



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

PLÁCIDO SOARES DE MOURA

CULTIVO DO CAMARÃO MARINHO (*Litopenaeus vannamei*) EM FASE DE PRÉ-BERÇÁRIO UTILIZANDO EFLUENTE TRATADO COM A MICROALGA *Spirulina platensis* NA PRESENÇA E AUSÊNCIA DE PROBIÓTICO

FORTALEZA

2013

PLÁCIDO SOARES DE MOURA

CULTIVO DO CAMARÃO MARINHO (*Litopenaeus vannamei*) EM FASE DE PRÉ-BERÇÁRIO UTILIZANDO EFLUENTE TRATADO COM A MICROALGA *Spirulina platensis* NA PRESENÇA E AUSÊNCIA DE PROBIÓTICO

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do Título de Mestre em Engenharia de Pesca. Área de concentração: Engenharia de Pesca e Recursos Pesqueiros.

Orientador: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias.

FORTALEZA

2013

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências e Tecnologia

-
- M889c Moura, Plácido Soares de.
Cultivo do camarão marinho (*Litopenaeus vannamei*) em fase de pré-berçário utilizando efluente tratado com microalga *Spirulina platensis* na presença e ausência de probiótico./ Plácido Soares de Moura.
56f.: il., color. ; 30 cm.
- Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Engenharia de Pesca, Programa de Pós-graduação em Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2013.
Área de Concentração: Engenharia de Pesca e Recursos Pesqueiros.
Orientação: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias.
1. Biorremediação. 2. Camarão marinho – produção. 3. Recuperação. I. Título.
-

CDD 639.2

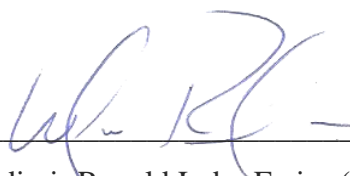
PLÁCIDO SOARES DE MOURA

CULTIVO DO CAMARÃO MARINHO (*Litopenaeus vannamei*) EM FASE DE PRÉ-BERÇÁRIO UTILIZANDO EFLUENTE TRATADO COM A MICROALGA *Spirulina platensis* NA PRESENÇA E AUSÊNCIA DE PROBIÓTICO

Dissertação de mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do Título de Mestre em Engenharia de Pesca. Área de concentração: Engenharia de Pesca e Recursos Pesqueiros.

APROVADA EM 29/07/2013.

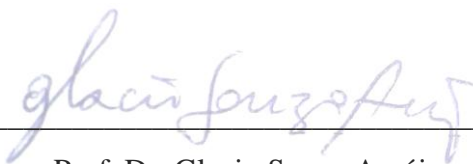
BANCA EXAMINADORA



Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias (Orientador)
Universidade Federal do Ceará (UFC)



Prof.ª Dr.ª Erivânia Gomes Teixeira
Universidade Estadual do Maranhão (UEMA)



Prof. Dr. Glacio Souza Araújo
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Ceará (IFCE)

À Rita de Cássia Soares de Moura,
(*In Memoriam*)

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal do Ceará (UFC) pela minha formação acadêmica e desenvolvimento pessoal.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ), pela bolsa concedida viabilizando a pesquisa.

Aos meus pais Antonio Alves de Moura e Rita de Cássia Soares de Moura, por todo o investimento para minha educação, e pelo equilíbrio repassado nos momentos difíceis, aos meus irmãos Péricles, Priscila e Patrícia e à minha noiva Wedja Colares por todo o amor, apoio, dedicação e paciência doados.

Ao meu orientador Wladimir Ronald Lobo Farias pela confiança nas minhas idéias e pelos ensinamentos práticos e teóricos repassados ao longo do período de mestrado.

A professora Silvana Saker, pela assistência pessoal e profissional de grande valia nos momentos de dificuldade.

Às empresas Nova Vida Aquacultura pela oportunidade profissional e pelo fornecimento do espaço físico, equipamentos e insumos imprescindíveis para o desenvolvimento da pesquisa, à Aquatec larvicultura de camarão marinho, pela doação das pós-larvas utilizadas e a empresa Vivaquarium pelo fornecimento de itens estruturais das unidades experimentais.

