORI et al., 2004; JONES et al., 2002; MARINHO-SORIANO, 2005)

Conforme Chopin et al. (2001), as macroalgas utilizam os nutrientes absorvidos para seu crescimento, enquanto contribuem com o melhoramento da qualidade ambiental dos ecossistemas aquáticos. Devido a esta capacidade, tais organismos vêm sendo utilizados com frequência em sistemas de aquicultura integrada atuando como biofiltros e melhorando a qualidade de água (NEORI et al, 2000; WANG et al. 2007; MARINHO-SORIANO et al. 2009). Além do seu potencial de bioremediação nesses tipos de cultivo, as macroalgas podem trazer benefícios econômicos ao produtor, pois a biomassa gerada, no caso das rodofíceas, como o gênero *Gracilaria*, pode ser fonte de compostos com propriedades espessantes, gelificantes e estabilizantes (ágar e carragenana) muito utilizados nas indústrias alimentícia e cosmética ou, se tratando de clorofíceas, tais como o gênero *Ulva*, serem aproveitadas diretamente como fonte de alimentação de organismos herbívoros ou suplementação de rações (MARINHO-SORIANO, 2005; NEORI et al., 2004; NEORI et al., 2000).

Um modelo experimental de cultivo integrado com recirculação de água foi desenvolvido por Ellner et al. (1996) em Israel, utilizando o peixe, *Sparus*

aurata e a macroalga verde *Ulva lactuca*. Este modelo visava à diminuição da oferta alimentar e da taxa de renovação de água no cultivo dos peixes. Durante o experimento os autores observaram uma forte redução dos teores de amônia após a passagem da água pelo tanque das macroalgas.

Troell et al. (1997) realizaram, no Chile, um cultivo integrado com a macroalga vermelha *Gracilaria chilensis* e salmões (*Salmo salar*) em gaiolas. De acordo com os autores, a macroalga reduziu a quantidade de fósforo e nitrogênio inorgânicos em pelo menos 27% e 5%, respectivamente. Além disso, a macroalga apresentou um ótimo desenvolvimento e produziu, neste tipo de cultivo, 34 toneladas de peso seco ano⁻¹, gerando uma renda de U\$ 34.000, provando que os cultivos integrados são economicamente e ambientalmente viáveis.

Neori et al. (2000) implantaram um sistema integrado utilizando o molusco bivalve abalone, *Haliotis discus hannai*, o peixe, *Sparus aurata* e as macroalgas *Ulva lactuca* e *Gracilaria conferta*. De acordo com os autores, o peixe cresceu a uma taxa de 0,67% ao dia. Os nutrientes excretados pelo peixe foram absorvidos pela macroalga *U. lactuca* que produziu 78 kg.m².ano⁻¹ e se mostrou um eficiente filtro biológico reduzindo em 80% os níveis de amônia no sistema, enquanto que a macroalga *G. conferta* não apresentou desempenho satisfatório. O abalone apresentou taxa de crescimento de 0,9% ao dia com produtividade de 9,4 kg.m⁻².ano⁻¹.

Um cultivo integrado utilizando a macroalga *Palmaria mollis* e o abalone vermelho, *Haliotis rufescens*, foi realizado por Evans e Langdon (2000) e monitorado durante um ano. Segundo os autores, a alga funcionou muito bem

como filtro biológico absorvendo a amônia e apresentou um bom desenvolvimento, além de servir de alimento para o abalone.

Zhou et al. (2006) realizaram um cultivo integrado, na costa do Norte da China, utilizando peixes da espécie *Sebastes fuscescens* e a macroalga marinha vermelha *Gracilaria lemaneiformis*. Os resultados indicaram que a macroalga se desenvolveu melhor quando foi integrada ao cultivo de peixes, crescendo a uma taxa de 11,03% ao dia. Além disso, as macroalgas funcionaram como bons filtros biológicos, absorvendo nitrogênio e fósforo a taxas de 10,64 $\mu\text{mol/g}$ e 0,38 $\mu\text{mol/g}$ de peso seco, respectivamente, sendo uma ótima opção para compor o sistema de maricultura integrada com peixes, contribuindo para a bioremediação e diversificação econômica da produção.

Espécies de macroalgas do gênero *Porphyra*, nativas do Nordeste americano e da Ásia, foram utilizadas no cultivo integrado com peixes. Segundo os autores, a macroalga *Porphyra* sp removeu 70 a 100% do nitrogênio em 3-4 dias e a quantidade de fósforo foi reduzida de 35 a 91% (CARMONA et al., 2006).

Hernández et al. (2006) realizaram experimentos de aquicultura integrada, em laboratório e em campo, utilizando peixes e a macroalga vermelha *Gracilaria longissima*. Os resultados mostraram que a espécie foi eficiente em reduzir a carga de nutrientes dissolvidos (nitrogênio e fósforo) e, conseqüentemente, os impactos adversos no ambiente, principalmente através da melhoria da qualidade da água dos efluentes.

No nordeste do Brasil, estudos vêm sendo conduzidos pela Universidade Federal do Rio Grande do Norte com o propósito de avaliar o potencial das macroalgas nativas como biofiltradores de nutrientes dissolvidos presentes nos

efluentes de cultivo de camarão. Estes estudos revelam que o gênero *Gracilaria* possui um enorme poder de biofiltração, tendo sido, a espécie *G. caudata*, capaz de remover 60% de amônia, 50% de nitrato e 12% de fosfato em laboratório, já a espécie *G. cervicornis*, foi capaz de reduzir em 90% a concentração de nitrato em quatro horas e a espécie *G. birdiae*, quando cultivada em efluentes de cultivo de camarão, apresentou capacidade de biofiltração de 93,5%, 34% e 100% para fosfato, amônia e nitrato, respectivamente (MARINHO-SORIANO, 2007; MARINHO-SORIANO et al., 2008).

Pesquisas enfocando os sistemas de aqüicultura integrada também vêm sendo desenvolvidas pela Universidade Federal do Ceará. Cavalvante Júnior et al. (2005) verificaram a eficiência de um sistema integrado de aqüicultura utilizando peixes, sedimentação, ostras e macroalgas na redução da turbidez e das concentrações de amônia e fosfato da água. Gurjão (2004) avaliou um sistema semelhante e constatou a eficácia da etapa de sedimentação na redução dos sólidos totais em suspensão, bem como da ostra *C. rhizophorae* e da macroalga *Gracilaria sjoestedti* na redução da turbidez e incorporação dos compostos nitrogenados dissolvidos na água, respectivamente. Rocha et al. (2008) utilizaram ostras e macroalgas vermelhas integradas a uma bacia de sedimentação para tratamento dos efluentes de camarão. Os autores observaram que estes organismos foram responsáveis por uma elevada redução nos valores de amônia e turbidez no sistema, comprovando que a aqüicultura integrada pode ser considerada uma ferramenta eficaz para a sustentabilidade da carcinicultura intensiva.

Como relatado anteriormente, vários são os trabalhos relacionados à capacidade biofiltradora das macroalgas em sistemas de aqüicultura integrada, onde, com exceção daqueles que utilizam o gênero *Ulva* para oferta posterior a organismos herbívoros, percebe-se claramente a preocupação em utilizar espécies de macroalgas dotadas de alto valor comercial, a exemplo dos gêneros *Gracilaria*, *Porphyra* e *Palmaria*, que produzem compostos como ágar e carragenana (NEORI et al., 2004; CHOPIN et al., 2001). Alguns autores relacionam uma melhor produção destes tipos de compostos pelas macroalgas quando estas se encontram integradas a outros organismos tais como Chopin et al. (1999), Rodriguez e Montaña (2007) e Msuya e Neori (2008).

No Brasil, Hayashi et al. (2008) avaliaram a capacidade de remoção de nutrientes e o rendimento da extração de carragenana da macroalga vermelha *Kappaphycus alvarezii* em um cultivo integrado com peixes da espécie *Chanos chanos*. Segundo os autores, a macroalga reduziu significativamente os valores de amônia, nitrito, nitrato e fosfato presentes nos efluentes do cultivo dos peixes, e o rendimento de carragenana não diferiu significativamente daquele encontrado nas macroalgas cultivadas em ambiente natural, indicando que a macroalga *Kappaphycus alvarezii* pode ser utilizada com sucesso como filtro biológico e posteriormente como fonte de carragenana sem prejuízos futuros.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Cultivo integrado

4.1.1. O sistema de aqüicultura integrada

O sistema de aqüicultura integrada, utilizado neste experimento foi composto por cinco aquários de 50 L, com 30 L de volume útil cada, sendo um para o cultivo de camarões, um destinado à sedimentação de restos de ração e dejetos, um para o cultivo de ostras, outro para o cultivo de macroalgas e um último para armazenar a água durante a recirculação. A recirculação de água foi realizada através de bombeamento e da instalação dos aquários em diferentes níveis (Figura 2), tendo sido adotados os tempos de 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema. No laboratório, foi mantido um fotoperíodo de aproximadamente 12 h de claro e 12 h de escuro e uma temperatura média de 28 ± 2 °C. Além disso, foi utilizada uma iluminação suplementar para o aquário das macroalgas, constituída de duas lâmpadas fluorescentes de 20 W ($92 \text{ mmol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).

Constituíram os demais tratamentos do experimento, dois aquários com camarões, dois aquários com ostras e dois aquários com macroalgas nas mesmas condições dos aquários que compunham o sistema integrado, sendo utilizado, para cada um dos organismos, um aquário sem renovação de água e outro com renovação de 20% de seu volume total após os diferentes tempos de residência da água no sistema (Figura 3).



Figura 2. Vista frontal do sistema utilizado durante o período experimental.

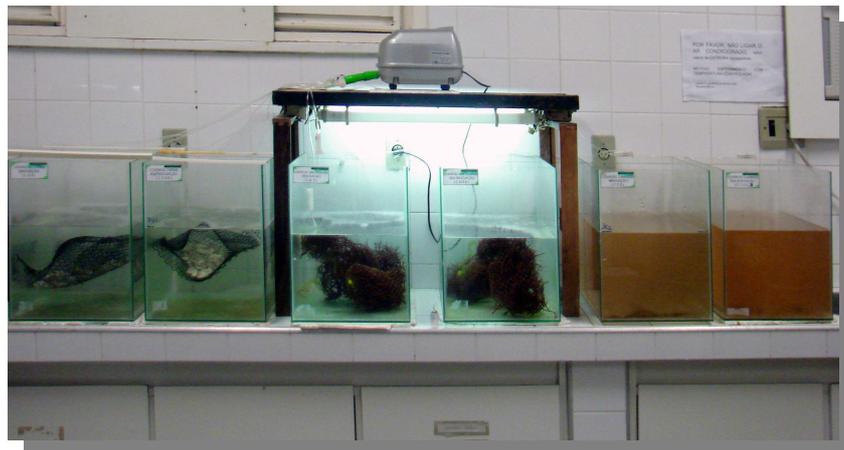


Figura 3. Tratamentos com e sem renovação de água utilizados durante o experimento.

4.1.2. Aquisição da água salgada

A água salgada utilizada neste experimento foi coletada na praia mansa, localizada na cidade de Fortaleza-CE (Figura 4), e transportada ao laboratório de aqüicultura do Departamento de Engenharia de Pesca/Centro de Ciências Agrárias/Universidade Federal do Ceará (DEP/CCA/UFC), onde, antes de ser distribuída nos aquários foi esterilizada por radiação ultra violeta (UV), durante 24 horas.

4.1.3. Camarões (*Litopenaeus vannamei*)

Um milheiro de pós-larvas (PL's) no estágio de PL₁₀, de camarões da espécie *Litopenaeus vannamei* foi adquirido do Laboratório de Larvicultura de Camarão Marinho Aquacrusta Marinha Ltda localizada no município de Acaraú-CE, distante 255 km de Fortaleza (Figura 4). As PL's foram acondicionadas em sacos plásticos de 30 L com 2/3 de oxigênio e 1/3 de água e imediatamente transportadas ao Laboratório de aqüicultura do DEP/CCA/UFC. No laboratório, devido ao reduzido peso dos indivíduos, os mesmos foram cultivados até o estágio de PL₃₀, antes de ser iniciado o experimento.

As PL's com peso médio de $0,0099 \pm 0,0030$ g foram distribuídas nos aquários contendo 30 L de água do mar a 35 ‰ e aeração constante na densidade de 1 PL L^{-1} , o correspondente a 250 PL's m^{-2} . Durante o experimento os camarões foram alimentados, *ad libitum*, três vezes ao dia, com ração comercial contendo 35% de PB.

4.1.4. Sedimentação

A sedimentação foi realizada em um aquário contendo 30 L de água salgada com salinidade de 35‰. Contudo, esse aquário não recebeu nenhuma aeração para permitir a precipitação das partículas mais pesadas no fundo do mesmo. Com o objetivo de simular as condições de um viveiro convencional, com uma comunidade bacteriana bem estabelecida no substrato, foi adicionada uma pequena quantidade de sedimento obtida de um tanque de cultivo de tilápias.

4.1.5. Ostras do mangue (*Crassostrea rhizophorae*)

As ostras foram oriundas da praia de Sabiaguaba, município de Eusébio, distante cerca de 25 km de Fortaleza (Figura 4). Um total de 180 ostras do mangue, *C. rhizophorae* foram coletadas, acondicionadas em caixas isotérmicas e levadas imediatamente ao laboratório de aqüicultura do DEP/CCA/UFC. No laboratório, antes de serem estocados nos aquários, os animais foram bem lavados e escovados. Após a limpeza, as ostras foram dispostas sobre uma tela plástica de 1,5 mm de malha suspensa a 15 cm do fundo dos aquários, sendo mantidas com aeração constante e salinidade de 35‰, na densidade de 2 ostras L⁻¹.

4.1.6. Macroalgas marinhas (*Gracilaria birdiae*)

Macroalgas marinhas da espécie *Gracilaria birdiae* (Palastino e Oliveira, 2002) (Rhodophyceae) foram coletadas em maré baixa na praia de Fleixeiras, município de Trairí, situada a 123 km de Fortaleza (Figura 4) Após a coleta, as macroalgas foram devidamente acondicionadas em caixas isotérmicas e

imediatamente transportadas ao laboratório, onde foram lavadas e cuidadosamente separadas das epífitas e outros organismos. Posteriormente, as macroalgas foram colocadas em pequenas redes de nylon dentro dos aquários na densidade de $13,33 \text{ g L}^{-1}$. Esses aquários receberam iluminação artificial fornecida por duas lâmpadas fluorescentes de 20 W ($92 \text{ mmol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) a uma distância de 10 cm da lâmina d'água, fornecendo às macroalgas uma iluminância de aproximadamente 2000 lux.



Figura 4. Locais de coleta da água salgada e organismos utilizados no experimento.

4.1.7. Manejo experimental

O manejo experimental constou da recirculação total da água no sistema integrado, passando de um aquário a outro mediante a abertura seqüencial das conexões entre os mesmos. Inicialmente, a água das macroalgas foi bombeada para o aquário de armazenamento (Figura 2) e a água das ostras transferida ao aquário das macroalgas, por meio da abertura da conexão. Posteriormente, a água do aquário de sedimentação foi drenada para o aquário das ostras, seguida da transferência da água dos camarões para o aquário de sedimentação e finalmente, a água previamente armazenada no aquário superior, proveniente das macroalgas, foi drenada para o aquário dos camarões. Esta recirculação foi realizada a cada 48 horas nos dois primeiros meses, sendo monitorados diariamente os parâmetros físico-químicos temperatura, salinidade e oxigênio dissolvido e semanalmente, amônia, nitrito, nitrato, fosfato, turbidez e pH. Em seguida o tempo de residência da água no sistema integrado foi aumentado para 72 horas, sendo recirculada dessa maneira durante 15 dias. A partir desse momento, as análises dos parâmetros físico-químicos foram realizadas antes de cada recirculação. Finalmente, durante os 12 últimos dias do experimento, o tempo de residência da água no sistema integrado foi novamente aumentado para 96 horas. Os organismos foram cultivados na mesma água por um período de três meses e as biometrias realizadas semanalmente. Com o objetivo de verificar a influência da presença de nitrogênio na água sobre o conteúdo de proteína das macroalgas, após o término do experimento, foi realizada a determinação do conteúdo de proteína total das macroalgas de cada tratamento.

4.1.8. Procedimentos analíticos

Os procedimentos analíticos utilizados para determinação das concentrações de amônia, nitrito, nitrato, fosfato e turbidez foram realizados por meio de um espectrofotômetro de leitura direta HACH DR 2000 e de acordo com o Standard Methods (APHA, 1985). Com exceção da turbidez, medida em UTF (unidades de turbidez de formazina), os demais parâmetros foram expressos em mg L^{-1} .

4.1.8.1. 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, foram acrescentadas vinte e cinco gotas de estabilizador mineral à amostra, a qual foi novamente homogeneizada. Em seguida, 1 mL do reagente de Nessler foi adicionado à mistura que após nova agitação foi deixada em repouso por um minuto (tempo de reação) para, finalmente, proceder-se a leitura da concentração de amônia total solúvel, utilizando um comprimento de onda de 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.

4.1.8.2. Nitrito (NO_2^-)

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

4.1.8.3. Nitrato (NO_3^-)

Para a quantificação de nitrato, foram coletados 25 mL da água de cada aquário e adicionado, à cada amostra, o conteúdo de um pacote do reagente *Nitraver 5 Nitrate Reagent Powder Pillow*. 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, utilizando um comprimento de onda de 500 nm. Para zerar a leitura do aparelho, amostras da água de cada aquário, sem adição do reagente, foram utilizadas como “branco”.

4.1.8.4. Fosfato

Para a determinação de fosfato, 25 mL da água de cada aquário foram coletados e, à cada amostra, foi adicionado o conteúdo de um pacote do reagente *PhosVer 3 Phosphate Powder Pillow*. 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 aquário, sem adição do reagente, foram utilizadas como “branco”.

4.1.8.5. Turbidez

Para a determinação da turbidez, foram coletados 25 mL da água a ser analisada e a leitura foi efetuada em um comprimento de onda de 450 nm. Para zerar a leitura do espectrofotômetro, foi utilizado um “branco” de água destilada. Os resultados foram expressos em “unidades de turbidez de formazina” (UTF).

4.1.8.6. Temperatura e oxigênio dissolvido

Os parâmetros temperatura e oxigênio dissolvido foram medidos através de uma sonda digital, modelo YSI 55A fabricada pela Bernauer Aquacultura LTDA. O eletrodo da sonda foi introduzido diretamente em cada aquário e a leitura expressa em °C e mg L⁻¹, respectivamente.

4.1.8.7 Salinidade

A salinidade foi medida com um refratômetro modelo S/MILL, fabricado pela Atago. Uma gota de cada amostra foi colocada na superfície de leitura do aparelho e a salinidade foi expressa em ‰ (partes por mil). Em todo o decorrer do experimento a salinidade foi mantida em torno de 35 a 40 ‰.

4.1.8.8 pH

A determinação do pH foi realizada através de um medidor de pH de bancada, fabricado pela Marconi Equipamentos Eletrônicos. O eletrodo foi inserido diretamente nos beakers contendo as amostras e a leitura foi feita com precisão de duas casas decimais.

4.1.9 Desenvolvimento dos organismos

Semanalmente, 10 camarões, 24 ostras e toda a biomassa algal de cada aquário foram pesados em uma balança analítica fabricada pela Bell Engineering, com precisão de 0,005 g para a verificação do crescimento em peso.