Aos meus colegas de trabalho que ajudaram diretamente na elaboração e manutenção do presente experimento Fellipy Holanda, Ronaldo Soares, Pedro Henrique, Antonio Glaydson, Francisco Rômulo, Gleison, Jraimilson Rodrigues, Gilvan Ribeiro, Cristiano Peroba e Evandro.

Aos meus amigos Felipe Costa, Mário Barros, Cícero Barreto, Fred Solon, Kelson Leite pelo apoio e descontração repassada.

“A imaginação é mais importante que o conhecimento” (Albert Einstein)

RESUMO

A produção de camarão marinho é dominada pelo camarão branco *Litopenaeus vannamei*, sendo esta a espécie mais bem sucedida internacionalmente. A aquicultura é na maioria das vezes, vulnerável a mudanças nas condições ambientais que, podem gerar impactos negativos na produção. A maioria dos empreendimentos aquícolas realizam descarte inadequado de seus efluentes sem nenhuma ação para seu tratamento causando impacto ao meio ambiente. O presente trabalho teve como objetivo avaliar o desempenho zootécnico de pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* cultivadas em água oriunda de um efluente tratado pela cianobactéria *Spirulina platensis* na presença e ausência de probiótico. O experimento foi conduzido em uma carcinicultura localizada em Beberibe – CE, sendo este desenvolvido em duas fases, uma em área coberta e outra no ambiente externo com duração total de 50 dias. O experimento constou de três tratamentos, com cinco repetições cada. No tratamento 1 a água utilizada seguiu o manejo de preparação rotineiro dos pré-berçários com a adição de bactérias do gênero *Bacillus*. O tratamento 2 contou com a água do efluente dos pré-berçários, tratada com *S. platensis*. O tratamento 3 contou com o efluente tratado com a adição de bactérias. Foram alcançados percentuais máximos de remoção de acima de 99% para NAT e PO_4^- e NO_3^- no cultivo de *S. platensis* em efluente. Nos tratamentos testados foram detectadas diferenças a 5% de significância estatística de T2 e T3 em relação a T1, em que no efluente tratado a concentração de NAT e NH_3 foi superior. A maior sobrevivência foi encontrada no T2 (93%) seguida de 89% nos demais tratamentos. O maior peso médio foi encontrado no T1 com 45 mg seguidos de T2 (42,6) e T3 (41,6), no entanto não foram detectadas diferenças significativas em nenhum dos os parâmetros zootécnicos testados. Diante do exposto conclui-se que o cultivo de pós-larvas de camarão marinho em água de efluente tratada por *S. platensis*, na presença ou ausência de probiótico, é uma alternativa viável para a produção de camarões marinhos.

Palavras-chave: Biorremediação. Produção. Recuperação.

ABSTRACT

Marine shrimp production is dominated by the pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*, which is the species most successful internationally. Aquaculture is, most often, vulnerable to changes in environmental conditions, that may have negative impacts on production. Most aquaculture ventures perform improper disposal of their effluents, without any treatment, causing harm to the environment. This study aim to evaluate the growth performance of post-larvae of *Litopenaeus vannamei* cultured in water originating from a effluent treated by the cyanobacterium *Spirulina platensis* in the presence or absence of probiotics. The experiment was conducted in a shrimp farm located in Beberibe - CE, which was developed in two phases: one in covered area and another in the external environment within a period of 50 days. The experiment consisted of three treatments with five replicates each. In treatment 1, the water used followed the routine preparation management of pre-nurseries with the addition of bacteria of the genus *Bacillus*. The treatment 2 had the water of the effluent of the shrimp nursery tank, treated with *S. platensis*. The treatment 3 had the effluent treated with the addition of bacteria. Maximum percentage of removals above 99% were achieved for TAN and PO_4^- and NO_3^- in cultivation of *S. platensis* in effluent. In the treatments tested were detected differences of 5% statistical significance of T2 and T3 compared to T1, with higher concentration of NAT and NH_3 in the treated effluent. The higher survival was found in T2 (93%) followed by 89% in the other treatments. The highest average weight was found in T1 with 45 mg followed by T2 (42.6) and T3 (41.6), however no significant differences were detected in any of the zootechnical parameters tested. In view of what has been exposed here, it follows that the cultivation of marine shrimp post-larvae in effluent water treated with *S. platensis*, in the presence or absence of probiotics, is a viable alternative for the marine shrimp production.