As macroalgas foram analisadas através da taxa de crescimento relativo (TCR), determinada segundo Msuya e Neori (2008), como:

$$\text{TCR} = 100 \times [\ln (\text{Peso final} / \text{Peso inicial})] / \text{tempo de cultivo.}$$

Para os camarões e ostras, além da TCR, calculada segundo Kumaraguru Vasagam et al. (2005) através da fórmula:

$$\text{TCR} = \text{Peso final} - \text{Peso inicial} / \text{dias experimentais}$$

foi também calculada de acordo com Wang et al. (2007), a taxa de crescimento semanal (TC), onde:

$$\text{TC} = \text{Peso final} - \text{Peso inicial} / \text{número de semanas}$$

A sobrevivência (%) destes organismos foi determinada de acordo com a fórmula:

$$(\text{número final de animais} / \text{número inicial de animais}) \times 100.$$

4.2. Determinação do conteúdo de proteína total nos organismos

4.2.1. Preparo das amostras

As amostras foram secas em estufa a 40°C e, em seguida, trituradas com o auxílio de um processador.

4.2.2. Procedimento experimental

O teor de nitrogênio nas macroalgas foi determinado pelo método do micro-Kjeldahl (ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS, 1990). Para isso as amostras foram submetidas à digestão, destilação e titulação. Para a digestão foram utilizadas amostras de 0,1 g, as quais foram transferidas para os tubos de digestão com 7 mL da solução de digestão (ver anexo) e posteriormente colocados no bloco de digestão pré-aquecido, com temperatura controlada (consultar anexo). Ao final da fase de digestão, foram adicionados 10 mL de água destilada aos tubos de digestão e os mesmos colocados no destilador. Paralelamente, em um erlenmeyer de 125 mL adicionou-se 10 mL da solução receptora (consultar anexo) com 3 gotas de solução indicadora (ver anexo) e em seguida o erlenmeyer foi acoplado ao bico de saída do condensador. No copo dosador do destilador acrescentou-se 15 mL de hidróxido de sódio 40%, que durante o processo de destilação foram adicionados nos tubos com as amostras digeridas. Assim foram destilados 50 mL de cada amostra e imediatamente após a fase de destilação, procedeu-se a fase de titulação com ácido sulfúrico (H₂SO₄) 0,1 N, anotando-se a quantidade de ácido que foi necessária para a virada de cor da solução.

4.2.3. Conversão do teor de nitrogênio para porcentagem (%) de proteína bruta (PB)

Para o cálculo da porcentagem de proteína bruta nas amostras empregou-se a seguinte fórmula:

$$\%PB = \frac{\text{mL de H}_2\text{SO}_4 \times 0,0014 \times N \times 6,25 \times 100}{\text{peso da amostra (g)}}$$

Onde:

mL de H₂SO₄ = quantidade de H₂SO₄ gasta na titulação;

0,0014 = peso molecular do nitrogênio expresso em mg;

N = normalidade do ácido = 0,1;

6,25 = fator de conversão para transformar % de nitrogênio em proteína.

4.3. Capacidade de absorção de nutrientes pelas macroalgas

Para verificar a capacidade de absorção de nutrientes pelas macroalgas, os exemplares que permaneceram durante 3 meses no aquário do controle com renovação de água (água oligotrófica) foram estocados na água que passou três meses recirculando no sistema integrado, rica em nutrientes. Da mesma forma, as algas que estavam no sistema integrado foram transferidas para a água oligotrófica (cultivo com renovação). Este experimento foi feito em monoblocos de 10 L com 4,5 L de volume útil e com a mesma densidade de estocagem utilizada durante o cultivo integrado, ou seja,

13,33 g de macroalgas L⁻¹. Procedeu-se uma biometria inicial das macroalgas, através de sua pesagem em balança analítica, bem como uma análise inicial das concentrações de amônia, nitrito, nitrato e fosfato por espectrofotometria, tanto da água do sistema integrado quanto da água do cultivo com renovação. Posteriormente, foram realizadas análises de água a cada 24 horas, durante 3 dias consecutivos e biometrias semanais das macroalgas. O experimento teve duração de 14 dias e foi realizado em triplicata.

4.4. Análise dos dados

Os dados obtidos em cada etapa de cada tempo de residência a que o sistema de cultivo integrado foi submetido foram comparados dois a dois através do teste *t* para amostras independentes, bem como a capacidade de absorção de nutrientes pelas macroalgas, já as variações semanais dos diferentes parâmetros analisados foram submetidas a análise de variância (ANOVA) fator duplo. Os dados de desenvolvimento dos organismos e os teores de proteína bruta nas macroalgas foram submetidos a ANOVA fator único. Para todos os testes foi utilizado um nível de significância de 5%. Em caso de rejeição da hipótese de nulidade na ANOVA, os dados foram submetidos ao teste de Tukey, considerando o mesmo nível de significância. 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. Todo o procedimento estatístico foi realizado através do programa BioStat 4.0.

5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

5.1. Parâmetros ambientais

5.1.1. Salinidade, oxigênio dissolvido, temperatura e pH

A fim de evitar que grandes variações pudessem prejudicar os organismos cultivados e/ou influenciar nos resultados, a salinidade, o oxigênio dissolvido, a temperatura e o pH foram monitorados diariamente.

No decorrer de todo o experimento, a salinidade média da água no sistema integrado e nos tratamentos com e sem renovação de água ficou em torno de $38,4 \pm 1,9$ (Tabela 1). Segundo Arana (2004), a salinidade considerada ideal para o cultivo do *L. vannamei* varia entre 15 e 25, porém esta espécie pode ser cultivada com êxito em salinidades maiores ou menores do que as ideais. Conforme Guimarães et al. (2008), a salinidade encontrada no experimento é considerada alta para o desenvolvimento de ostras, as quais preferem valores entre 10 e 30. Nunes (2006), ao realizarem experimentos com a macroalga *G. birdiae* em laboratório mativeram uma salinidade média de $33 \pm 0,20$, em contrapartida, os mesmos autores ao cultivarem esta espécie de macroalga em campo encontraram valores de salinidade próximos de 40. Conforme Carneiro et al. (2007), as macroalgas do gênero *Gracilaria* têm sido bastante utilizada em experimentos de cultivo integrado por apresentarem, além das qualidades econômicas, uma grande habilidade em tolerar flutuações relativamente elevadas de salinidade, temperatura e luz.

Com relação aos teores de oxigênio dissolvido, os valores encontrados na água de sedimentação ($0,9 \pm 0,5 \text{ mg L}^{-1}$) foram significativamente inferiores

aos observados na água dos camarões, das ostras e macroalgas do sistema integrado e demais tratamentos ($6,9 \pm 2,3 \text{ mg L}^{-1}$) (Tabela 1), o que era esperado já que na sedimentação não havia aeração adicional (KRUSKAL-WALLIS; $H= 40,081$; $p < 0,0001$). Barbieri Júnior e Ostrensky Neto (2002), afirmam que o oxigênio é o mais vital dos elementos necessários para a vida dos camarões e de qualquer organismo que respire na água, e que o consumo deste gás varia de acordo com a espécie a ser cultivada, o seu estágio de vida e as condições de cultivo, sendo que os camarões preferem concentrações acima de $4,0 \text{ mg L}^{-1}$. As ostras não suportam níveis de OD muito baixos o que pode levá-las ao estresse e até mesmo à morte quando expostas por longo período a este tipo de condição, assim para seleção da área adequada para o cultivo de ostra do mangue, a concentração de oxigênio dissolvido deve estar entre 2 e 5 mg L^{-1} (RAMOS e CASTRO, 2004).

A temperatura média da água no sistema integrado e tratamentos com e sem renovação de água foi de $25,5 \pm 1,9$ durante toda a realização do experimento (Tabela 1). Como observado, a temperatura não influenciou nos resultados, já que a faixa ideal para cultivos de *L. vannamei* está situada entre 25 e 30 °C (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2002). O valor médio encontrado no experimento foi bem próximo ao observado por Guimarães et al. (2008) em um cultivo de ostras experimental realizado no Laboratório de Maricultura Sustentável na Universidade Federal Rural de Pernambuco, o qual foi $26,03 \pm 1,53$ °C. Nunes (2006), cultivando a macroalga *G. birdiae* em laboratório, observaram uma temperatura média também próxima daquela encontrada neste experimento, sendo esta de $27,9 \pm 0,10$ °C.

O valor médio de pH encontrado na água do sistema integrado e demais tratamentos foi de $7,9 \pm 0,1$ (Tabela 1). Conforme Boyd e Tucker (1998), a faixa ótima de pH para os animais de água salgada é de 7,5 e 8,5.

Tabela 1. Parâmetros ambientais da água durante o período experimental.

Parâmetros ambientais	máximo	mínimo	média \pm desvio padrão
Salinidade	42	35	$38,4 \pm 1,9$
Oxigênio dissolvido*	13,4	4	$6,9 \pm 2,3$
Temperatura	28,2	24,3	$25,5 \pm 1,9$
pH	8,2	7,8	$7,9 \pm 0,1$

* Valores de oxigênio dissolvido excluindo-se os observados na etapa de sedimentação.

5.1.2. Amônia total

Com 48 horas de residência da água no sistema integrado, observou-se uma redução total significativa de 89,56% na concentração de amônia (teste *t*, $p < 0,05$), sendo a etapa das ostras a maior responsável, contribuindo com 86,41%. A elevação da concentração observada na etapa de sedimentação e a redução realizada pelas macroalgas não foram significativas em relação às etapas imediatamente anteriores (teste *t*, $p \geq 0,05$) (Tabela 2 e Figura 5).

Tabela 2. Variação da concentração de amônia nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.

Etapas	Tempo		
	48	72	96
Camarão	$2,06 \pm 1,12$	$3,00 \pm 1,70$	$3,40 \pm 1,24$
Sedimentação	$2,62 \pm 1,64$	$5,48 \pm 1,54^*$	$7,89 \pm 0,26^*$
Ostras	$0,36 \pm 0,44^*$	$0,77 \pm 0,30^*$	$0,87 \pm 0,33^*$
Macroalgas	$0,27 \pm 0,27$	$0,49 \pm 0,14$	$0,60 \pm 0,49$

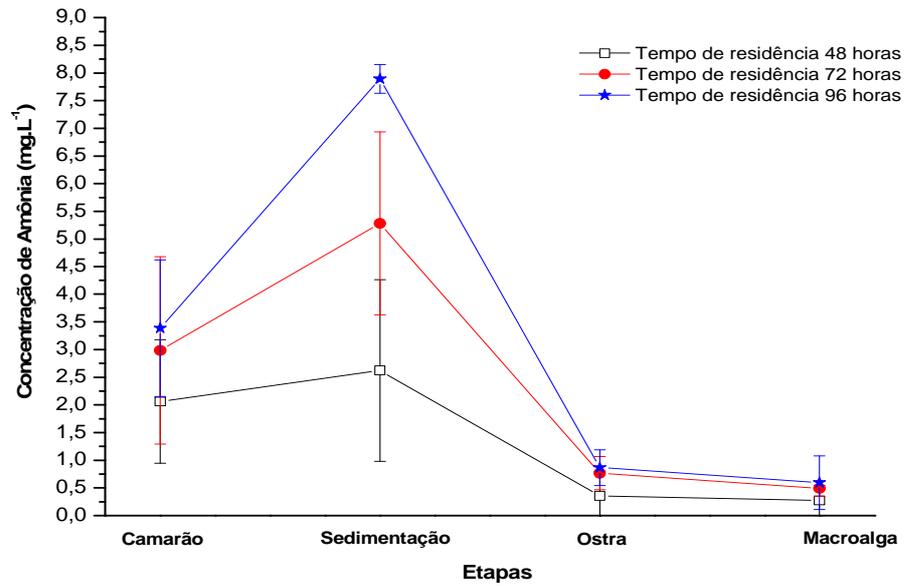


Figura 5. Variação da concentração de amônia com 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

Durante dois meses de experimento, constatou-se não haver diferenças significativas entre as concentrações de amônia observadas no cultivo integrado e respectivos controles (ANOVA, $p > 0,05$) (Figura 6).

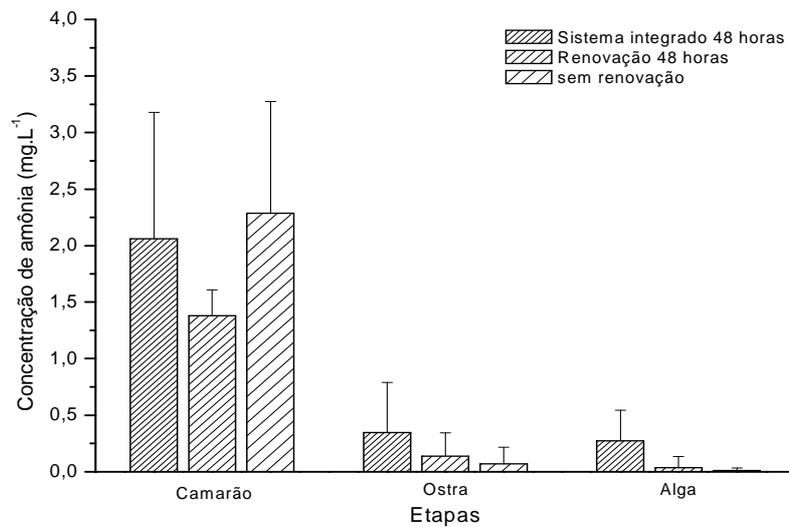


Figura 6. Concentrações de amônia nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 horas de residência da água no sistema integrado.

As concentrações de amônia variaram de maneira semelhante após 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado, apresentando elevações significativas de 83,52 e 132,38% na etapa de sedimentação e reduções, também significativas de 86,02 e 88,94% na etapa das ostras (teste t , $p < 0,05$), com reduções totais no sistema integrado de 91,06 e 92,44%, respectivamente. Mais uma vez, a etapa das ostras foi fundamental para manter baixos os teores de amônia na água do sistema. As reduções observadas, após a biofiltração realizada pelas macroalgas em relação à etapa das ostras, não foram significativas (teste t , $p \geq 0,05$) (Figura 5).

Conforme esperado, as concentrações de amônia observadas nas etapas das ostras e macroalgas passaram a ser, significativamente, mais elevadas (ANOVA; $p < 0,05$) do que àquelas verificadas nos tratamentos com e sem renovação de água, a partir de 72 horas de residência da água no sistema integrado, já que o mesmo foi exposto a grandes quantidades de matéria orgânica resultante da administração diária de ração e dos dejetos dos animais (Figura 7 A). No entanto, os teores de amônia na água das macroalgas, após 96 horas de residência, voltaram a ser iguais aos dos demais tratamentos (KRUSKAL-WALLIS; $p \geq 0,05$) (Figura 7 B). Os camarões dos tratamentos com e sem renovação de água não sobreviveram devido à falta de aeração decorrente de falha no fornecimento de energia.

As variações semanais dos teores de amônia em cada etapa do sistema integrado não apresentaram diferenças significativas ($p \geq 0,05$), independente do tempo de residência da água (48, 72 ou 96 horas).

A concentração de amônia, após 96 horas de sedimentação, foi a máxima obtida em todo o experimento, diferindo significativamente das demais

(ANOVA; $p < 0,05$) (Figura 5). Mesmo assim, a filtração da água pelas ostras foi suficiente para manter baixo o nível de amônia no sistema integrado.

Conforme Boyd e Tucker (1998), a acumulação de amônia em sistemas de aquicultura é bastante indesejável, já que sua forma não ionizada é tóxica para os animais aquáticos. De acordo com Arana (2004), as formas ionizadas e não ionizadas da amônia se mantêm em equilíbrio quando em solução e o mesmo é dependente do pH, temperatura e salinidade, sendo a soma de ambas as formas denominada amônia total ou simplesmente amônia.

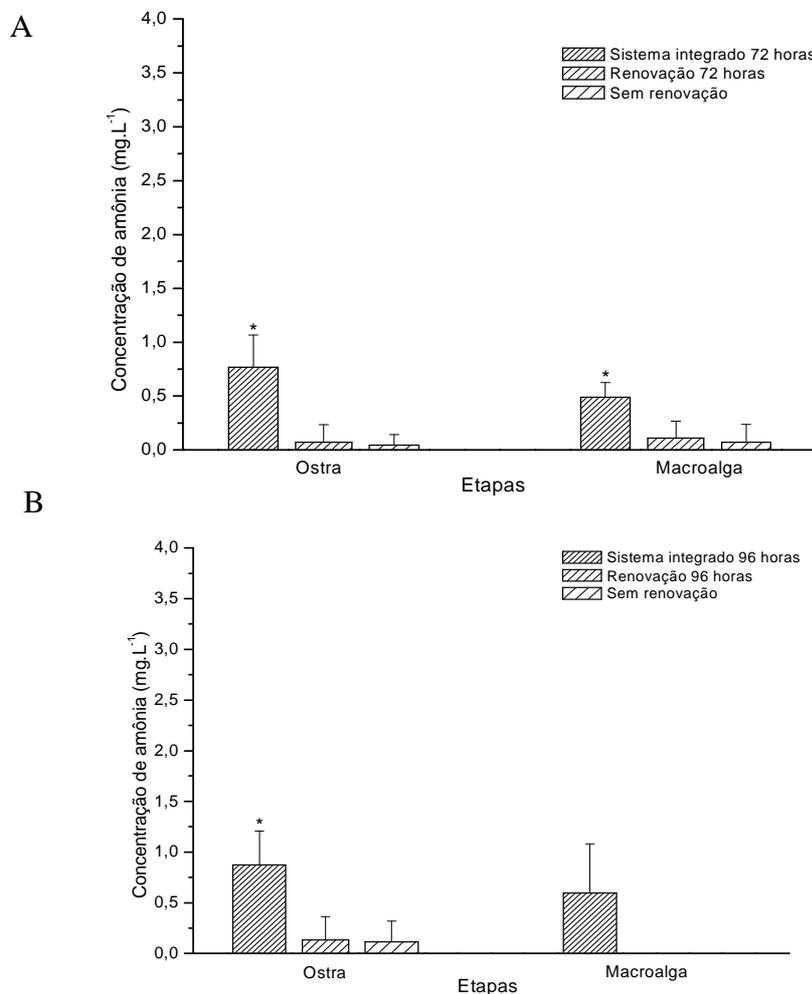


Figura 7. Concentrações de amônia nos tratamentos com e sem renovação de água e após 72 (A) e 96 horas (B) de residência da água no sistema integrado.

Presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

A produção de amônia na água dos camarões no sistema integrado foi decorrente principalmente da decomposição da matéria orgânica oriunda dos resíduos do arraçamento e dejetos dos animais. A amonificação, produção de amônia a partir da decomposição da matéria orgânica, bem como a excreção desse composto por animais aquáticos são as principais fontes de amônia para a água (ESTEVES, 1988; BOYD; TUCKER, 1998). A decomposição da matéria orgânica no aquário de sedimentação foi a principal responsável pelos valores mais elevados, os quais foram sempre observados nesta etapa (Figura 5). Conforme Esteves (1988), este processo é realizado por bactérias amonificantes e ocorre principalmente no sedimento. No entanto, deve-se também levar em consideração uma possível contribuição das reações de amonificação do nitrato, já que houve o consumo deste nutriente, em baixas concentrações de oxigênio, na etapa de sedimentação (Figura 14). A excreção pelos camarões não foi tão importante, já que os valores de amônia não se elevaram significativamente no aquário dos animais, mesmo quando o tempo de residência da água no sistema foi prolongado para 96 horas.

Quando a amônia atinge níveis letais ou subletais em sistemas de cultivo estático ou de recirculação, pode se tornar tóxica e causar aos animais aquáticos, dentre outros problemas, uma maior suscetibilidade às enfermidades, redução da capacidade de transporte de oxigênio e diminuição do crescimento (ARANA, 2004). Esteves (1998) afirma que concentrações de amônia a partir de $0,25 \text{ mg L}^{-1}$ afetam o crescimento de peixes, embora a concentração letal, isto é, que mata 50% dos indivíduos seja de $0,5 \text{ mg L}^{-1}$. Após o tratamento da água pelas ostras e macroalgas, os valores médios de amônia ficaram em torno de $0,5 \text{ mg/L}$, no entanto nenhuma mortalidade, nem

redução de crescimento foram verificadas nos camarões do sistema integrado. Além disso, a ausência de diferença significativa nos valores semanais de amônia mostra que este composto não se acumulou no sistema. A presença de amônia na água de efluentes não somente traz prejuízos aos animais aquáticos, sendo também fonte de preocupação para o meio ambiente, visto que os corpos d'água que recebem grandes quantidades de nutrientes (fosfato e nitrogênio) são passivos de eutrofização (NEORI et al., 2004).

De uma maneira geral, observamos que as variações nas concentrações de amônia ocorridas em cada etapa do sistema integrado assumem uma mesma tendência, independente do tempo de residência da água, isto é, elevando-se durante as etapas de sedimentação seguidas de reduções significativas após as etapas de biofiltração feita pelas ostras e reduções, não significativas, realizadas pelas macroalgas.

Marinho-Soriano et al. (2009), Rocha et al. (2008) e Jones et al. (2001) realizaram pesquisas com sistemas de cultivo integrado e também detectaram um aumento considerável na concentração de amônia durante a etapa de sedimentação. O último autor sugere que este resultado possa estar relacionado à remineralização da matéria orgânica. Jackson et al. (2003), estudando a eficiência das lagoas de sedimentação na Austrália, verificaram um acúmulo de nitrogênio e fósforo, sugerindo que as mesmas são eficazes na redução de sólidos suspensos, mas não são capazes de reduzir a concentração de nutrientes dissolvidos.

A elevada redução dos valores de amônia, após passar pelo tratamento com ostras, é surpreendente, dada a excelente capacidade de filtração destes animais, reportada por Nunes et al. (2003), os quais seqüestram a matéria

orgânica em suspensão tornando-a indisponível para a amonificação, no entanto os mesmos também liberam amônia através de suas excretas (RUPPERT; BARNES, 1996). Neste caso, as elevadas reduções deste composto ocorreram devido à ação de bactérias nitrificantes presentes no trato digestivo das ostras, as quais convertem amônia em nitrito e, posteriormente em nitrato, atuando assim como um filtro biológico (BOUCHER e BOUCHER-RODONI, 1988). Esta tendência é reforçada ao observarmos os demais tratamentos, onde as concentrações de amônia também permaneceram baixas.

Segundo Cavalcante Júnior et al. (2005), em um sistema integrado com peixes (*Oreochromis niloticus*) e reuso de água, os valores de amônia foram reduzidos em 95,6% ao passarem pela etapa de filtração com ostras. Rocha et al. (2008) também verificaram uma redução significativa de 74,13% na concentração média de amônia no efluente de camarão (*Litopenaeus vannamei*), após este ter passado pela filtração com ostras da espécie *Crassostrea rhizophorae* em um sistema de aquicultura integrada. Na realidade, na etapa das ostras do sistema integrado, a amônia sempre foi reduzida a níveis semelhantes mesmo quando atingiu um máximo, com 96 horas de residência da água, mas em nenhum momento foi totalmente consumida (Figura 5). Este fato reforça o papel das bactérias nitrificantes na elevada redução de amônia e os valores residuais deste composto foram provavelmente decorrentes da amônia produzida no aquário das próprias ostras. Assim, no sistema integrado, as ostras também foram responsáveis pela produção de amônia, no entanto, a participação das bactérias na redução desse composto foi muito mais evidente. O aumento de compostos

nitrogenados em cultivos de ostras foi mostrado por Qian et al. (1996) que cultivaram a espécie *Pinctada martensi* integradas à macroalga vermelha *Kappaphycus alvarezii* e verificaram que as ostras foram responsáveis pelas elevações nas concentrações de nitrogênio total, íon amônio, nitrito e nitrato na água de cultivo. Em outro cultivo integrado de ostras e algas, Gurjão et al. (2004) mostraram que após a filtração com ostras, a concentração de amônia de um efluente de carcinicultura aumentou.

A macroalga *G. birdiae*, presente no sistema integrado, não foi capaz de reduzir, significativamente, as concentrações de amônia remanescentes na água após a biofiltração realizada pelas ostras, estas macroalgas parecem ter passado por um período de estresse devido à condição hipereutrófica a que estavam submetidas, no entanto, as macroalgas mantidas em uma água com pouca ou quase nenhuma concentração de amônia ao serem transferidas para uma água rica neste composto reduziram significativamente (teste *t*, $p < 0,05$) em 18,03% sua concentração nas primeiras 24 horas de residência da água, entretanto após 48 horas, foi observada uma elevação significativa (teste *t*, $p < 0,05$) de 28,22% na concentração de amônia na água do sistema, e após 72 horas uma nova redução, também significativa (teste *t*, $p < 0,05$) de 32,36% (Figura 8).

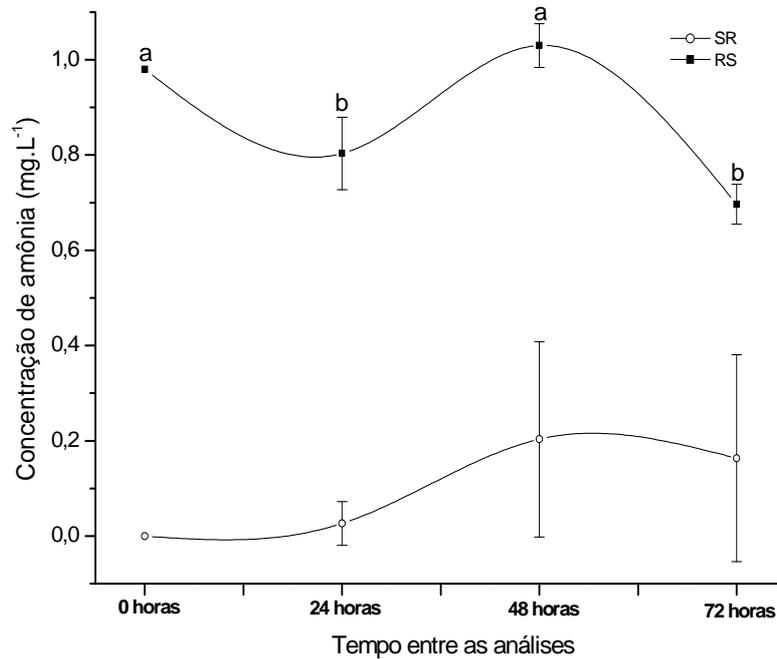


Figura 8. Concentrações de amônia após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS). Letras diferentes acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%.

Vários são os relatos que evidenciam o poder de filtração biológica e capacidade de assimilação de nutrientes por algas marinhas. Wang et al. (2007) verificaram que $0,67 \text{ g L}^{-1}$ da macroalga *U. pertusa* removeu 68% da amônia presente nos efluentes do cultivo de pepinos do mar (*A. japonicus*). Neori et al. (2000) mostraram que a macroalga *U. lactuca* a uma densidade de $2,5 \text{ g L}^{-1}$ foi capaz de reduzir, em 80%, os valores de amônia presentes nos efluentes de cultivo do peixe *Sparus aurata*. Segundo Jones et al. (2001), 20 g L^{-1} da macroalga vermelha *G. edulis* captou 87% da amônia na sua forma ionizada, na primeira hora de biofiltração de um efluente do cultivo de camarões, após a passagem deste pelo cultivo de ostras. Também confirmam

este poder de redução relatos como o de Carmona et al. (2006), que observaram uma redução nos níveis de amônia de 70 a 100% em um cultivo integrado de peixes e macroalgas do gênero *Porphyra*. Corroborando com a capacidade de biofiltração observada neste experimento para a mesma espécie de macroalga, Marinho-Soriano et al. (2009) pesquisando sobre a capacidade de remoção de nutrientes da macroalga vermelha *G. birdiae* em efluentes da aquicultura, encontraram que 2 g L⁻¹ desta macroalga absorveram 34% de amônia na sua forma ionizada. As diferenças obtidas entre estes resultados são devidas, além da diferença na densidade de estocagem e espécie, a parâmetros ambientais, tais como luz e movimentação da água e parâmetros bióticos como idade das algas e armazenamento de nutrientes nos tecidos da macroalga (MARINHO-SORIANO et al., 2009).

Segundo Dawes (1995), o nitrogênio é armazenado pelas macroalgas na forma de pigmentos fotossintéticos tais como proteínas denominadas ficobilinas. Ao analisarmos os teores de proteína bruta para a macroalga *G. birdiae*, temos que aquelas cultivadas no sistema integrado apresentaram $18,70 \pm 0,24\%$ de proteína bruta, superando significativamente (ANOVA; $p < 0,0001$) os teores protéicos daquelas retiradas diretamente do ambiente ($6,63 \pm 0,29\%$) bem como das cultivadas nos controles com ($5,97 \pm 0,55\%$) e sem renovação de água ($9,20 \pm 1,24\%$) (Figura 9).

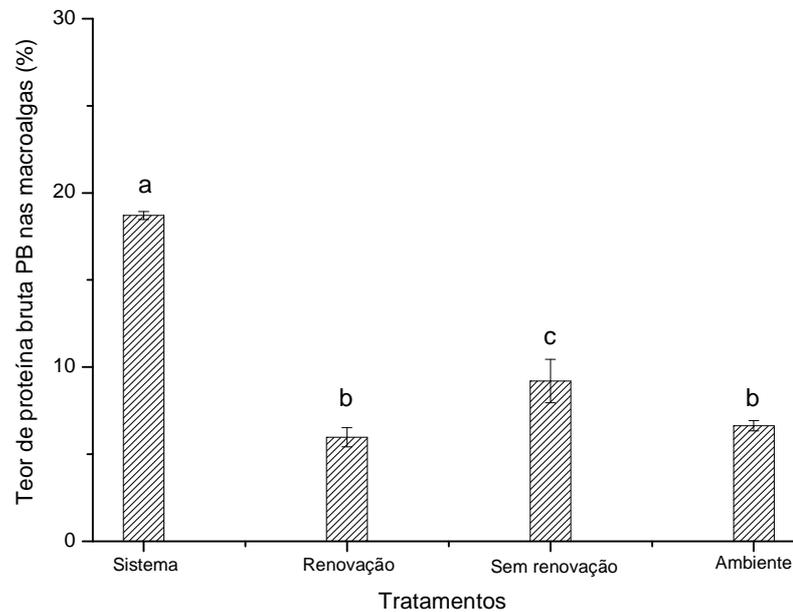


Figura 9. Teores de Proteína Bruta nas macroalgas do sistema integrado e demais tratamentos.

Letras diferentes acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%.

Assim, estas macroalgas ricas em proteínas ao serem transferidas para uma água oligotrófica, isto é, com baixos teores de amônia, nitrito e nitrato foram responsáveis por uma liberação de amônia para o meio devido sua mortalidade, demonstrando que os referidos organismos já haviam atingido sua capacidade de saturação, visto que passaram 3 meses em um ambiente hipereutrófico (Figura 8). O mesmo comportamento se verificou para nitrito e nitrato (Figuras 13 e 16).

Os exemplares cultivados no sistema integrado também se apresentaram mais ramificados e com coloração mais escura em relação aos demais tratamentos (Figura 10), como igualmente ocorreu com as macroalgas cultivadas nos efluentes do cultivo de peixes na pesquisa desenvolvida por Hayashi et al. (2008). Assim, as macroalgas do sistema integrado atingiram sua capacidade máxima de armazenamento de nitrogênio na forma de

ficobiliproteínas. Conforme Smit et al. (1997), ao passarem por um período de escassez de nutrientes, as macroalgas podem consumir suas reservas, como proteínas e pigmentos para sustentar sua sobrevivência e crescimento, como os baixos teores de PB observados no tratamento com renovação de água. De acordo com Bring e Smith (1993) apud Norziah e Ching (2000), o conteúdo de proteína da maioria das espécies de *Gracilaria* é de 7 a 13% e, para *Gracilaria changgi*, o valor encontrado foi de $6,9 \pm 0,1\%$ (NORZIAH E CHING, 2000). Já Marinho-soriano et al. (2006) estudando a variação sazonal da composição química de duas espécies de macroalgas evidenciaram que o teor protéico da espécie *Gracilaria cervicornis* foi de 22,96%. Marsham et al (2007) pesquisando a composição química de onze espécies de macroalgas mostraram que os teores protéicos das espécies *Cladophora rupestris*, *Corallina officinalis* e *Porphyra sp.* foram de $29.8 \pm 0.6\%$, $6.9 \pm 0.1\%$ e $44.0 \pm 1.2\%$.



Figura 10. Exemplos de macroalgas cultivadas no sistema integrado (A) e tratamento com renovação de água (B).

Segundo Dawes (1998), além da espécie, fatores ambientais como quantidade de nutrientes, luz, salinidade e temperatura podem influenciar a composição química nutricional das macroalgas o que explica as diferenças entre este estudo e a literatura relacionada. Msuya e Neori (2008), pesquisando o efeito da aeração e do nível da carga de nutrientes sobre a fisiologia da macroalga *U. lactuca* cultivada nos efluentes de um cultivo intensivo de peixes, mostraram que o conteúdo de proteínas da referida macroalga aumentou significativamente à medida que aumentava a carga de nutrientes na água, chegando a praticamente triplicar o seu valor ao passar de uma concentração de nutrientes muito baixa para uma muito alta, concordando com os dados obtidos neste experimento. Martins (2007) avaliando os efeitos da disponibilidade do nitrato e do fosfato no conteúdo de pigmentos fotossintetizantes e de proteínas, em duas linhagens de cores da macroalga *Hypnea musciformis*, observou que o conteúdo de proteínas das macroalgas cultivadas com limitação de nitrogênio foi muito menor comparado ao dos espécimes cultivados com adição de nitrato. Do ponto de vista nutricional, este é um aspecto muito importante, pois as macroalgas que desde a antiguidade já faziam parte da alimentação de chineses e japoneses, hoje conquistaram inúmeros outros mercados como Estados Unidos, França e países da América do Sul, dentre outros (FAO, 2003).

Chopin et al. (1999) mostraram que os conteúdos de ficoeritrina e ficocianina das macroalgas *Porphyra purpurea* e *Porphyra umbilicalis* aumentaram quando foram cultivadas próximas a gaiolas de cultivo de salmão. Outros compostos presentes nas macroalgas também aumentam sua produção quando estas são cultivadas em águas ricas em nutrientes, como nos mostra a

pesquisa conduzida por Rodriguez e Montaño (2007), que estudando o potencial de bioremediação de três espécies de carragenófitas cultivadas nos efluentes do cultivo de peixes encontraram que a macroalga *K. alvarezii* aumentou em 19% seu conteúdo de carragenana, enquanto as espécies *Kappaphycus* sp e *K. striatum* elevaram este valor em 7%.

5.1.3 Nitrito

As reduções totais das concentrações de nitrito após 48, 72 e 96 h de residência da água no sistema integrado foram de 84,81, 94,22 e 98,04%, respectivamente. A etapa de sedimentação foi a principal responsável por essas reduções, contribuindo com 69,00, 65,23 e 94,15% após 48, 72 e 96 horas de residência da água, nesta ordem. Todos esses resultados apresentaram diferenças significativas (teste *t*, $p < 0,05$), no entanto as concentrações de nitrito observadas nas etapas de biofiltração realizadas pelas ostras e macroalgas não variaram significativamente em relação às etapas anteriores, independente do tempo de residência da água no sistema (teste *t*, $p \geq 0,05$) (Tabela 3 e figura 11).

Tabela 3. Variação da concentração de nitrito nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.

Etapas	Tempo		
	48	72	96
Camarão	1,14 ± 0,34	4,03 ± 1,34	6,30 ± 2,77
Sedimentação	0,36 ± 0,24*	1,40 ± 0,74*	0,37 ± 0,39*
Ostras	0,36 ± 0,35	0,47 ± 0,50	0,07 ± 0,02
Macroalgas	0,17 ± 0,33	0,23 ± 0,33	0,12 ± 0,05

Presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

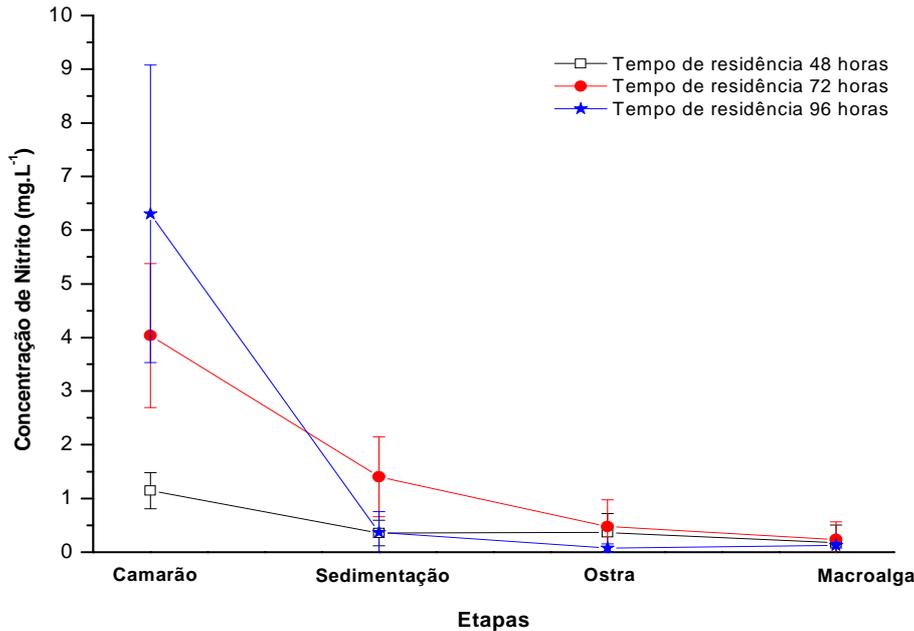


Figura 11. Variação da concentração de nitrito com 48,72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

Nas primeiras 48 h de residência da água, os valores de nitrito obtidos na água dos camarões que compunham o sistema integrado foram significativamente inferiores aos obtidos nos tratamentos com e sem renovação de água (ANOVA; $p < 0,05$). As concentrações de nitrito na água onde se encontrava as macroalgas não apresentaram diferenças significativas (ANOVA; $p \geq 0,05$) em todos os tempos de residência testados no sistema integrado e foram significativamente superiores as encontradas nos demais tratamentos no tempo de residência de 96 horas (ANOVA, $p < 0,05$). As baixas concentrações observadas na água das macroalgas dos tratamentos com e sem renovação, podem ser explicadas pela ausência de aporte de matéria orgânica na forma de ração e dejetos, como ocorreu no sistema integrado. No caso das ostras, em todos os tempos de residência testados não foram evidenciadas diferenças significativas entre os valores de nitrito da água daquelas cultivadas no sistema

integrado e nas dos demais tratamentos (ANOVA; KRUSKAL-WALLIS; $p < 0,05$) (Figura 12 A, B e C).