Keywords: Bioremediation. Production. Recovery.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Cultivo de <i>S. platensis</i> no laboratório.	22
Figura 2 - Cultivo de <i>S. platensis</i> no ambiente aberto.	23
Figura 3 - Estrutura experimental em ambiente aberto.	25
Figura 4 - Curva de crescimento de <i>S. platensis</i> durante o tratamento de efluentes do pré-berçário em laboratório.	35
Figura 5 - Perfil de redução de nitrogênio amoniacal total, nitrito, nitrato e fósforo reativo total durante o tratamento de efluentes do pré-berçário em laboratório.	36
Figura 6 - Rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i> na cultura externa de <i>S. platensis</i>	37
Figura 7 - Concentrações de amônia não-ionizada durante o cultivo de pós-larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos tratamentos testados.	44

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição química do meio Jourdan modificado.	19
Tabela 2 - Quantidades diárias, dieta utilizada e horários de alimentação das pós-larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> durante o período experimental.	27
Tabela 3 - Composição das rações utilizadas no experimento, níveis de garantia e enriquecimento por quilograma de produto.	28
Tabela 4 - Composição do efluente do pré-berçário utilizado para a aclimatação da <i>Spirulina platensis</i>	34
Tabela 5 - Concentrações dos compostos nitrogenados e fosfatados durante o tratamento de efluentes do pré-berçário com <i>Spirulina platensis</i> , percentual de redução e limite normativo.....	38
Tabela 6 - Concentrações de oxigênio dissolvido durante o cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos tratamentos testados.	39
Tabela 7 - Valores de temperatura (°C) durante o cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos tratamentos testados.	40
Tabela 8 -Valores de potencial hidrogeniônico durante o cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos tratamentos testados.	41
Tabela 9 - Concentrações de compostos nitrogenados e fosfatados durante o cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> nos tratamentos testados.	41
Tabela 10 - Composição qualitativa da comunidade fitoplânctônica nas unidades experimentais durante o ciclo de cultivo.	45
Tabela 11 - Parâmetros zootécnico de pós-larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> durante o ciclo de cultivo nos tratamentos testados.	47

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas
APHA	American Public Health Association.
AWWA	American Water Works Association.
CEBIAQUA	Centro de Biotecnologia Aplicada à Aquicultura
CONAMA	Conselho Nacional do Meio Ambiente
DBO	Demanda Biológica de Oxigênio
DO _{680nm}	Densidade Óptica a 680 Nanômetros
DQO	Demanda Química de Oxigênio
LABPLANC	Laboratório de Planctologia.
NBR	Norma Brasileira da ABNT
UFC/g	Unidades Formadoras de Colônia por Grama.
WEF	Water Environment Federation.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.	13
2	OBJETIVOS.	18
2.1	Objetivo geral.	18
2.2	Objetivos específicos.	18
3	MATERIAIS E MÉTODOS.	19
3.1	<i>Spirulina platensis</i>	19
3.1.1	<i>Aquisição da microalga</i>	19
3.1.2	<i>Obtenção do meio orgânico</i>	20
3.1.3	<i>Aclimatação da microalga</i>	20
3.1.4	<i>Cultivo da microalga em laboratório</i>	21
3.1.5	<i>Cultivo da microalga em área aberta</i>	23
3.2	Camarão branco <i>Litopenaeus vannamei</i>	24
3.2.1	<i>Aquisição das pós-larvas</i>	24
3.2.2	<i>Aclimatação das pós-larvas</i>	24
3.3	Desenho experimental.	25
3.3.1	<i>Estocagem das pós-larvas</i>	26
3.3.2	<i>Alimentação das pós-larvas</i>	27
3.3.3	<i>Manutenção da qualidade de água</i>	29
3.3.4	<i>Manejo de adição de probiótico e melão</i>	29
3.3.5	<i>Monitoramento dos Fatores Abióticos</i>	30
3.3.6	<i>Avaliação qualitativa da comunidade fitoplanctônica</i>	30
3.3.7	<i>Desempenho zootécnico das pós-larvas</i>	31
3.3.8	<i>Análise estatística</i>	33
4	RESULTADOS E DISCUSSÕES.	34
4.1	Cultivo de <i>Spirulina platensis</i> em efluente de pré-berçário.	34
4.1.1	<i>Aclimatação da microalga ao efluente</i>	34
4.1.2	<i>Cultivo da microalga em laboratório com efluente do pré-berçário</i>	34
4.1.3	<i>Tratamento de efluentes de pré-berçário na área externa</i>	37
4.2	Cultivo do camarão branco <i>Litopenaeus vannamei</i>	39
4.2.1	<i>Monitoramento dos fatores abióticos nas unidades experimentais</i>	39
4.2.2	<i>Avaliação qualitativa da comunidade fitoplanctônica nas unidades experimentais</i> . ..	44
4.2.3	<i>Desempenho zootécnico das pós-larvas de Litopenaeus vannamei</i>	46