As variações semanais das concentrações de nitrito da água, em cada etapa do sistema integrado não apresentaram diferenças significativas (ANOVA; $p \geq 0,05$), independente do tempo de residência da água.

Apesar da concentração média de nitrito na água dos camarões ter sido a máxima após 96 h de residência, diferindo significativamente das demais (ANOVA; $p < 0,0001$), o tratamento da água pela sedimentação e ostras ainda foi suficiente para manter baixo o nível de nitrito no sistema integrado (Figura 11).

À medida que o tempo de residência da água foi aumentado, as concentrações de nitrito na água dos camarões também aumentaram significativamente, apesar disso, após um ciclo completo de recirculação, as concentrações finais, observadas na água das macroalgas foram reduzidas a concentrações inferiores às iniciais, observadas na água dos camarões, em todos os tempos de residência testados, demonstrando a eficiência do sistema integrado (Figura 11).

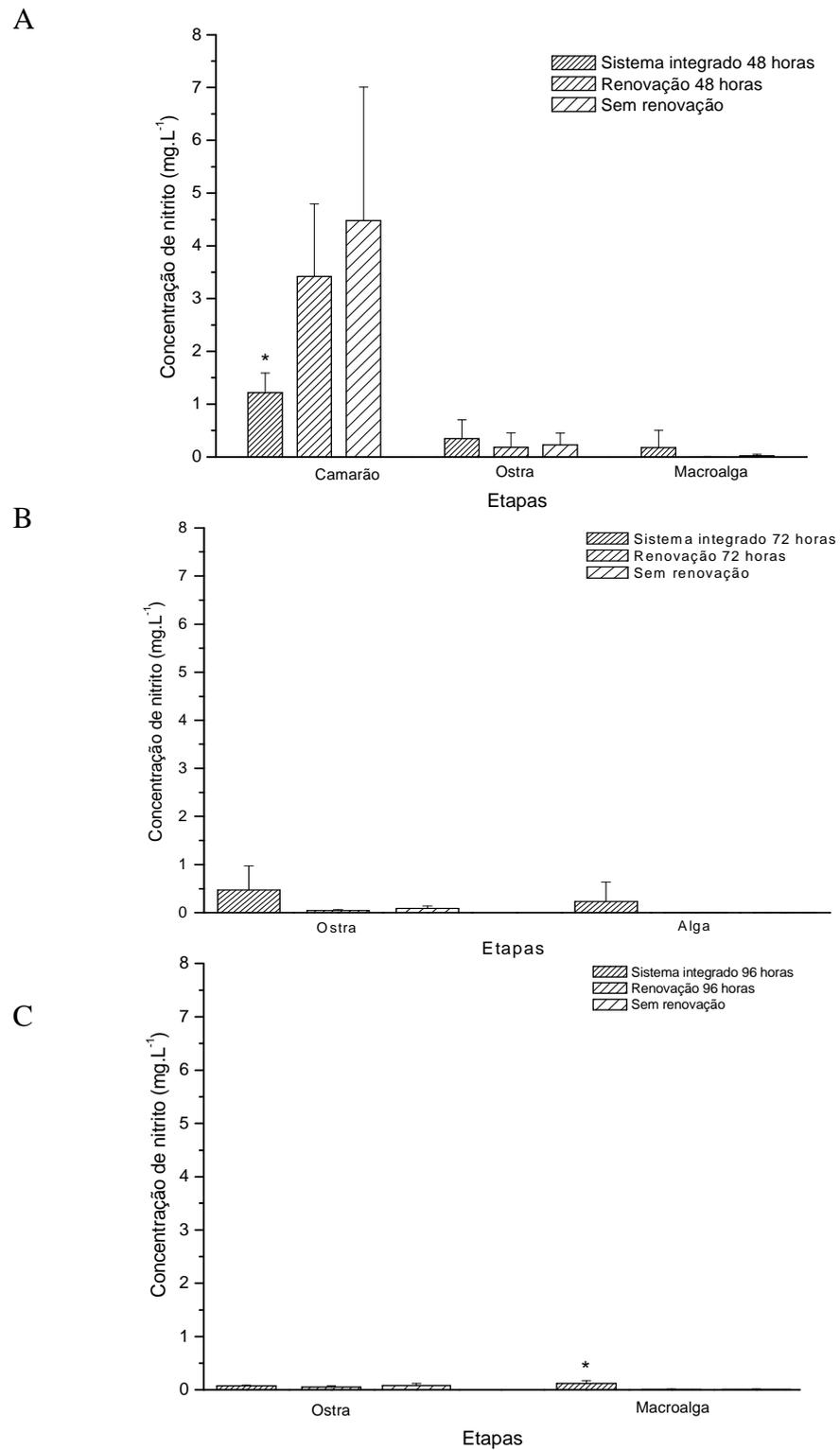


Figura 12 . Concentrações de nitrito nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado.

Presença de * acima das barras de erro indica diferença estatística ao nível de 5%.

O nitrito (NO_2^-) é um composto intermediário das transformações envolvendo nitrogênio na água e solos, resultando do primeiro passo da oxidação da amônia a nitrato em condições aeróbicas, processo este chamado nitrificação (ARANA, 2004). Ocasionalmente este composto se acumula em sistemas de aquicultura, podendo ser tóxico para os animais aquáticos.

Segundo Boyd e Tucker (1998), o nitrito é rotineiramente encontrado em sistemas de aquicultura intensivos devido às grandes quantidades de nitrogênio que são adicionadas na forma de ração e fertilizantes, o que pode explicar as altas concentrações de nitrito observadas na água dos camarões do sistema integrado.

É importante salientar que a baixa concentração de oxigênio molecular na etapa de sedimentação favorece a ação de bactérias heterotróficas, que utilizam formas oxidadas de nitrogênio, como nitrato e nitrito, em um processo chamado desnitrificação que consiste na redução do nitrato a nitrogênio molecular (N_2) ou óxido nitroso (N_2O), bem como em amônia a partir da amonificação destes compostos, já que a concentração de nitrato também foi reduzida nesta etapa (Figura 14). Este processo depende, dentre outros fatores, da concentração de matéria orgânica presente no meio (BOYD; TUCKER, 1998; ESTEVES, 1998), sendo esta uma das possíveis explicações para a redução de nitrito na referida etapa, e conseqüentemente, uma elevação na concentração de amônia (Figura 5). Além disso, a nitrificação também teve sua participação na redução do nitrito da água do sistema integrado, principalmente, em altas concentrações de oxigênio, como no caso dos camarões ostras e algas, já que as concentrações de nitrato foram praticamente constantes nestas etapas.

De uma maneira geral, a etapa das ostras manteve baixas as concentrações de nitrito oriundas da etapa de sedimentação. Segundo Boucher e Boucher-Rodoni (1988), bactérias nitrificantes presentes no trato digestivo das ostras são as responsáveis já que atuam oxidando amônia a nitrito e este a nitrato. Este fato é reforçado pelo acúmulo de nitrato em todas as fases do sistema integrado e, principalmente, no caso do controle das ostras sem renovação de água. Jones et al. (2001) mostraram, através da elevação na relação nitrato/nitrito nos efluentes da carcinicultura ao passarem pelo tratamento com as ostras, que enquanto a concentração de nitrito na água se reduzia a concentração de nitrato aumentava, sugerindo a ocorrência da nitrificação e concordando com os resultados aqui obtidos.

As baixas concentrações de nitrito foram mantidas após a etapa das macroalgas, em todos os tempos de residência testados, no entanto não foi observada nenhuma redução significativa na concentração média deste nutriente na referida etapa. Conforme Boyd e Tucker (1998), nitrito e nitrato também podem ser prontamente absorvidos pelas macroalgas, mas quando existe uma maior disponibilidade de amônia presente no meio, esta é preferencialmente absorvida por algumas espécies (HANISAK; HARLIN, 1978). Entretanto, ao transferirmos as macroalgas cultivadas com uma baixa concentração de nitrito para uma água com uma maior concentração, estas foram capazes de captar significativamente (teste t ; $p < 0,05$), nas primeiras 24 horas de residência da água no sistema, 89,80% do nitrito presente, praticamente mantendo os mesmos valores após 48 e 72 horas de residência da água (Figura 13).

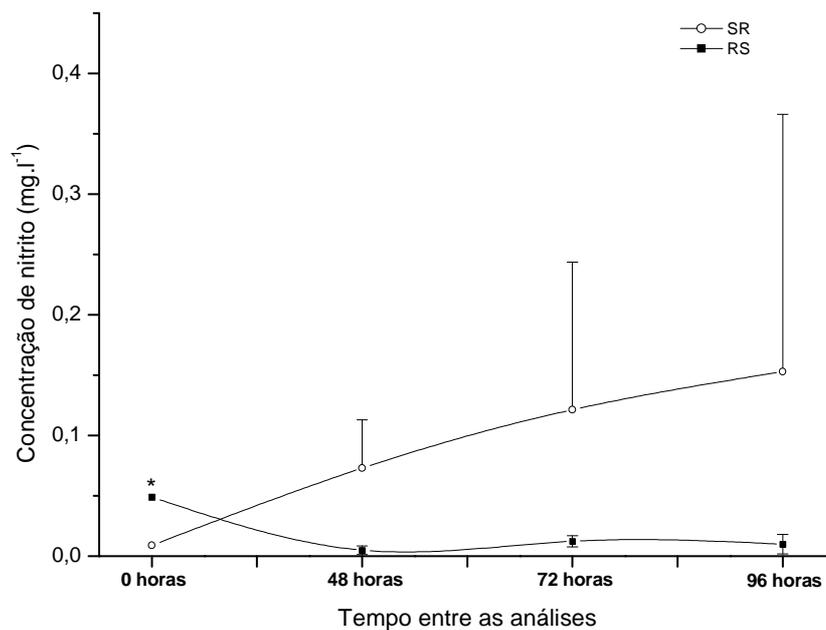


Figura 13. Concentrações de nitrito após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação(SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS).

Presença de * acima das barras de erro indica diferença estatística ao nível de 5%.

Segundo Martins (2007) quando algumas espécies de macroalgas passam por longos períodos de limitação de nitrogênio, como as populações de algas de águas oligotróficas, são ativados mecanismos que possibilitam uma absorção rápida de nutrientes, quando estes se tornam disponíveis.

Exemplos da assimilação de nitrito por macroalgas foram observados no experimento realizado por Qian et al. (1996) em que 2,5 g L⁻¹ da macroalga *Kappaphycus alvarezii* foi capaz de reduzir 83,4% do nitrito presente em efluentes de cultivo de ostras no primeiro dia de absorção e o estudo feito por Hayashi et al. (2008) em que 1,0 g L⁻¹ da macroalga *K. alvarezii*, integrada ao cultivo de peixes (*Trachinotus carolinus*), absorveu 50,84% do nitrito presentes nos seus efluentes. Já Wang et al. (2007) evidenciaram que 0,67 g L⁻¹ da

macroalga *Ulva pertusa* absorveu 40,11% do nitrito presentes nos efluentes do cultivo de pepino do mar.

5.1.4. Nitrato

Após 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado, a etapa de sedimentação foi responsável por significativas reduções (teste *t*; $p < 0,05$) de 33,62%, 39,42% e 68,64% nas concentrações médias de nitrato no sistema integrado, respectivamente. Nos três tempos de residência testados, a etapa de biofiltração pelas ostras ocasionou uma elevação nas concentrações de nitrato, no entanto diferenças significativas foram evidenciadas somente nos tempos de residência de 48 e 96 horas, onde as elevações em relação à etapa de sedimentação foram de 64,47% e 79,25%, respectivamente. Apesar das macroalgas terem efetuado, aparentemente, pequenas reduções de nitrato na água anteriormente tratada pelas ostras, estas não apresentaram diferenças significativas entre si (teste *t*; $p \geq 0,05$). Considerando a atuação integrada das etapas, reduções totais significativas de 36,25% e 50,89% nas concentrações médias de nitrato foram observadas após 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado (teste *t*; $p < 0,05$) (Tabela 4 e figura 14).

Tabela 4. Variação da concentração de nitrato nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.

Etapas	Tempo		
	48	72	96
Camarão	3,27 ± 0,59	8,22 ± 2,02	11,27 ± 6,96
Sedimentação	2,17 ± 0,84*	4,98 ± 1,19*	3,53 ± 0,68*
Ostras	3,57 ± 0,85*	6,08 ± 0,36	6,33 ± 0,99*
Macroalgas	3,40 ± 0,94	5,24 ± 0,91	5,53 ± 0,46

Presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

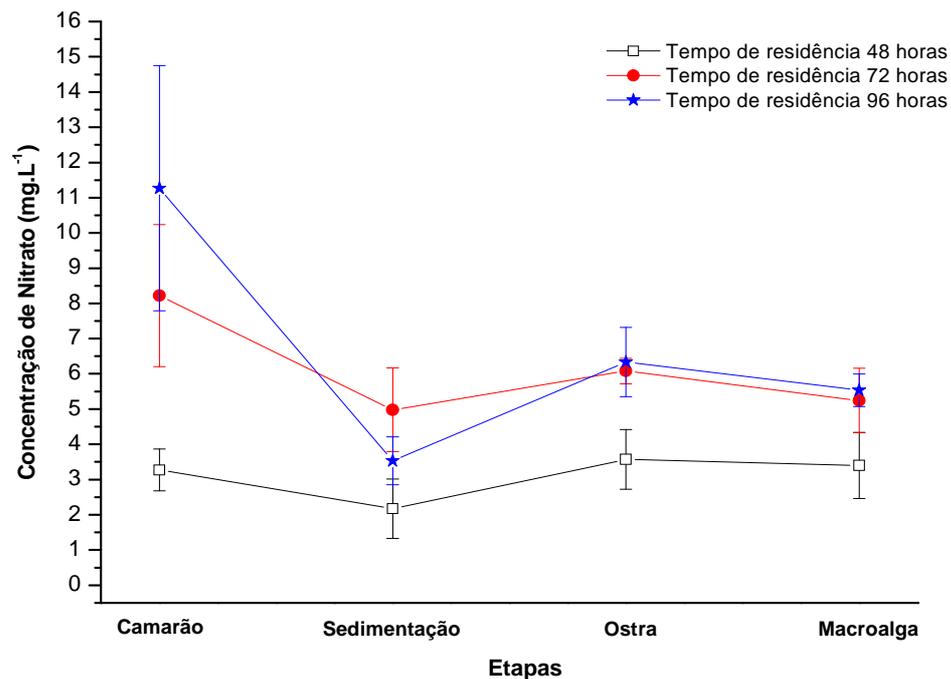


Figura 14. Variação da concentração de nitrato com 48,72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

Após 48 horas de residência da água, as concentrações médias de nitrato, encontradas na água dos camarões do sistema integrado, foram significativamente inferiores às observadas no tratamento sem renovação de água (ANOVA; $p < 0,05$). Neste caso uma elevada quantidade de matéria orgânica se acumulou no fundo do aquário do referido tratamento, o qual possuía uma forte aeração, isso sugere que o acúmulo de nitrato observado seja devido às reações de nitrificação. Com 48 e 72 horas de tempo de residência, a água das ostras do tratamento sem renovação também apresentou as maiores concentrações de nitrato diferindo significativamente dos demais tratamentos (ANOVA; $p < 0,05$), já com 96 horas, os valores obtidos na água das ostras do tratamento sem renovação não diferiram significativamente (ANOVA; $p \geq 0,05$) dos obtidos no sistema integrado, mas foram significativamente superiores aos observados no tratamento com

renovação (ANOVA; $p < 0,05$). Este acúmulo de nitrato observado na água das ostras do tratamento sem renovação, em todos os tempos de residência, reforça a ocorrência das reações de nitrificação nesta etapa. Em relação à água das macroalgas, os valores de nitrato evidenciados no sistema integrado foram significativamente superiores aos dos demais tratamentos em todos os tempos de residência testados (ANOVA; $p < 0,0001$) (Figura 15 A, B e C).

As variações semanais das concentrações de nitrato, em cada etapa do sistema integrado não apresentaram diferenças significativas (ANOVA; $p \geq 0,05$), independente do tempo de residência da água.

As concentrações de nitrato após 48 horas de residência da água no sistema foram significativamente inferiores às observadas após 72 e 96 horas, com exceção da etapa de sedimentação que não apresentou diferenças significativas entre 48 e 96 horas nem entre 72 e 96 horas (ANOVA; $p < 0,05$) (Figura 14).

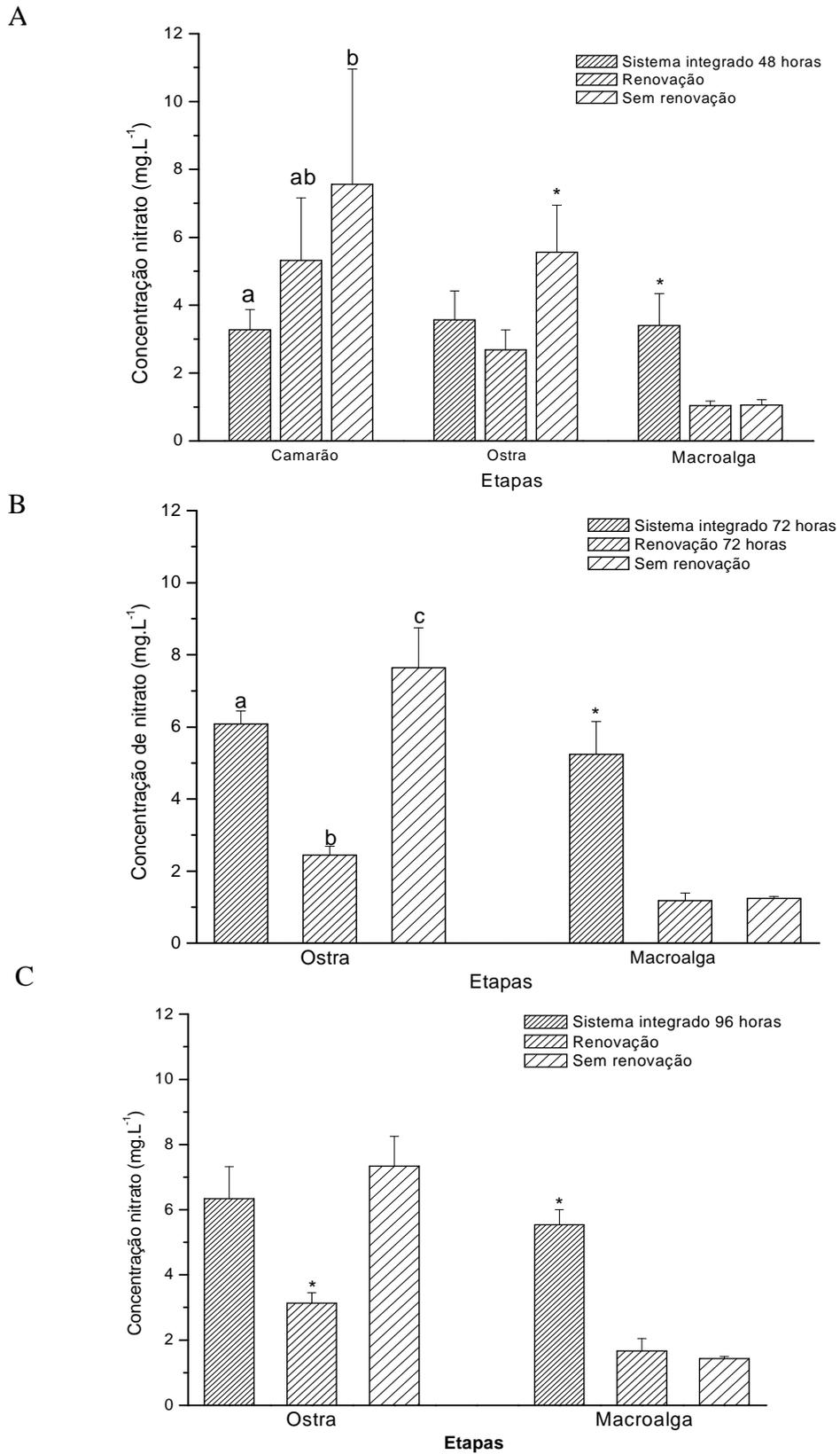


Figura 15. Concentrações de nitrato nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado.

Letras diferentes e presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%.

Assim como ocorreu com as concentrações médias de nitrito na água dos camarões, as concentrações médias de nitrato também foram aumentando à medida que o tempo de residência da água no sistema de cultivo integrado foi maior, de maneira que no final do experimento, com 96 horas de residência da água, estes valores já se encontravam bastante elevados. Em todas as etapas e tempos de residência testados no sistema de cultivo integrado as concentrações médias de nitrato seguiram a mesma tendência, isto é, com significativas reduções na etapa de sedimentação, seguidas de elevações, significativas ou não, na etapa das ostras e novas reduções, porém não significativas, realizadas pelas macroalgas.

O nitrato (NO_3^-) é o produto final da oxidação da amônia devido ao processo de nitrificação sendo a forma menos tóxica de nitrogênio inorgânico para os organismos aquáticos. (ARANA, 2004; ESTEVES, 1998; BOYD e TUCKER, 1998).

Devido à disponibilidade de amônia e aeração no aquário dos camarões, possibilitando as reações de nitrificação, principais fontes de nitrato para os ambientes aquáticos, o nitrato esteve sempre presente nesta etapa.

As significativas reduções das concentrações médias de nitrato observadas na etapa de sedimentação, tal como ocorreu para as concentrações médias de nitrito, provavelmente se deram devido ao processo de desnitrificação, que conforme Boyd e Tucker (1998), ocorre na ausência ou em condições reduzidas de oxigênio com a redução de nitrato a nitrogênio molecular (N_2) ou óxido nitroso (N_2O), e também à amonificação a partir do nitrato (ESTEVES, 1998), já que a concentração de amônia aumentou na sedimentação (Figura 5). Marinho-Soriano et al. (2008), também constataram

uma redução na concentração de nitrato em efluentes de carcinicultura após 48 horas de sedimentação, já Jones et al. (2001) verificaram que a concentração média de nitrato/nitrito em efluentes de carcinicultura não se alterou durante o período de sedimentação.

As elevações nas concentrações médias de nitrato na água em que as ostras foram cultivadas no sistema integrado e no tratamento sem renovação de água decorreram das reações de nitrificação ocasionadas por bactérias nitrificantes presentes no trato digestivo destes moluscos (BOUCHER E BOUCHER-RODONI, 1988). A elevação na razão nitrato/nitrito durante esta etapa reforça esta tendência. Jones et al. (2001) também evidenciaram uma elevação na razão nitrato/nitrito nos efluentes do cultivo de camarão, ocasionada pelo cultivo de ostras. Liberações de nitrato para o meio devido ao cultivo de ostras também foram descritas por Qian et al. (1996).

As macroalga *G. birdiae* cultivada no sistema integrado não se mostrou eficiente em relação à captação de nitrato, no entanto com a transferência de macroalgas da mesma espécie cultivada com limitação de nutrientes para a água hipertrófica do sistema integrado estas captaram 49,54% do nitrato em 24 horas de residência da água. As posteriores análises evidenciaram uma elevação seguida de uma redução nestas concentrações, porém de maneira não significativa (teste *t*; $p < 0,05$) (Figura 16).

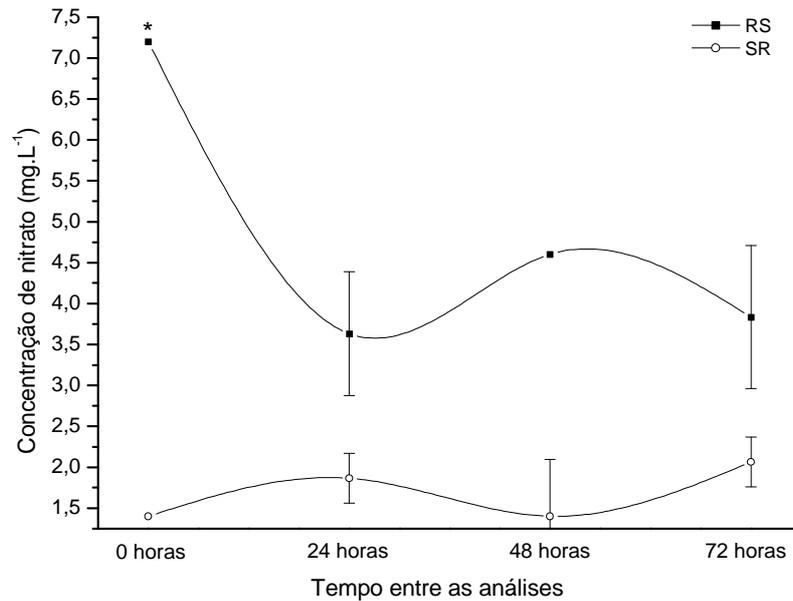


Figura 16. Concentrações de nitrato após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS).

Presença de * acima das barras de erro indica diferença estatística ao nível de 5%.

Marinho-Soriano et al. (2008) e Nunes et al. (2006) detectaram 100% de absorção deste nutriente pela referida macroalga em efluentes da carcinicultura. Taxas de absorção de 66; 64,7; 65,6; 53,2 e 55,7% foram descritas por Qian et al. (1996) no 1, 3, 6, 9 e 12º dias de cultivo integrado da macroalga *K. alvarezii* com ostras da espécie *Pinctada martensi*. Entretanto, taxas de absorção mais baixas foram descritas por Hayashi et al. (2008), que verificaram uma redução de 18,20% de nitrato realizada por 1,0 g L⁻¹ da macroalga *K.alvarezii* integrada ao cultivo de peixes e as descritas por Wang et al. (2007) que observaram uma redução de 17,07% na concentração de nitrato devido à absorção deste nutriente realizada pela macroalga *U. pertusa*. Conforme Jones et al (2001), que notaram uma capacidade máxima de absorção de nitrato pela macroalga *G. edulis* de 15%, baixas condições de

luminosidade e altas concentrações de amônia no meio podem ter inibidos a captação de nitrato, uma vez que segundo Boyd e Tucker (1998), o consumo de nitrato é energeticamente menos favorável do que o de amônia, pois este ao ser consumido, antes de ser incorporado aos aminoácidos necessita ser reduzido a íon amônio, assim quando amônia e nitrato coexistem em um determinado ambiente, amônia é preferencialmente consumida. Demetropoulos e Langdon (2004), confirmaram esta tendência pela rodófito *Palmaria mollis*. Experimentos realizados por Carmona et al. (2001) também confirmam a preferência da macroalga *Porphyra* pela amônia em detrimento do nitrato.

5.1.5. Fosfato

Em todos os tempos de residência da água testados, as concentrações médias de fosfato entre as diferentes etapas do sistema integrado não variaram significativamente (teste *t*, $p \geq 0,05$), exceto a elevação de 6,96 % observada na etapa das macroalgas após 96 horas de residência da água no sistema (Tabela 5 e figura. 17).

Tabela 5. Variação da concentração de fosfato nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.

Etapas	Tempo		
	48	72	96
Camarão	4,76 ± 1,31	8,12 ± 3,39	6,70 ± 0,26
Sedimentação	4,84 ± 0,62	5,84 ± 1,69	5,83 ± 0,60
Ostras	4,45 ± 0,37	6,48 ± 4,22	6,32 ± 0,07
Macroalgas	4,02 ± 1,28	6,17 ± 0,90	6,76 ± 0,04

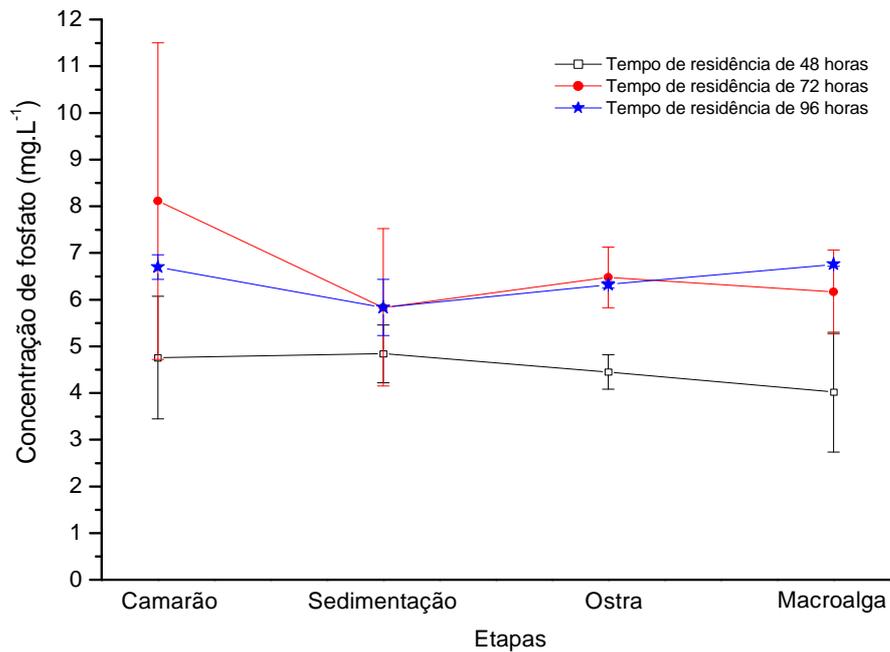


Figura 17. Variação da concentração de fosfato com 48,72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

As variações semanais das concentrações de fosfato em todas etapas do sistema integrado também não apresentaram diferenças significativas (ANOVA; $p \geq 0,05$), independente do tempo de residência da água utilizado.

As concentrações médias de fosfato na água dos camarões, ostras e macroalgas cultivados no sistema integrado, de uma maneira geral, foram superiores às observadas nos demais tratamentos em todos os tempos de residência testados, com diferenças significativas nos valores encontrados na água das ostras após 48 horas (ANOVA; $p < 0,0001$) e na água das macroalgas após 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema (ANOVA; $p < 0,05$) (Figura. 18 A, B e C).

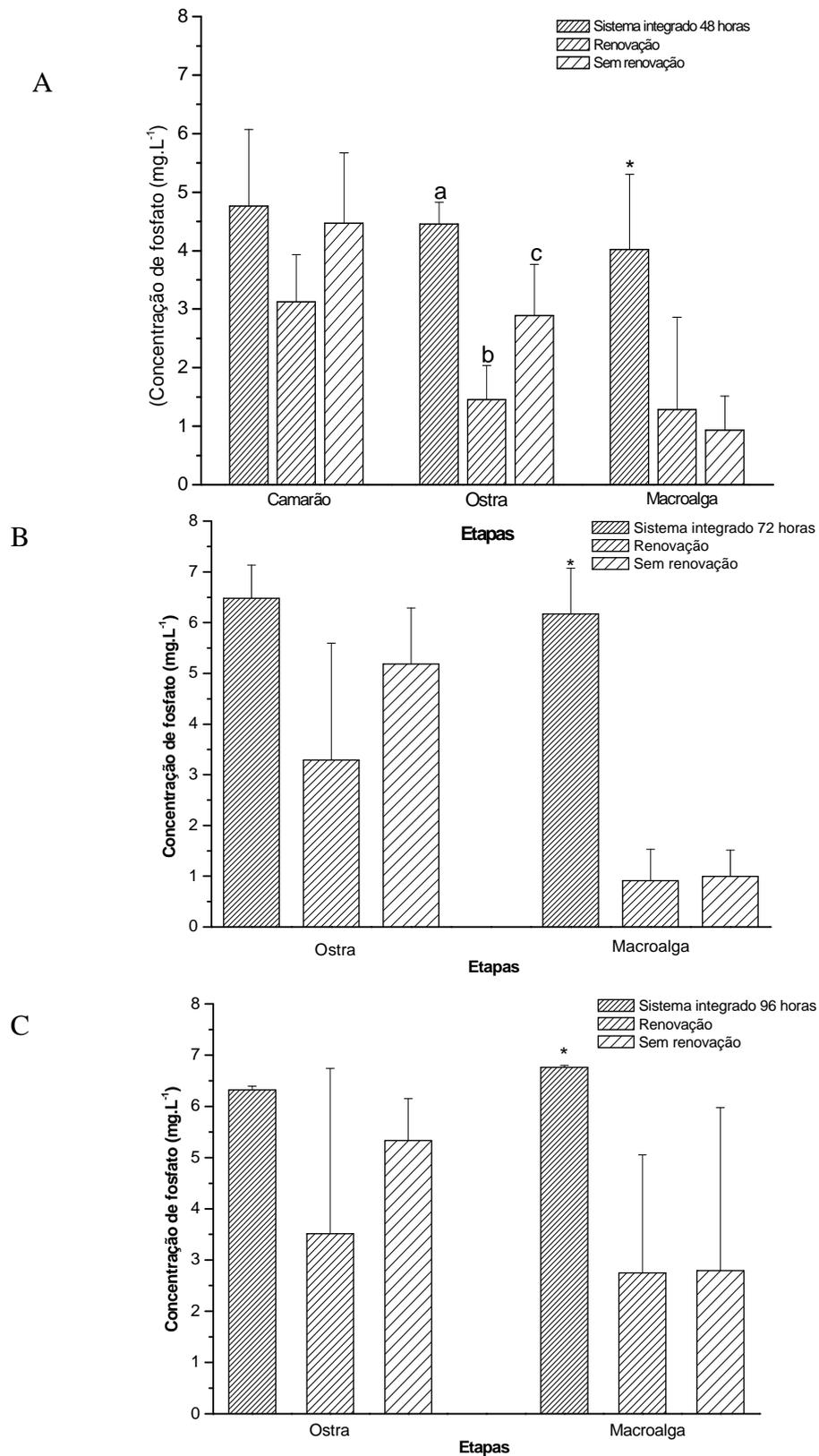


Figura 18. Concentrações de fosfato nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A), 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado.

Letras diferentes e presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

Marinho-Soriano et al. (2008) evidenciaram uma elevação na concentração de fosfato nos efluentes de cultivo de camarão após 48 horas de sedimentação, bem como Cavalcante Júnior et al. (2005) que observaram uma elevação na concentração deste composto nos efluentes do cultivo de tilápias após estes passarem por um período de 24 horas de sedimentação. Já Jones et al (2001) observaram que após 24 horas de sedimentação, a concentração de fosfato dos efluentes de cultivo de camarão permaneceu inalterada. Por outro lado, Jackson et al. (2003) verificaram reduções de 67% na quantidade de fósforo total (formas solúveis e particuladas de fósforo) nos efluentes do cultivo de camarão após cerca de 48 horas de residência da água em uma bacia de sedimentação. Jones et al. (2001) também detectaram uma redução de 21 para 9,7 μM na quantidade de fósforo total nos efluentes da carcinicultura. De acordo com os autores, as formas particuladas de fósforo foram responsáveis pela maior parte das reduções descritas, reforçando o fato de que as bacias de sedimentação são mais efetivas na redução das partículas em suspensão.

À luz de Boyd e Tucker (1998) e Esteves (1998), em condições aeróbicas, grande parte do fosfato presente nos ecossistemas aquáticos continentais pode ser precipitada no sedimento através de sua adsorção com os íons ferro, alumínio, manganês, cálcio e argilas. Um dos fatores que pode ter contribuído para que o fosfato continuasse presente em altas concentrações na água do sistema integrado foi a baixa concentração de oxigênio na etapa de sedimentação que fez com que o sedimento assumisse uma forma reduzida, não sendo capaz de reter este composto (ESTEVES, 1998). Além disso, a sedimentação em um aquário não funciona como uma verdadeira bacia de

sedimentação, pois por mais que a água seja lentamente transferida para o primeiro, sempre ocorre uma movimentação do substrato contribuindo também para a dificuldade de reter o fosfato no sedimento. Gurjão (2004), observou uma redução de 99% do fosfato presente nos efluentes de um cultivo de camarão após 24 horas de sedimentação, no entanto cabe salientar que no referido experimento o compartimento usado como bacia de sedimentação era isolado dos demais não sofrendo com a movimentação de água.

Com 48 horas de residência da água no sistema integrado, as concentrações de fosfato observadas na etapa das ostras e macroalgas foram significativamente inferiores (KRUSKAL-WALLIS; $p < 0,05$) aos verificados nos demais tempos de residência testados, não apresentando diferenças significativas nas etapas dos camarões e sedimentação (ANOVA; $p \geq 0,05$).

As principais fontes de fosfato no sistema integrado provavelmente foram as sobras de ração dos camarões e à sua liberação a partir da decomposição da matéria orgânica, oriunda da decomposição dos dejetos dos animais, já que os níveis de fosfato também aumentaram significativamente nos controles das ostras com a elevação do tempo de residência da água (Figura 18 A, B e C). O fósforo é um dos principais elementos apontados como responsável pela eutrofização nos ecossistemas aquáticos. Toda forma de fósforo presente nas águas naturais encontra-se sob a forma de fosfato, o qual se origina nesses ecossistemas através de fontes naturais ou artificiais (BOYD e TUCKER, 1998).

Após 96 horas de residência da água no aquário das ostras, foi observada uma elevação na concentração de fosfato na água (Figura 17). Além disso, é possível observar uma tendência de aumento deste composto nos

demais tratamentos (principalmente sem renovação) com a elevação do tempo de residência da água no sistema (Figura 18 A, B e C). Jones et al. (2001) relacionam o aumento do fosfato na água com a excreção destes animais, porém o mesmo autor detectou que as ostras também são capazes de reduzir a concentração de fósforo total, concordando com estudos anteriores realizados por Jones e Preston (1999). Dessa forma, estes organismos reduzem a concentração de nutrientes particulados, mas também podem aumentar a concentração de nutrientes dissolvidos na água.

A macroalga *G. birdiae*, presente no sistema integrado, não foi capaz de reduzir as altas concentrações de fosfato na água do sistema integrado. Baixas taxas de absorção de fosfato também foram reportadas por Neori et al. (1998) em um experimento realizado em campo com as macroalgas *U. lactuca* e *G. conferta*. No entanto, quando estas macroalgas foram transferidas para uma água com fosfato e praticamente sem amônia (Figuras 8 e 19), as mesmas reduziram significativamente (teste *t*, $p < 0,05$) o nível de fosfato em 73,76%, após 48 horas de residência da água. A elevação observada com 96 horas de permanência das algas na mesma água mostra que as mesmas podem morrer rapidamente e liberar todo o fosfato assimilado, caso não sejam removidas imediatamente da água (Figura 19).