5	CONCLUSÕES.	48
	REFERÊNCIAS.	49

1 INTRODUÇÃO

A produção aquícola mundial de crustáceos marinhos em 2010 representou 70,6% da produção em detrimento das espécies de água doce que compreenderam cerca de 29,4%. A produção de camarão marinho é dominada pelo camarão branco *Litopenaeus vannamei*, sendo esta a espécie introduzida mais bem sucedida internacionalmente. Em 2010, foi responsável por 71,8% da produção mundial de todas as espécies de criação de camarões marinhos (FAO, 2012).

A atividade de produção de organismos aquáticos, ou aquicultura é, na maioria das vezes, vulnerável a mudanças nas condições ambientais que, podem gerar impactos negativos na produção. Surto de doenças nos últimos anos têm afetado a criação de salmão no Chile, ostras na Europa, e camarão marinho em vários países da Ásia, América do Sul e África, resultando em perda parcial ou total da produção (FAO, 2012).

O setor de produção de camarão no Brasil vem trabalhando exclusivamente com camarão-branco *Litopenaeus vannamei* desde o final dos anos 90. Após uma queda de produção em 2004-05 devido ao impacto de doenças, o setor apresentou sinais positivos de recuperação em 2008-09, e finalmente voltou a crescer em 2010, com uma produção total de 75.000 toneladas e uma área de produção de cerca de 19.000 ha.

Em 2010, 98% da produção passou a ser consumida pelo mercado interno, em comparação com 22% em 2003. Esta tendência de crescimento deverá continuar nos próximos anos, embora em incrementos menores do que em 2010, quando praticamente 100% da produção foram voltadas para o mercado interno (ROCHA, 2011).

Os sistemas de cultivo de camarões podem ser subdivididos em monofásicos, bifásicos ou trifásicos dependendo da necessidade e estrutura da fazenda, no cultivo monofásico as pós-larvas são transferidas do laboratório e aclimatadas diretamente nos viveiros de engorda; no sistema bifásico são utilizados tanques berçário primários (pré-berçários) onde são realizadas a primeira fase da engorda (0,05 - 0,10 g) e, posteriormente, são transferidos para os viveiros de terminação; no sistema trifásico após a fase de pré-berçário os camarões são estocados em berçário secundário (viveiros de 1,0 a 2,0 ha) e, em seguida, são transferidos para viveiros de terminação (1,0 – 2,0 g) na densidade entre 20 e 30 juvenis/m² onde permanecem até atingirem o peso comercial (SEIFFERT *et al.*, 2003). O sistema de cultivo bifásico é o mais utilizado pelas carciniculturas brasileiras por obter animais mais resistentes, gerando maior crescimento e sobrevivência (NUNES, 2004).

Dentre os estados da federação, o Ceará vem se destacando nos últimos três anos na produção de camarão marinho. Em 2012, foram produzidas cerca de 35.000 toneladas, gerando uma receita de aproximadamente US\$ 240 milhões e um aumento de 20% em relação ao ano anterior (INFOPECA, 2013).

A estiagem, que dura longos períodos na região Nordeste, sempre foi um grande problema para sua população desde a época da colonização (CAMPOS; STUDART, 2001). No Ceará, este problema sempre foi sinônimo de perdas na agricultura, falta de abastecimento de água, miséria e êxodo rural (XAVIER, 2001). Em períodos de estiagem prolongada as temperaturas são bastante elevadas modificando o estado de agitação de moléculas e a pressão de vapor da água tornando a sua evaporação mais rápida e intensa (COSTA; MELO; FERREIRA, 2006). No caso do camarão marinho *L. vannamei*, o aumento da taxa de evaporação e conseqüente elevação da salinidade podem afetar o mecanismo de defesa do animal, facilitando o aparecimento de doenças (LIMA, 2011).