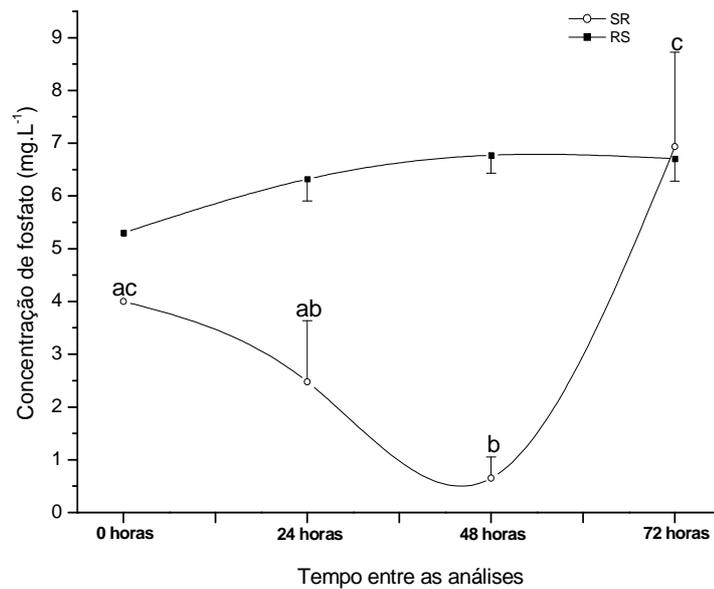


Figura 19. Concentrações de fosfato após a transferência das macroalgas do sistema integrado para a água do tratamento com renovação (SR) e das utilizadas no tratamento com renovação para a água do sistema integrado (RS).

Letras diferentes acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

Estes resultados são semelhantes aos encontrados por Martínez-Aragón et al. (2002) que avaliaram a eficiência de redução do fosfato das macroalgas *Ulva rotundata*, *Enteromorpha intestinalis* e *Gracilaria gracilis*, na densidade de 5g L⁻¹. Os autores encontraram taxas de absorção superiores a 62,2% para a *G. gracilis*, chegando a 99,6% no caso da *U. rotundata*. Marinho-Soriano et al. (2009) e Jones et al. (2001) também reportaram altas taxas de absorção de fosfato utilizando as macroalgas *Gracilaria birdiae* (2 g L⁻¹) e *G. edulis* (20 g L⁻¹), as quais foram responsáveis pela absorção de 93,5% e 95,15% do fosfato presente nos efluentes do cultivo de camarão. Zhou et al (2006), ao integrarem a macroalga *Gracilaria. lemaneiformis* a um cultivo de peixes observaram que esta absorveu 60% do fosfato presente nos efluentes. Já Hayashi et al. (2008) evidenciaram uma redução de 26,76% do fosfato nos

efluentes do cultivo de peixes devido à absorção realizada pela macroalga *Kapaphyccus alvarezii* (1,0 g L⁻¹).

5.1.6. Turbidez

Embora após 48 horas de residência da água nos sistema integrado nenhuma das etapas tenha realizado reduções significativas em relação às etapas imediatamente anteriores, a atuação integrada das mesmas resultou numa redução total significativa de 62,03% (teste *t*, $p < 0,05$) nos níveis médios de turbidez no sistema integrado em relação aos valores iniciais observados nos camarões (Tabela 6 e figura 20).

Com 72 horas de residência da água, a atuação integrada das etapas do sistema integrado efetuou uma redução total de 68,78%, de maneira significativa (teste *t*, $p < 0,05$), porém neste caso, as etapas de sedimentação e a de filtração realizada pelas ostras foram responsáveis por significativas reduções de 41,79% e 38,27% (teste *t*, $p < 0,05$), respectivamente, sendo as que mais contribuíram para a redução total de turbidez no sistema (Tabela 6 e figura 20).

Tabela 6. Variação dos níveis de turbidez nas etapas do sistema integrado nos diferentes tempos de residência testados.

Etapas	Tempo		
	48	72	96
Camarão	53 ± 26	123 ± 32	183 ± 58
Sedimentação	40 ± 22	72 ± 10*	119 ± 23
Ostras	24 ± 11	44 ± 10 *	66 ± 7*
Macroalgas	20 ± 10	38 ± 10	54 ± 2

Presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

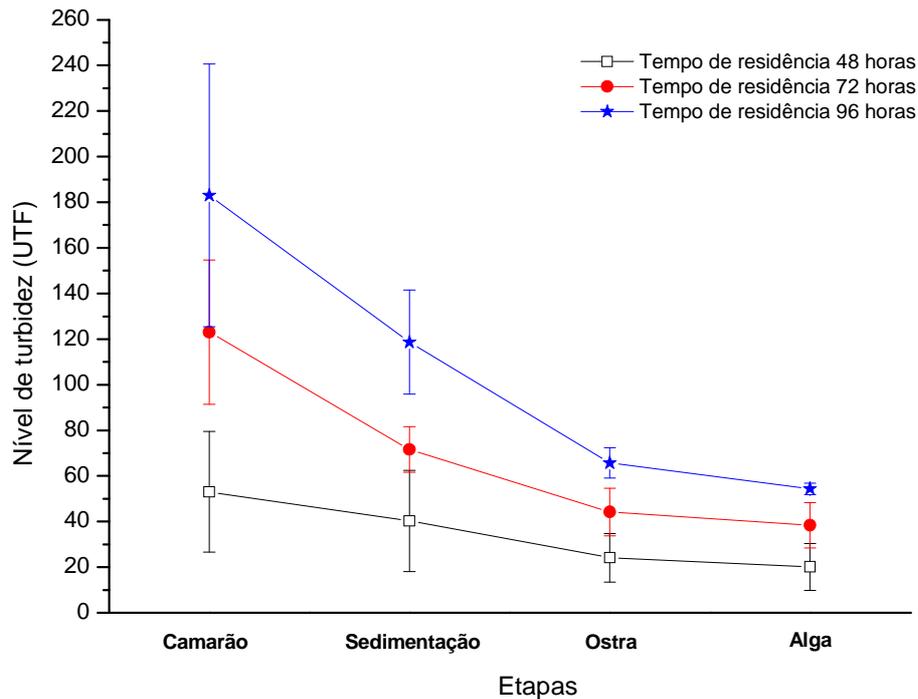


Figura 20. Variação dos níveis de turbidez após 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

Após 96 horas de residência da água no sistema, houve uma redução total significativa de 70,31% no nível médio de turbidez (teste t ; $p < 0,05$). As ostras foram responsáveis pela maior parte desta redução contribuindo de maneira significativa com 44,66% (teste t ; $p < 0,05$) (Tabela 6 e figura. 20).

Os níveis de turbidez obtidos na água dos camarões cultivados no sistema integrado, após 48 horas de residência da água, apesar de mais baixos do que os obtidos nos tratamentos com e sem renovação de água não apresentaram diferenças significativas (ANOVA; $p \geq 0,05$). Já os valores presentes na água das ostras e macroalgas cultivadas no sistema integrado foram significativamente superiores aos observados nos demais tratamentos em todos os tempos de residência testados (ANOVA; $p < 0,05$) (Fig. 21 A, B e C). Esse fato pode ser explicado devido aos tratamentos com e sem renovação de água não estarem interligados a outros cultivos não recebendo nenhum aporte de sólidos suspensos e matéria orgânica adicional.

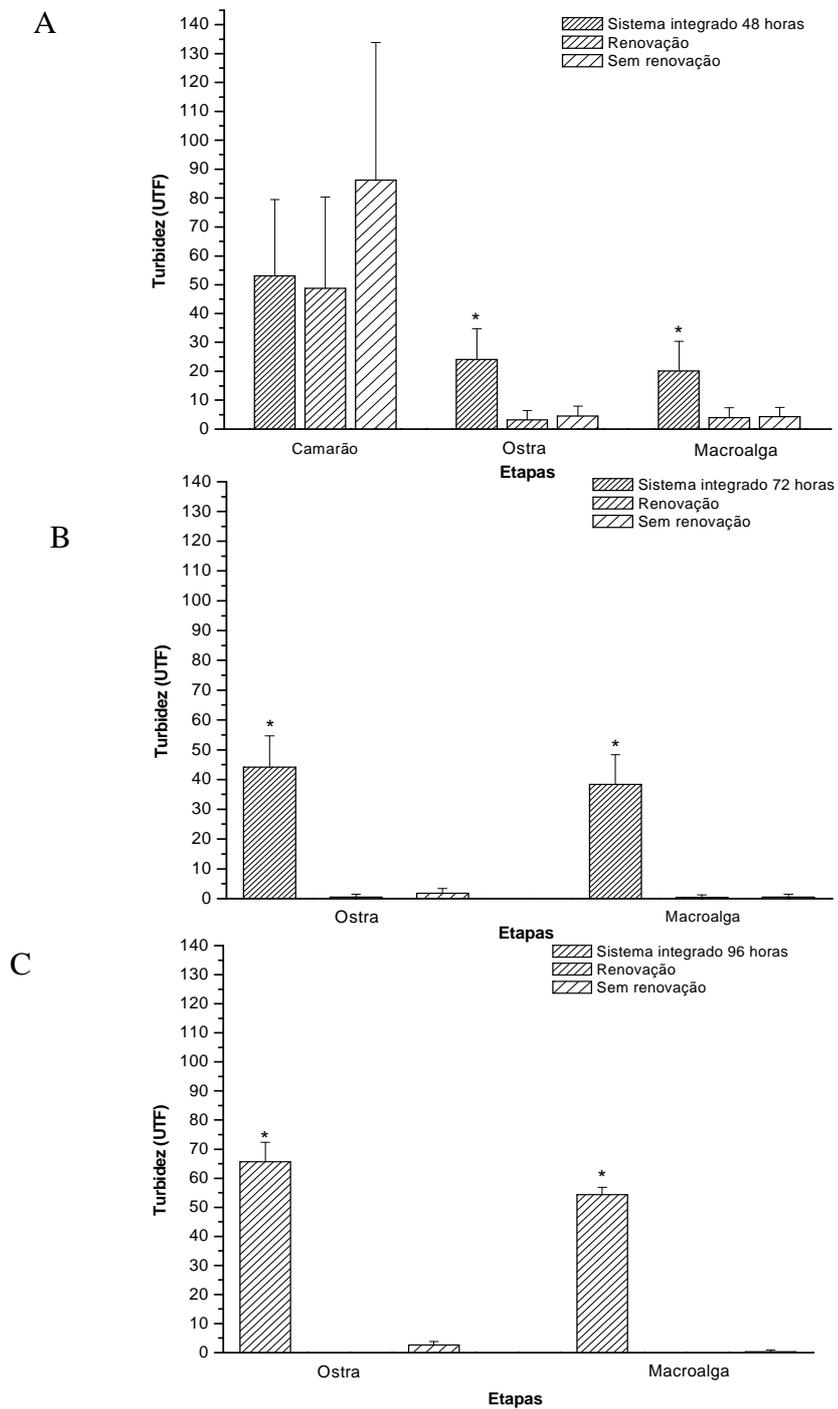


Figura 21. Níveis de turbidez nos tratamentos com e sem renovação de água e após 48 (A) e 72 (B) e 96 horas (C) de residência da água no sistema integrado.

Presença de * acima das barras de erro indicam diferença estatística ao nível de 5%

A variação semanal dos níveis de turbidez da água em cada etapa do sistema integrado foi significativa apenas com 48 horas de residência da água, devido às primeiras análises terem evidenciado valores de turbidez inferiores aos demais, já que o experimento ainda estava no início (ANOVA; $p < 0,0001$).

Após 48 horas de residência da água, os valores de turbidez em todas as etapas do sistema integrado foram significativamente inferiores (ANOVA; $p < 0,05$) aos observados com 72 e 96 horas. Não foram evidenciadas diferenças significativas na etapa dos camarões e das macroalgas (ANOVA; $p \geq 0,05$) com 72 e 96 horas de residência da água no sistema (Figura 20).

Conforme Boyd e Tucker (1998), a turbidez refere-se à propriedade óptica da água em dispersar ou absorver luz ao invés de transmiti-la através da água em uma linha reta, podendo ser causada por material em suspensão, tais como partículas de solo, plâncton e detritos orgânicos e/ou solúveis, como compostos orgânicos.

À medida que o tempo de residência da água no sistema integrado foi aumentado, os valores de turbidez também aumentaram, porém os valores finais observados na etapa das macroalgas mantiveram-se sempre mais baixos em relação aos valores iniciais evidenciados nos camarões. Vale salientar que a mesma água recirculou dentro do sistema de integrado durante três meses, o que pode ter contribuído para essas elevações.

As reduções ocasionadas pela etapa de sedimentação, embora não significativas em relação à dos camarões, mostraram que esta teve um papel importante na redução total da turbidez no sistema de cultivo integrado. Os resultados alcançados nesse experimento foram inferiores aos observados por Jackson et al. (2003) que avaliaram que bacias de sedimentação foram

eficientes em reduzir 60% dos sólidos em suspensão de um efluente de carcinicultura ao passar por 17 horas de tratamento, no entanto este experimento foi realizado em campo, onde o estabelecimento de bacias de sedimentação é bem mais eficaz. Resultados semelhantes foram alcançados em laboratório por Cavalcante-Júnior et al. (2005) que reportaram uma redução na turbidez de 53,7% após o efluente de um cultivo de peixes (*Oreochromis niloticus*) ter passado pela etapa de sedimentação. Todavia esses dados contrastam com os obtidos por Rocha et al. (2008) que ao realizarem pesquisas em laboratório com o cultivo integrado de camarões, ostras e macroalgas, observaram uma elevação de 175,99% nos valores de turbidez após o efluente ter passado 24 horas na etapa de sedimentação. É perceptível que, nos casos em que as bacias de sedimentação são estabelecidas em laboratório em um reduzido espaço os resultados são inferiores aos esperados, já que por mais que sejam tomados vários cuidados ao transferir a água para a bacia de sedimentação, sempre ocorre uma movimentação do substrato, contribuindo para uma elevação na turbidez.

Ao observarmos o comportamento da etapa de filtração realizada pelas ostras nos diferentes tempos de residência testados, podemos perceber que esta foi responsável por sucessivas reduções nos níveis médios de turbidez no sistema de cultivo integrado, não mostrando diferenças significativas em relação à etapa de sedimentação, apenas com 48 horas de residência da água no sistema. As ostras possuem uma grande capacidade para reduzir as concentrações de bactérias, fitoplâncton, nitrogênio total, fósforo total e outras partículas suspensas presentes nos efluentes do cultivo de camarão, com uma notável preferência pelos nutrientes particulados aos nutrientes inorgânicos

dissolvidos (Jones e Preston, 1999; Jones et al., 2001), podendo esta ter sido a razão dos resultados aqui encontrados se apresentarem inferiores aos obtidos na literatura, já que os altos níveis de turbidez encontrados no sistema integrado podem ter sido conseqüência da ração utilizada na alimentação dos camarões, a qual se dissolveu na água deixando-a com uma coloração muito escura. Rocha et al. (2008) também verificaram uma redução nos níveis de turbidez do efluente de camarões integrados com ostras e macroalgas, sendo esta de 56,25%. Reduções superiores foram descritas por Jones et al. (2002), que constataram uma redução de 75% na turbidez de efluentes de carcinicultura, após 24 horas de filtração por ostras e por Lefebvre et al. (2000) que obtiveram a redução de 56% da turbidez de um efluente do cultivo do peixe *Dicentrarchus labrax* após a filtração por ostras da espécie *Crassostrea gigas*. Segundo Cavalcante-Júnior et al. (2005) os valores de turbidez, oriundos de um cultivo de tilápias vermelhas em laboratório, foram reduzidos em 85,5% após passarem pelo tratamento com as ostras da espécie *C. rhizophorae*.

Já a etapa de assimilação realizada pela macroalga *G. birdiae* não se mostrou tão eficiente na redução da turbidez. Igualmente ocorreu com Rocha et al. (2008), que obtiveram resultados semelhantes com as macroalgas *Amansia multifida* e *Gracilaria cervicornis* no cultivo de camarão integrado a ostras e macroalgas. Dados de Gurjão et al. (2005) também corroboram com esta tendência, já que na pesquisa conduzida pelos autores a macroalga *Gracilaria sjoestedtii* desempenharam uma função negligente no que diz respeito a redução da turbidez dos efluentes da carcinicultura. Vale ressaltar que a completa remoção da turbidez em cultivos comerciais não é algo desejável, pois águas muito claras permitem a passagem de radiação solar excessiva, o

que pode causar um bloom de macrófitas aquáticas que podem competir com o fitoplâncton, causando grande demanda de oxigênio (BOYD; TUCKER, 1998).

5.2 Desenvolvimento dos organismos

A figura 22 mostra o crescimento em peso dos camarões durante o período experimental.

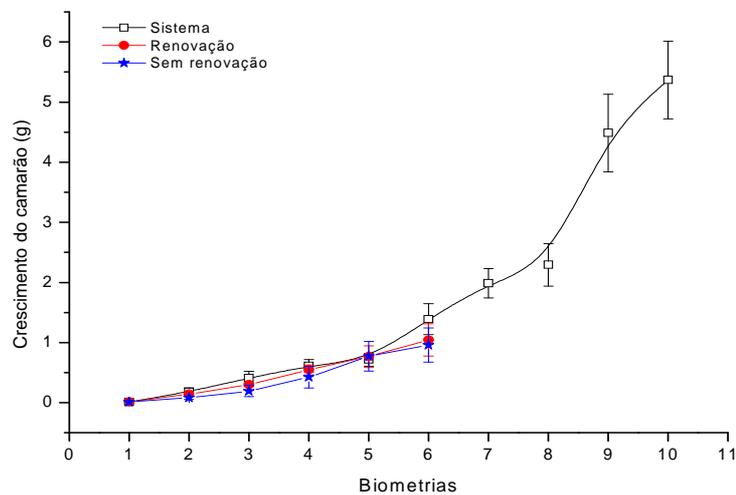


Figura 22. Crescimento em peso dos camarões durante o período experimental.

Somente foi possível realizar as biometrias dos camarões dos tratamentos com e sem renovação de água durante as primeiras cinco semanas de experimento, devido à morte dos indivíduos. Neste período, a taxa de crescimento semanal (TC) dos camarões cultivados no sistema integrado foi de $0,3 \text{ g semana}^{-1}$ e significativamente superior ao dos demais tratamentos ($0,2 \text{ g semana}^{-1}$) (ANOVA; $p < 0,05$), as TCRs foram de 4,18; 3,09 e 2,57 % dia^{-1} , para o sistema e tratamentos com e sem renovação, respectivamente. Considerando todo o período de cultivo, a TC no sistema integrado foi de $0,5 \text{ g semana}^{-1}$ e a TCR foi de $6,83 \text{ \% dia}^{-1}$. A sobrevivência dos animais ao final do

experimento foi de 50%. Na tabela 7 encontram-se estes dados para cada tempo de residência testado separadamente.

Tabela 7. Taxas de crescimento semanais (TC), taxas de crescimento relativas (TCR) e sobrevivência dos camarões cultivados com 48, 72 e 96 horas de residência da água no sistema integrado.