Águas residuais provenientes da aquicultura são frequentemente descarregadas para córregos e rios e através de correntes ou marés, este efluente pode ser utilizado por outros empreendimentos aquícolas a jusante (BUNTING, 2006). A maioria dos empreendimentos aquícolas realizam descarte inadequado de seus efluentes e, além disso, o monitoramento é realizado apenas por um acompanhamento da qualidade de água utilizada e descartada pelos cultivos, não havendo nenhuma ação para seu tratamento causando impacto ao meio ambiente (GURJÃO, 2004).

Os efluentes da aquicultura geralmente possuem elevadas concentrações de material orgânico em suspensão e nutrientes dissolvidos, principalmente nitrogênio e fósforo, que são resultados dos restos de alimento fornecido na forma de ração, excreção dos animais, biomassa de microalgas e fertilizantes, que criam um potencial para a eutrofização das águas receptoras (BURFORD e GILBERT, 1999; JACKSON *et al.*, 2003).

São inúmeras as técnicas de tratamento e ou reaproveitamento de água (LEITÃO *et al.*, 2011), que podem ser aplicadas isoladamente ou em conjunto, dentre elas podemos citar: a sedimentação e oxigenação da matéria orgânica (MOTA; AQUINO; SANTOS, 2007), cultivo de macrófitas aquáticas (DINIZ *et al.*, 2005; TRAVAINI-LIMA e SIPAÚBA - TAVARES, 2012), macroalgas (ROCHA; SOUZA JÚNIOR; FARIAS, 2008), microalgas (MEZZOMO *et al.*, 2010) e vegetais por aquaponia (VILLARROEL; ALVARIÑO; DURAN, 2011), além do uso de filtragem física, química, e biológica (SAMPAIO; TESSER; WASIELESKY JÚNIOR, 2010), bem como o cultivo de organismos filtradores (RAMOS; VINATEA; COSTA, 2008)

Muitos governos já reconheceram que a sustentabilidade tem que estar entre os principais objetivos da aquicultura porque, dessa forma, é possível que a atividade possa prosperar durante um longo período. Prosperidade a longo prazo é baseada no cumprimento dos quatro pré-requisitos para desenvolvimento sustentável da aquicultura: solidez tecnológica, viabilidade econômica, integridade ambiental e licença social. O conhecimento destes pré-requisitos também garante que o bem-estar ecológico é compatível com o bem-estar humano (FAO, 2012). Portanto, políticas, instituições e processos devem apoiar projetos de aquicultura de baixo impacto ambiental e se for o caso, devem ser implementados incentivos para ajudar perspectivas de mudança e de comportamento (BUNTING, 2006).

As Boas Práticas de Manejo (BPM) vem sendo aplicadas com sucesso em diversos países que tem produção de organismos aquáticos. Este documento se refere às atividades necessárias para melhorar a qualidade da água dos efluentes, tais como: diminuição do volume dos efluentes, técnicas de alimentação e fertilização adequadas, controle da erosão do solo e redução dos materiais em suspensão. Nos EUA, a aplicação de BPMs geraram códigos de conduta que promoveram um equilíbrio entre os componentes ambientais, sociais e econômicos, essenciais para uma sustentabilidade permanente (BOYD; QUEIROZ, 2001). Outro exemplo de sucesso com BPMs é a Global Aquaculture Association (GAA), que criou um código de conduta para uma criação responsável de camarão marinho na Tailândia. Através deste código, o produtor adquire um selo de qualidade ou certificação de que a produção de seu cultivo respeitou o meio ambiente (BOYD; SCHIMITTOU, 1999; HAMBREY, 2000). Como resultado, a Tailândia é um dos maiores exportadores de camarões no mundo, ficando atrás apenas da China e Vietnã (FAO, 2012).