Tempo de residência da água (h)	48	72	96
TC (g semana ⁻¹)	0,4	0,6	0,6
TCR (% dia ⁻¹)	5,07	9,11	8,74
Sobrevivência (%)	100	90	55,5

Apesar dos camarões terem apresentado um bom desenvolvimento durante 96 horas de residência da água no cultivo integrado, a sobrevivência de 55,5%, inferior às demais, denota que os indivíduos já se encontravam em uma situação desconfortável.

De acordo com Nunes e Martins (2002), em cultivos comerciais, taxas de crescimento semanais entre 0,8 e 1,2 são consideradas adequadas, contudo estes valores variam muito dependendo da qualidade da ração, localização da fazenda, sazonalidade e práticas de cultivo, assim taxas de crescimento semanal de 0,5 a 0,8 g. semana⁻¹ e sobrevivência de 50 a 60% são consideradas normais.

Freire (2007) ao comparar as TCRs de camarões cultivados em monocultivo com camarões integrados ao cultivo de macroalgas, evidenciaram valores médios de $5,701 \pm 1,602\% \text{ dia}^{-1}$ e $5,159 \pm 1,187\% \text{ dia}^{-1}$, respectivamente, assemelhando-se aos resultados obtidos neste experimento durante o tempo de residência de 48 horas, porém sendo inferiores aos observados nos demais tempos de residência (Tabela 7).

Clementino (2007) observaram que camarões cultivados em um sistema integrado com ostras da mesma espécie das utilizadas neste experimento e a macroalga *G. caudata* atingiram uma TCR de 3,10% dia⁻¹ e ganho de peso de aproximadamente 0,6 g semana⁻¹, não diferindo significativamente do crescimento de indivíduos do mesmo lote cultivados em um viveiro de carcinicultura, os quais alcançaram uma TCR de 3,90 % dia⁻¹ e taxa de crescimento de 0,8 g semana⁻¹. Convém salientar que no referido experimento a densidade de estocagem foi de 92 camarões m⁻², ou seja, inferior à utilizada no presente trabalho, a qual foi de 250 camarões m⁻². Além disso, a autora utilizou 24 horas de residência da água no sistema, no entanto, estes resultados apesar de serem semelhantes no que diz respeito às TC semanais, mostraram se inferiores ao compararmos as TCRs dos indivíduos.

Deste modo o desempenho dos camarões no sistema integrado pode ser considerado muito bom, já que foi utilizada a mesma água por um período de quase três meses sem nenhuma renovação adicional e sem descarte de dejetos e restos de ração, através de recirculação entre os aquários do sistema. Isto foi possível devido à grande redução dos níveis de amônia, nitrito e turbidez dentro do sistema integrado gerando uma água de boa qualidade para o cultivo de camarão.

Em relação às ostras, tanto no sistema integrado quanto nos demais tratamentos, a biomassa final não diferiu significativamente da inicial (teste t; p ≥ 0,05), indicando que estes indivíduos apenas se mantiveram, não apresentando TCs e TCRs expressivas (Figura 23). A maior taxa de sobrevivência destes organismos no sistema integrado foi de 98,33% evidenciada durante o tempo de residência da água de 48 horas, porém com o

aumento deste tempo para 72 e 96 horas, estas caíram para 93,22% e 89,09%, respectivamente. Considerando todo o período experimental a taxa de sobrevivência das ostras cultivadas no sistema integrado foi de 81,67%, enquanto nos tratamentos com e sem renovação de água foram de 93,33% e 98,33%, respectivamente. Apesar das ostras não terem apresentado altas taxas de crescimento, os resultados aqui obtidos foram superiores aos evidenciados por Clementino (2007), onde a sobrevivência destes animais no cultivo integrado com 24 horas de tempo de residência foi de apenas 45,64%.

As variações de peso observadas na figura 23 em todos os tratamentos foram devidas à difícil padronização de tamanho dos indivíduos, já que a cada biometria os organismos amostrados não eram os mesmos, uma vez que estes não contavam com nenhum tipo de marcação.

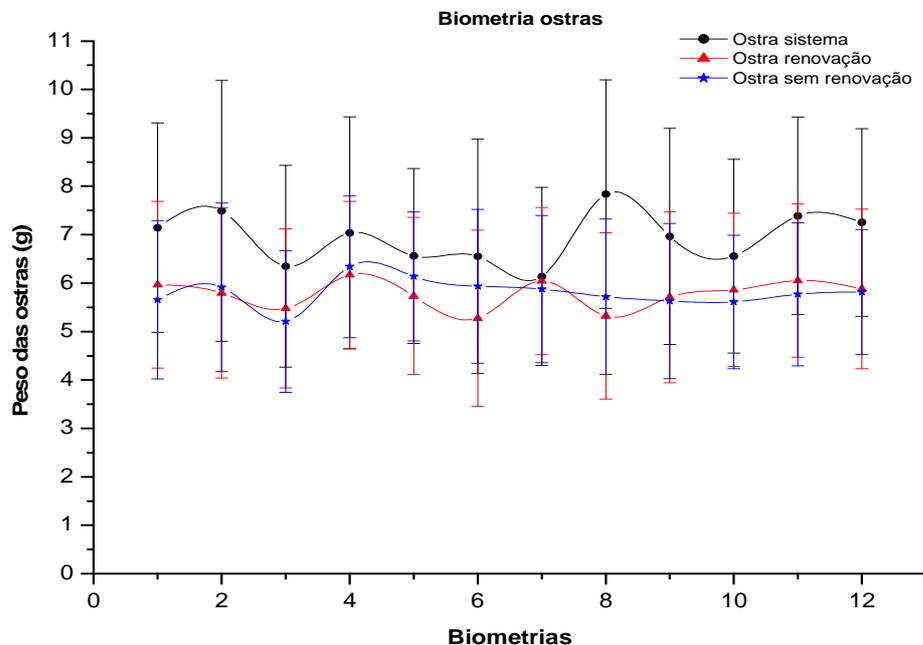


Figura 23. Variação do peso das ostras ao longo do experimento.

As ostras são organismos filtradores que consomem alimentos de natureza fitoplanctônica e partículas orgânicas em suspensão na coluna d'água

para se desenvolver (RUPPERT; BARNES, 1996) Qian et al (1996) pesquisando sobre o cultivo integrado da macroalga *k. alvarezii* com a ostra *P. martensi* afirmam que, em campo, ambos os organismos crescem mais rapidamente quando associados, porém em condições laboratoriais se torna difícil alcançar taxas de crescimento que possam ser comparadas ao cultivo em campo, já que de acordo com Siqueira (2008) diversos aspectos técnicos, ambientais e biológicos das espécies podem influenciar o processo de desenvolvimento destes animais.

A figura 24 mostra a variação da biomassa das macroalgas durante o experimento.

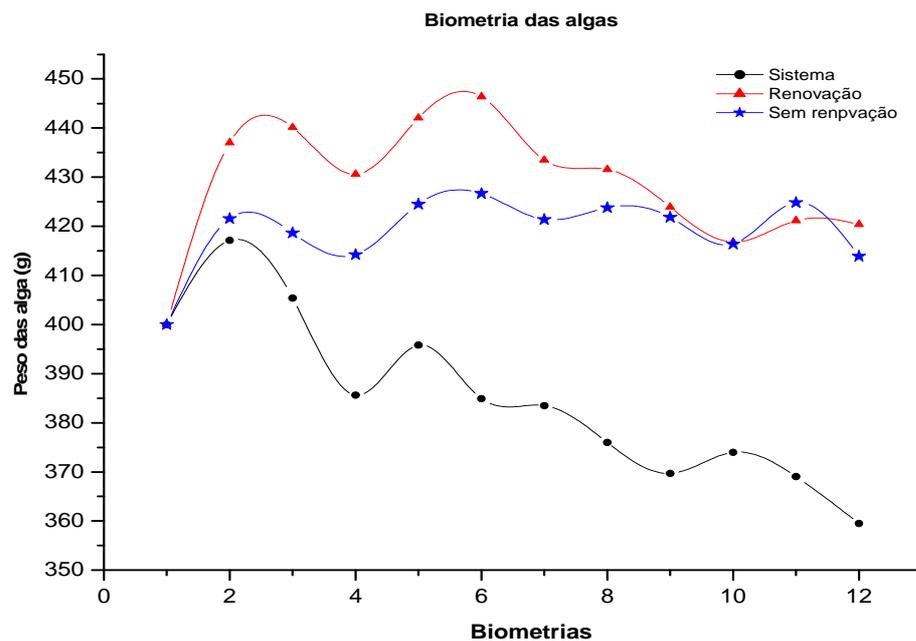


Figura 24. Variação da biomassa das macroalgas durante o experimento.

A biomassa inicial para todos os tratamentos foi de 400 g, como podemos observar houve uma elevação de biomassa em todos os tratamentos na primeira semana de cultivo, sendo registradas neste período TCRs de 0,60,

1,26 e 0,75% dia⁻¹ para as macroalgas do sistema integrado e tratamentos com e sem renovação de água, respectivamente, sendo estas as maiores verificadas no decorrer do experimento. No sistema integrado, com o tempo de residência da água de 48 horas a TCR foi -0,14% dia⁻¹, com 72 e 96 horas estes valores foram de -0,08 e -0,19% dia⁻¹. Levando-se em consideração todo o período experimental, as macroalgas cultivadas no sistema integrado perderam bastante peso, apresentando uma biomassa final abaixo daquela estocada inicialmente, com TCR média de $-0,17 \pm 0,37\% \cdot \text{dia}^{-1}$, já as macroalgas dos tratamentos com e sem renovação de água apresentaram TCR média de $0,06 \pm 0,46\% \cdot \text{dia}^{-1}$ e $0,04 \pm 0,31\% \cdot \text{dia}^{-1}$, respectivamente, assim nota-se que as macroalgas cultivadas com renovação de água apresentaram um desenvolvimento ligeiramente superior aos demais tratamentos, apesar disso estas taxas de crescimento são consideradas baixas em relação as observadas por Marinho-Soriano et al. (2008) para *G. birdiae* cultivada em efluentes de cultivo de camarão, que atingiram um valor máximo de $3,6 \pm 0,35\% \cdot \text{dia}^{-1}$ e mínimo de $1,6 \pm 0,52\% \cdot \text{dia}^{-1}$ com valor médio de $2,6\% \cdot \text{dia}^{-1}$. Isso pode ser explicado pelo fato de que as macroalgas do sistema de cultivo integrado se encontravam em um ambiente hipereutrófico, em que altas concentrações de nutrientes estão disponíveis na coluna d'água, segundo Castelo-Pereira et al.(2007), em ambientes como estes, as macroalgas possuem maior capacidade de filtração biológica, porém para que estas macroalgas obtenham um melhor desenvolvimento as mesmas necessitam de um fluxo de água constante e de boa qualidade. Segundo Demetropoulos e Langdon (2004), altas concentrações de fosfato decorrentes do cultivo de abalones inibiram o crescimento da macroalga *P. mollis* em laboratório.

Pesquisadores do nordeste do Brasil reportam que as taxas de crescimento diário das macroalgas em ambientes hipereutróficos são de 1 a 2%, sendo estas consideradas baixas em relação às taxas obtidas em áreas despoluídas. Este fato associado às condições ambientais dos efluentes, como elevada turbidez, proliferação de microalgas e altas taxas de matéria orgânica (ou não) em suspensão, além da excessiva carga de nutrientes (MARINHO-SORIANO, 2005). A mesma autora relata que a interação desses fatores contribui para a redução da luminosidade no meio aquático, limitando a fotossíntese. Hayashi et al. (2008) encontraram resultados semelhantes ao integrarem a macroalga *Kappaphycus alvarezii* ao cultivo do peixe *Trachinotus carolinus* com recirculação de água, neste estudo a macroalga foi considerada um bom filtro biológico, porém apresentou taxas de crescimento de $0,7 \pm 0,1\% \text{ dia}^{-1}$ quando cultivada durante 10 dias na água do mar e $0,8 \pm 0,1\% \text{ dia}^{-1}$ quando cultivadas nos efluentes dos peixes. Os mesmos autores, ao transferirem estas macroalgas para o cultivo em mar aberto por 40 dias observaram taxas de crescimento de $9,76 \pm 1,99\% \text{ dia}^{-1}$ para as macroalgas cultivadas previamente na água do mar e $10,9 \pm 1,4\% \text{ dia}^{-1}$ para aquelas cultivadas inicialmente nos efluentes do cultivo dos peixes, isto sugere que as macroalgas podem acumular nutrientes quando em sua presença para posteriormente convertê-los em biomassa na presença de um fluxo de água limpa e constante.

Partindo desse pressuposto seria ambiental e economicamente interessante, a adoção de um sistema de cultivo em grande escala, utilizando macroalgas para a rápida absorção de nutrientes em efluentes de cultivos de peixes ou camarões, seguida de uma imediata transferência para ambientes com fluxo de água constante e limpa, onde poderiam utilizar os nutrientes para

seu crescimento, possivelmente no mar. O estabelecimento de sistemas integrados de aqüicultura pode se tornar uma alternativa viável para os produtores de camarão, visto que ao mesmo tempo em que reduzem os impactos ao meio ambiente, proporcionam a redução de custos com bombeamento de água e elevação dos lucros com a diversificação econômica da produção, já que outros cultivos são associados ao cultivo principal.

Os resultados obtidos neste experimento nos permitem uma visão mais ampla da adoção de sistemas de cultivo integrado para o tratamento dos efluentes da carcinicultura, tornando imprescindível a transferência desta tecnologia para campo, onde os fatores externos poderão influenciar de diferentes formas na capacidade de biofiltração dos organismos bem como no seu desenvolvimento, no entanto, para que isso ocorra algumas outras questões precisam ser resolvidas, dentre elas, o domínio da reprodução de macroalgas em laboratório.

6. CONCLUSÕES

De um modo geral, o sistema de aqüicultura integrada conseguiu reduzir os níveis de amônia, nitrito, nitrato e turbidez da água, em todos os tempos de residência testados, com exceção do fosfato que apresentou altas concentrações ao longo de todo o experimento. Apesar da redução dos nutrientes dissolvidos na água dos camarões, após 96 horas de residência da água no sistema integrado, os indivíduos apresentaram uma maior taxa de mortalidade, assim o tempo de residência da água de até 72 horas se mostrou mais eficiente, pois combinou a eficiência de remoção de nutrientes com a melhor sobrevivência dos camarões, os quais também apresentaram um bom desenvolvimento. Por outro lado, as ostras e macroalgas não se desenvolveram no sistema, principalmente as últimas que apresentaram uma alta mortalidade. No entanto, foi possível observar a excelente capacidade das macroalgas em armazenar nitrogênio na forma de proteínas e de aumentar sua capacidade de absorção, quando cultivadas com limitação de nutrientes e posteriormente transferidas para uma condição hipereutrífica.

7. REFERÊNCIAS

ABCC. 2004. Carcinicultura Brasileira. O censo de 2003. **Panorama da Aqüicultura**. Março - Abril 2004.

ALFREDO, J. **Manguezal ameaçado**: Impactos sociais e ambientais da criação de camarões em cativeiro. Brasília: Secretaria Especial de Editoração e Publicações, 2005. 42 p.

APHA; AWWA; WPCF. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 16. ed. Washington: DC, 1985. 1268 p.

ARANA, L. V. **Princípios químicos de qualidade de água em aqüicultura: uma revisão para peixes e camarões**. 2. ed. Florianópolis: UFSC, 2004. 231 p.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists**. Arlington: AOAC, 1990. 500 p.

BARBIERI JÚNIOR, R. C.; OSTRENSKY NETO, A. **Camarões Marinhos: engorda**. Viçosa: Aprenda fácil, 2002. 370 p.

BOUCHER, G.; BOUCHER-RODONI, R. In situ measurement of respiratory metabolism and nitrogen fluxes at the interface of oysters beds. **Marine Ecology - Progress Series**, Germany, v. 44, p. 229-238, mai. 1988.

BOYD, C. E.; TUCKER, C. S. **Pond aquaculture water quality management**. Massachusetts: Kluwer Academic Publishers, 1998. 700 p.

BRASIL. Resolução CONAMA Nº 001, de 23 de janeiro de 1986. Dispõe sobre critérios básicos e diretrizes gerais para o Relatório de Impacto Ambiental - RIMA art. 1º. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res86/res0186.html>>. Acesso em 09 mar. 2009.

BRASIL. Resolução CONAMA Nº 312, de 10 de outubro de 2002. Dispõe sobre licenciamento ambiental dos empreendimentos de carcinicultura na zona costeira. art. 11º e 12º. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/res/res02/res31202.html>>. Acesso em 09 mar. 2009.

BRASIL. Versão limpa da Proposta de Resolução CONAMA que dispõe sobre o licenciamento ambiental da aquicultura, e dá outras providências, aprovada na 48ª CTAJ em 16 e 17/02/2009. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/port/conama/processos/756C4C26/PropResolLicencaquicultura48CTAJ_LIMPA.pdf>. Acesso em 25 mar. 2009.

CARMONA, R.; KRAEMER, G.P.; YARISH, C. Exploring Northeast American and Asian species of *Porphyra* for use in an integrated finfish–algal aquaculture system. **Aquaculture**, Amsterdam, v.252, n.1, p.54-65, mar. 2006.

CARNEIRO, M. A. A; CASTELO-PEREIRA, D.; ARAÚJO, C.A.; MARINHO-SORIANO, E. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, supl. 2, p. 807-809, jul. 2007.

CASTELO-PEREIRA, D.; CARNEIRO, M. A. A; AZEVEDO, C. A. A.; MARINHO-SORIANO, E. 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.

CAVALCANTE-JÚNIOR, V.; ANDRADE, L. N.; BEZERRA, L. N.; GURJÃO, L. M.; FARIAS, W. R. L. Reúso de água em um sistema integrado com peixes, sedimentação, ostras e macroalgas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. Campina Grande, v. 9, (Suplemento), p.118-122, workshop: uso e reuso 2005.

CHOPIN, T.; BUSCHMANN, A.H.; TROELL, C.H.M.; NEORI, N.K.A.; KRAEMER, G.P; ZERTUCHE-GONZALEZ, J.A.; YARISH, C.; NEEFUS, C. Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: A key toward sustainability. **Journal of Phycology**, Lawrence, v.37, n.6, p.975- 986, dez. 2001.

CHOPIN, T.; YARISH, C.; WILKES, R.; BELYEA, E.; LU, S.; MATHIESON, A. Developing *Porphyra* / Salmon integrated aquaculture for bioremediation and deversification of the aquaculture industry. **Journal of Applied Phycology**, Dordrecht, v. 11, n. 5 p. 463-472, 1999.

CLEMENTINO, J. N. **Cultivo integrado de tilápia do nilo, *Oreochromis niloticus*, camarão, *Litopenaeus vannamei*, ostra do mangue *Crassostrea rhizophorae* e algas marinhas: crescimento em peso**. 2007. 40f. Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) – Universidade federal do Ceará (UFC), Fortaleza, 2007.

CRAB, R.; AVNIMELECH, Y.; DEFOIRD, T.; BOSSIER, P. ; VERSTRAETE, W. Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 270, n. 1-4, p. 1-14, set. 2007.

DAWES, C. J. The effect of nutrient and photo fluence on the photosynthetic responses of red and green pigmented cultivars of *Eucheuma denticulatum*. **Botanica marina**, v. 38, p. 323-327, 1995

DAWES, C. J. **Marine Botany**, 2.ed. New York: Jonh Wiley & Sons, 1998. 480p.