Em recente revisão sobre o desafio de alimentar 9 bilhões de pessoas, Godfray *et al.* (2010) sustentaram a idéia de que para se produzir mais alimentos na mesma área de terra reduzindo os impactos ambientais é necessário uma intensificação sustentável da produção de alimentos. Atualmente, considerando todos os sistemas de produção aquícola em uso, o sistema com recirculação da água (RAS), oferece a possibilidade de atingir uma elevada produção, manutenção de condições ambientais ideais e garantia do bem-estar animal, criando, assim, um mínimo impacto ecológico (MARTINS *et al.*, 2010).

Sistemas com recirculação da água na aquicultura (RAS) são aqueles em que a água é, parcialmente, reutilizada após passar por um tratamento (ROSENTHAL *et al.*, 1986). O RAS deve conter no mínimo tanques de peixes e uma unidade de tratamento de água. Todos os processos que ocorrem naturalmente no ambiente como: produção primária, nitrificação, desnitrificação, acidificação, decomposição aeróbica e anaeróbica, produção de pescado etc,

também acontecem em sistemas de recirculação, no entanto, alguns destes processos são separados em diferentes etapas aumentando a capacidade de produção total (VERDEGEM *et al.*, 1999; SCHNEIDER *et al.*, 2005; GAL *et al.*, 2007).

Cada etapa deste sistema diminui a necessidade de troca parcial e de adição de água doce para reduzir a salinidade, oferecendo diversas vantagens, tais como: redução do consumo da água (VERDEGEM; BOSMA; VERRETH, 2006), aproveitamento da água residual com a reciclagem dos nutrientes (PIEDRAHITA, 2003), melhoramento das condições higiênicas, gerenciamento dos patógenos (SUMMERFELT *et al.*, 2009; TAL *et al.*, 2009) e controle biológico da poluição (ZOHAR *et al.*, 2005), além de ser uma alternativa para ambientes com baixa disponibilidade de água.

Em um RAS, os resíduos provenientes do peixe são transformados em materiais sólidos e dissolvidos. Estes fluxos de resíduos são diretamente descarregados (materiais sólidos) ou convertidos em produtos menos nocivos e volatilizados por conversão bacteriana (materiais dissolvidos), enquanto a água purificada é subsequentemente recirculada. (BOVENDEUR; EDING; HENKEN, 1987; EDING; VAN WEERD, 1999).

Alguns RAS utilizam espécies fotoautotróficas tais como plantas, microalgas e macroalgas, mas em alguns casos, também outros organismos são produzidos, tais como filtradores, detritívoros e bactérias heterotróficas. Este tipo de sistema vem sendo chamado de Aquicultura Integrada Multi-Trófica (IMTA). Exemplos de sistemas IMTA são sistemas de produção de animais marinhos integrados (NEORI *et al.*, 2004), os sistemas aquapônicos (RACOCY, 2007), sistemas de aquicultura particionado (BRUNE *et al.*, 2003), sistemas de bio-flocos (AVNIMELECH, 1999; CRAB *et al.*, 2007), além dos sistemas de perifíton (SCHNEIDER *et al.*, 2005; VERDEGEM *et al.*, 2005),

Microalgas são utilizadas em tratamento de águas residuais, reduzindo os níveis de DQO e DBO, nutrientes, patógenos e metais pesados. Além disso, a biomassa algal pode ser utilizada como alimento, para extração de muitos produtos, bem como sofrer digestão anaeróbia e produzir biogás. A depleção dos níveis de amônia, nitrato, nitrito e fosfato pelo crescimento de microalgas é vantajoso para a remoção desses nutrientes de águas residuais. O princípio da auto-oxigenação por sistemas naturais pode ser efetivamente empregado para correção de muitos ambientes poluídos (MUÑOZ *et al.*, 2006). Estes sistemas utilizam organismos que desempenham um papel dominante na estabilização da qualidade da água de viveiros.

No entanto, a principal desvantagem do uso de microalgas é que as células de algas não são facilmente removidas. Se estas células não são removidas, os compostos nitrogenados

são liberados de volta para a água. Além disso, as elevadas concentrações de microalgas podem causar depleção de oxigênio dissolvido durante a noite, devido às altas taxas de respiração. Portanto, em sistemas aquícolas, as microalgas devem ter todas as seguintes características: (1) células de algas devem ser coletadas por filtração simples, (2) fácil cultivo, (3) tolerar ampla variação de salinidade, e (4) ser um produto rentável (CHUNTAPA; POWTONGSOOK; MENASVETA, 2003).