DEMETROPOULOS, C. L. LANGDON, C. J. Enhanced production of Pacific dulse (*Palmaria mollis*) for co-culture with abalone in land-based system: nitrogen, phosphorus and trace metal nutrition. **Aquaculture**, Amstredam, v. 235, n. 1-4, p. 433-455, jun 2004.

DÍAZ, R. O. M. **Remoção de matéria orgânica e inorgânica de efluentes da carcinicultura marinha utilizando processos integrados: sedimentação, filtração por moluscos bivalves e absorção por macroalgas**. 2007. 119 f. Tese (Doutorado em Engenharia Ambiental) – Centro Tecnológico, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2007.

ELLNER, S.; NEORI, A.; KROM, M.D.; TSAI, K.; EASTERLING, R. Simulation model of recirculating mariculture with seaweed biofilter: development and experimental tests of the model, **Aquaculture**, Amsterdam, v.143, n.2, p.167-184, jul. 1996.

ESTEVES, F. **Fundamentos de Limnologia**. Rio de Janeiro: Editora Interciência, 1988. 575 p.

EVANS, F.; LANGDON, C.J. Co-culture of dulse *Palmaria mollis* and red abalone *Haliotis rufescens* under limited flow conditions. **Aquaculture**, Amsterdam, v.185, n.1-2, p.137-158, mai. 2000.

FAO Fisheries and Aquaculture Department. **State of World Aquaculture 2006**, Inland Water Resources and Aquaculture Service, Rome, 2006. 134 p. Disponível em: <<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/009/a0874e/a0874e00.pdf>>. Acesso em: 13 jan 2009.

FAO Fisheries and Aquaculture Department. **State of World Fisheries and Aquaculture –SOFIA 2006**, Roma, 2007. 162 p. Disponível em: <<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/009/a0699e/a0699e.pdf>>. Acesso em: 09 mar 2009.

FAO Fisheries and Aquaculture Department. **State of World Fisheries and Aquaculture –SOFIA 2008**, Roma, 2009. 176p. Disponível em: <<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/011/i0250e/i0250e.pdf>>. Acesso em: 09 mar 2009.

FAO Fisheries and Aquaculture Department. **Yearbook fishery and aquaculture statistics 2006**, Rome, 2008. 81p.

FAO FISHERIES TECHNICAL PAPER 441. **A guide toh the seaweed industry**, Roma, 2003. 105p. Disponível em: < <http://www.fao.org/docrep/006/Y4765E/y4765e00.HTM> >

FAO/NACA/UNEP/WB/WWF. **International Principles for Responsible Shrimp Farming**, Bangkok, 2006, 20 p. Disponível em: <<http://www.enaca.org/uploads/international-shrimp-principles-06.pdf>>. Acesso em: 19 fev 2009

FAO Water Unit. **Coping with water scarcity: challenge of the twenty - first century**, Roma, 2007. 29 p. Disponível em <<http://www.fao.org/nr/water/docs/escarcity.pdf>>. Acesso em 14 jan 2009.

FIGUEIREDO, M. C. B.; ARAÚJO, L. F. P.; GOMES, R. B.; ROSA, M. F.; PAULINO, W. D.; MORAIS, L. F. S. Impactos ambientais do lançamento de efluentes da carcinicultura em águas interiores. **Engenharia Sanitária Ambiental**, Rio de Janeiro, v.10, n. 2, p. 167-174, abri-jun. 2005.

FREIRE, A.R.S. **Estudo comparativo de dois tipos de cultivo: monocultivo (camarões) versus cultivo integrado (algas/camarões)**. 2007. 46f. Dissertação (Mestrado em Bioecologia Aquática) – Universidade Federal do Rio Grande do Norte (UFRN), Natal, 2007.

GUIMARÃES, I. M.; ANTONIO, I. G.; PEIXOTO, S.; OLIVERA, A. Influência da salinidade sobre a sobrevivência da ostra-do-mangue, *Crassostrea rhizophorae*. **Arquivo de Ciências do Mar**, v. 41, n. 1, p.118-122, 2008.

GURJÃO, L. M. **Potencial impactante dos efluentes de carcinicultura nos estuários cearenses**. 2003. 78f. Monografia (Especialização em Gestão Ambiental) – Universidade de Fortaleza (UNIFOR), Fortaleza, 2003.

GURJÃO, L. M. **O uso integrado e sedimentação, ostras e macroalgas para o tratamento de efluentes de carcinicultura**. 2004. 92f. Dissertação (mestrado em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará (UFC), Fortaleza, 2004.

HANISAK, M. D.; HARLIN, M. M. Uptake of inorganic nitrogen by *Codium fragile* subsp. *tomentosoides* (Chlorophyta). **Journal of Phycology**, Lawrence, v.14, n. 4, p. 450-454, jun.1978.

HAYASHI, L.; YOKOYA, N. S.; OSTINI, S.; PEREIRA, R. T. L.; BRAGA, E. S.; OLIVEIRA, E. C. Nutrients removed by *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) in integrated cultivation with fishes in re-circulating water. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 277, n. 3-4, p. 185-191, jun. 2008.

HERNÁNDEZ, I.; PÉREZ-PASTOR, A.; VERGARA, J.J.; MARTÍNEZ-ARAGÓN, J.F.; FERNÁNDEZ-ENGO, M.A.; PÉREZ-LLORENS, J.L. Studies on the biofiltration capacity of *Gracilariopsis longissima*: From microscale to macroscale. **Aquaculture**, Amsterdam, v.252, n.1, p.43-53, Mar 2006.

HOPKINS, J.S.; HAMILTON, R.D. II; SANDIFER, P.A.; BROWDY, C.L. The production of bivalve mollusks in intensive shrimp ponds and their effect on shrimp production and water quality. **World Aquaculture**, v. 24, p.74-77, 1993.

IBAMA. **Estatística da Pesca 2006 Brasil: grandes regiões e unidades da federação**, Brasília, 2008. 174 p. Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br/recursos-pesqueiros/>>. Acesso em: 12 mar 2009.

JACKSON, C.J.; PRESTON, N.; BURFORD, M.A.; THOMPSON, P.J. Managing the development of sustainable shrimp farming in Australian: the role of sedimentation ponds in treatment of farm discharge water. **Aquaculture**, Amsterdam, v.226, n.1-4, p.23-34, Out. 2003.

JONES, A.B.; PRESTON, N.P. Sydney rock oyster, *Saccostrea commercialis* (Iredale & Roughley), filtration of shrimp farm effluent: the effects on water quality. **Aquaculture Research**, Oxford, v.30, n.1, p.51-57, Jan 1999.

JONES, A.B.; DENNISON, W.C.; PRESTON, N.P. Integrated treatment of shrimp effluent by sedimentation, oyster filtration and macroalgal absorption: a laboratory scale study. **Aquaculture**, Amsterdam, v.193, n.1-2, p.155-178, Feb 2001.

JONES, A. B.; PRESTON, N.P.; DENNISON, W. C. The efficiency and condition of oysters and macroalgae used as biological filters of shrimp pond effluent. **Aquaculture Research**, Oxford, v. 33, n. 1, p. 1-19, jan. 2002

JOVENTINO, F. K. P.; MAYORGA, M. I. O. Diagnóstico socioambiental e tecnológico da carcinicultura no município de Fortim, Ceará, Brasil. **Rede - Revista Eletrônica do Prodepa**, Fortaleza, v. 2, n. 1, p. 80-96, jun. 2008.

KUMARAGURU VASAGAM, K. P.; RAMESH, S.; BALASUBRAMANIAN, T. Dietary value of different vegetable oil in black tiger shrimp *Penaeus monodon* in the presence and absence of soy lecithin supplementation: Effect on growth, nutrient digestibility and body composition. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 250, n. 1-2, p. 317-327, nov. 2005.

LACERDA, L. D.; VAISMAN, A. G. ; MAIA, L. P. ; SILVA, C. A. R.; CUNHA, E. M. S. Relative importance of nitrogen and phosphorus emissions from shrimp farming and other anthropogenic sources for six estuaries along the NE Brazilian coast. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 253, n. 1-4, p. 433-446, mar. 2006.

LEFEBVRE, S.; BARILLÉ, L.; CLERC, M. Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) feeding responses to a fish-farm effluent. **Aquaculture**, Amsterdam, v.187, n.1-2, p.185- 198, jul. 2000.

MAIA, C. P. Produção de camarão deve saltar 30% no CE. Diário do Nordeste, Fortaleza, 10 fev. 2009. Disponível em: <<http://diariodonordeste.globo.com/materia.asp?codigo=613832>>. Acesso em 18. fev. 2009.

- MARTÍNEZ-ARAGÓN, J.P.; HRNÁNDEZ, L.; PÉREZ-LLORÉN, J.L.; VÁSQUEZ, R.; VERGARA, J.J. Biofiltering efficiency in removal of dissolved nutrients by three species of estuarine macroalgae cultivated with sea bass (*Dicentrarchus labrax*) waste waters 1. phosphate. **Journal of Applied Phycology**, Dordrecht, v. 14, n. 5, p. 365-374, out. 2002
- MARTINEZ-CORDOVA, L. R.; MARTINEZ-PORCHAS, M. Polyculture of Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*, giant oyster, *Crassostrea gigas* and black clam, *Chione fluctifraga* in ponds in Sonora, Mexico. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 258, n. 1-4, p. 321-326, ago. 2006.
- MARINHO-SORIANO, E. Filtros vivos para limpar a água. **Ciência Hoje**, Rio de Janeiro, v. 37, n. 219, p. 67-69, set. 2005.
- MARINHO-SORIANO, E. Seaweeds biofilters: An environmentally friendly solution. **World Aquaculture**, v. 38, n. 3, p. 31-33, set. 2007.
- MARINHO-SORIANO, E.; FONSECA, P. C.; CARNEIRO, M.A.A.; MOREIRA, W.S.C. Seasonal variation in the chemical composition of two tropical seaweeds
Bioresource Technology, Oxford, v. 97, n.18, p. 2402-2406, dez. 2006.
- 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.
- MARSHAM, S.; SCOTT, G. W.; TOBIN, M. L. Comparison of nutritive chemistry of a range of temperate seaweeds. **Food Chemistry**, Oxford, v. 100, n. 4, p. 1331-1336, 2007.
- MARTINS, A. P. **Efeitos da disponibilidade do nitrato no metabolismo do nitrogênio em variantes pigmentares de *Hypnea musciformis* (Wulfen in Jacq.) J. V. Lamour. (Gigartinales, Rhodophyta)**. 2007. 118f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Vegetal e Meio ambiente) – Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo, 2007.
- MENDIGUCHÍA, C.; MORENO, C.; MANUEL, P.; VEZ, M.; VARGAS, G.M. Preliminary investigation on the enrichment of heavy metals in marine sediments originated from intensive aquaculture effluents. **Aquaculture**, Amsterdam, v.254, n.1-4, p.317-325, abr. 2006.
- MSUYA, F. E.; NEORI, A. Effect of water aeration and nutrient load level on biomass yield, N uptake and protein content of the seaweed *Ulva lactuca* cultured in seawater tanks. **Journal of Applied Phycology**, Dordrecht, v. 20, n. 6, p. 1021-1031, fev. 2008.

NEORI, A.; CHOPIN, T.; TROELL, M.; BURCHMANN, A.H.; KRAEMER, G.P.; HALLING, C.; SHPIGEL, M.; YARISH, C. Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern aquaculture. **Aquaculture**, Amsterdam, v.231, n.1-4, p.361 - 391, mar. 2004.

NEORI, A.; RAGG, N. L. C. ; SHPIGEL, M. The integrated culture of seaweed, abalone, fish and clams in modular intensive land-based systems: II. Performance and nitrogen partitioning within an abalone (*Haliotis tuberculata*) and macroalgae culture system. **Aquacultural Engineering**, Oxford, v. 17, n. 4 ,p. 215-239, jun. 1998.

NEORI, A.; SPHIGEL, M.; BEN-EZRA, D. A sustainable integrated system for culture of fish, seaweed and abalone. **Aquaculture**, Amsterdam, v.186, n.3-4, p.279-291, Jun 2000.

NORZIAH, M. H.; CHING, C. Y. Nutritional composition of edible seaweed *Gracilaria changgi*. **Food Chemistry**, Oxford, v. 68, n.1, p. 69-76, jan. 2000.

NUNES, J.P.; FERREIRA, J. G.; GAZEAU, F.;LENCART-SILVA, J.; ZHANG, X. L.;ZHU, M. Y.; FANG, J. G. A model for sustainable management of shellfish polyculture in coastal bays. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 219, n. 1-4, p. 257-277, abr. 2003.

NUNES, A.J.P.; MARTINS, P.C. Avaliando o estado de saúde de camarões marinhos na engorda. **Panorama de Aqüicultura**, Fortaleza, v.12, p.23-33, jul - ago. 2002.

NUNES, S. O. **Efeito dos nutrientes (nitrogênio e fósforo) sobre o desenvolvimento da *Gracilaria birdiae*: crescimento e possível uso como biofiltro**. 2006. 44 f. Dissertação (Mestrado em Bioecologia Aquática) – Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2006.

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. Brasília: CPQq/Ministério da Ciência e Tecnologia, 2000. cap. 12, p. 353-381.

PÁEZ-OSUNA, F.; GUERRERO-GALVÁN, S.R.; RUIZ-FERNANDEZ, A.C. The environmental impact of shrimp aquaculture and the coastal pollution in Mexico. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v.36, n.1, p.65-75, jan.1998.

PHILLIPS, M.J.; LIN, C.K.; BEVERIDGE, M.C.M. Shrimp culture and the environment - lessons from the world's most rapidly expanding warmwater aquaculture sector. In: **ICLARM Conference Proceedings**. Pullin, R.S.V.; Rosenthal, H. ;Maclea, J. L. (eds.), p.171-197, 1993.

QIAN, P.Y.; WU, C.Y.; XIE, Y.K. Integrated cultivation of the red alga *Kappaphycus alvarezii* and the pearl oyster *Pinctada martensi*. **Aquaculture**, Amsterdam, v.147, n.1-2, p.21 -35, Nov 1996.

RAMOS, R.S.; CASTRO, A.C.L. Monitoramento das variáveis físico-químicas no cultivo de *Crassostrea rhizophorae* (mollusca) (Guilding, 1928) no estuário de Paquatua - Plcântara/ Ma, Brasil. **Boletim do Laboratório de Hidrobiologia**, São Luis, v. 17, n. 1, p. 29-42, 2004.

ROCHA, I.P.; RODRIGUES, J.A. A carcinicultura brasileira em 2003. **Revista da ABCC**, Recife, ano 5, n.1, p.30-45, 2003.

ROCHA, N. M.; SOUZA-JÚNIOR, J.; FARIAS, W. R. L. Reutilização de água em um sistema integrado com camarões, sedimentação, ostras e macroalgas marinhas. **Revista Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 39, n. 4, p. 540-547, out-dez. 2008.

RODRIGUES, J. Carcinicultura Marinha - Desempenho em 2004. **Revista da ABCC**, Rio Grande do Norte, ano 7, n.2, p.38, 2005.

RODRIGUEZA, M. C. R.; MONTAÑO, M. N. E. Bioremediation potential of three carrageenophytes cultivated in tanks with seawater from fish farms. **Journal of Applied Phycology**, Dordrecht, v. 19, n. 6, p. 755-762, ago. 2007.

RUPPERT, E. E.; BARNES, R. D. **Zoologia dos invertebrados**. 6. ed. Rio de Janeiro: Saunders College Publishing / Editora Roca LTDA, 1996. 1029 p.

SCHUENHOFF, A.; SHPIGEL, M.; LUPATSCH, I.; ASHKENAZI, A.; MSUYA, F.E.; NEORI, A. A semi-recirculating integrated system for the culture of fish and seaweed. **Aquaculture**, Amsterdam, v.221, n.1-4, p.167-181, Mai. 2003.

SIQUEIRA, K. L. F. **Avaliação do sistema de cultivo de ostra do gênero *Crassostrea* (sacco, 1897) no estuário do rio Vaza-Barris (Sergipe)**. 2008. 77f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Ambiente) - Universidade de Tiradentes (UNIT), Aracaju, 2008.

SMIT, A.J., ROBERTSON, B.L. & DU PREEZ, D.R. Influence of ammonium-N pulse concentrations and frequency, tank condition and nitrogen starvation on growth rate and biochemical composition of *Gracilaria gracilis*. **Journal of Applied Phycology**, Dordrecht, v. 8, n. 6, p. 473-481, 1997

TIAGO, G. G.; GIANESELLA, S. M. F. O uso da água pela aqüicultura: estratégias e ferramentas de implementação de gestão. **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v. 29, n.1, p.1-7, jul. 2003

TROELL, M.; HALLING, A.; NILSSON, A.; BUSCHMANN, H.A.; KAUTSKY, N.; KAUTSKY, L. Integrated marine cultivation of *Gracilaria chilensis* (Gracilariales, Rhodophyta) and salmon cages for reduced environmental impact and increased economic output. **Aquaculture**, Amsterdam, v.156, n.1-2, p.45-61, out. 1997.

TROELL, M.; KAUTSKY, N.; FOLKE, C. Applicability of integrated coastal aquaculture systems. **Ocean & Coastal Management**, Oxford, v.42, n.1, p.63-69, jan. 1999.

VAN RIJN, J. The potential for integrated biological treatment systems in recirculating fish culture - a review. **Aquaculture**, Amsterdam, v.139, p.181-201, 1996.

WANG, H.; LIU, C; QIN, C; CAO, S; DING, J. Using a macroalgae *Ulva pertusa* biofilter in a recirculating system for production of juvenile sea cucumber *Apostichopus japonicas*. **Aquacultural Engineering**, Oxford, v. 36, n.3, p. 217-224, may. 2007.

WU, R.S.S. The environmental impact of marine fish culture: Towards a sustainable future. **Marine Pollution Bulletin**, Oxford, v.31, n.4-12, p.159-166, abr.-dez. 1995.

ZHOU, Y.; YANG, H.; HU, H.; LIU, Y.; MAO, Y.; ZHOU, H.; XU, X; ZHANG F. Bioremediation potential of the macroalga *Gracilaria lemaneiformis* (Rhodophyta) integrated into fed fish culture in coastal waters of North China. **Aquaculture**, Amsterdam, v.252, n.2-4, p.264-276, mar 2006.

8. ANEXO

A- Solução de digestão, controle de temperatura, solução receptora e solução indicadora para a determinação do conteúdo de proteína total nos organismos

Solução de digestão:

2 g de selenito de sódio;

4 g de $\text{CuSO}_4 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$;

21,4 g Na_2SO_4 ou K_2SO_4 ;

200 ml de H_2SO_4 ;

175 ml de água destilada.

Controle de temperatura:

100° C durante 15 minutos;

150° C durante 15 minutos;

250° C durante 45 minutos;

370° C durante 45 minutos.

Solução receptora:

Ácido Bórico (H_3BO_3) 42 g/L;

Hidróxido de Sódio 40%;

Ácido Sulfúrico 0,1 N (padronizado).

Solução indicadora;

0,25 g de verde de bromocresol;

0,25 g de vermelho de metila;

Dissolvidos em 250 ml de álcool etílico.

Fonte: Marconi equipamentos p/ laboratório LTDA