Spirulina platensis é uma cianobactéria muito estudada especialmente para tratamento de águas residuais, tanto em monocultivos intensivos (TANTICHAROEN; BUNNAG; VONSHAK, 1993; PHANG *et al.*, 2000), quanto em cultivo consorciados (CHUNTAPA; POWTONGSOOK; MENASVETA, 2003). Desde 2000 anos atrás, espécies de *Arthrospira* (*Spirulina*) têm sido usados como alimento já que os seus metabólitos, tais como proteínas, ácidos graxos, esteróides, carotenóides, ficocolóides (ágar, carragena, e alginato), lectinas, ácidos aminados, compostos halogenados, e policetidos são de enorme potencial biotecnológico (CARDOZO *et al.*, 2007; JENSEN; GINSBERG; DRAPEAU, 2001), podendo esta ser utilizadas na alimentação humana ou animal.

Devido a seu elevado valor nutricional, a *Spirulina platensis* tem sido utilizada experimentalmente na aquicultura com sucesso na suplementação de dietas de peixes e camarões em diversas fases da cadeia produtiva (JAIME-CEBALLOS *et al.*, 2006; DERNER *et al.*, 2006; SILVA NETO *et al.*, 2008; MOREIRA *et al.*, 2010).

As espécies de *Bacillus* constituem um grupo de bactérias muito utilizadas na aquicultura na forma de probióticos. Estas bactérias são gram-positivas formadoras de esporos e produzem uma vasta quantidade de compostos antagônicos (MORIARTY, 1998).

Segundo Avnmelech (1999), as bactérias e outros microorganismos utilizam carboidratos, açúcares ou celulose como alimento para gerar energia e se multiplicar produzindo proteínas microbianas. Os potenciais benefícios dos probióticos na aquicultura incluem melhoria da qualidade da água, da nutrição de espécies hospedeiras através da produção de enzimas digestivas suplementares, menor incidência de doenças, maior sobrevivência e melhor resposta imunológica (BOYD; MASSAUT, 1999; VERSCHUERE *et al.*, 2000). Assim, o uso dos probióticos na cultura de organismos aquáticos vem aumentando com a demanda por práticas ambientalmente mais sustentáveis da aquicultura (GATESOUPE, 1999)

Na natureza, a maioria das microalgas e cianobactérias são encontradas em associação com outros microrganismos aeróbios ou anaeróbios, como bactérias. Estes conjuntos bacterianos são conhecidos por influenciar o desenvolvimento ou diminuição da proliferação

de algas (FUKAMI; NISHIJIMA; ISHIDA, 1997). Mesmo os cultivos de microalgas de longo prazo em laboratório mantêm relação simbiótica com bactérias (PARK *et al.*, 2008). O oxigênio molecular a partir da fotossíntese de algas é usado como um aceptor de elétrons por bactérias para degradar a matéria orgânica. O dióxido de carbono (CO₂) da mineralização bacteriana completa o ciclo fotossintético. As interações simbióticas de microalgas e bactérias formam a base demanda biológica de oxigênio (DBO) (OSWALD *et al.*, 1953). Populações mistas (co-cultura ou consórcios) podem executar funções que são difíceis ou mesmo impossíveis para cepas individuais, especialmente aquelas que exigem várias etapas (BRENNER; YOU; ARNOLD, 2008).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o desempenho zootécnico de pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* cultivadas em água oriunda de um efluente tratado pela cianobactéria *Spirulina platensis* na presença ou ausência de probióticos.

2.2 Objetivos específicos

Adequar os efluentes gerados por um pré-berçário de cultivo de *Litopenaeus vannamei* a níveis aceitáveis pela resolução nº 357/2005 do CONAMA;

Avaliar o consumo de compostos nitrogenados e fosfatados pelo cultivo de *Spirulina platensis*;

Comparar a qualidade da água dos efluentes tratados, com e sem a adição das bactérias probióticas;

Evitar o descarte de efluentes para o ambiente e reduzir a demanda de água doce no pré-berçário pelo estabelecimento de um cultivo fechado.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

O presente trabalho foi desenvolvido na Empresa Nova Vida Aquacultura, especializada na engorda e comercialização do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, localizada no município de Beberibe - CE, distante a 85 km da capital do estado. A unidade produtiva da fazenda de carcinicultura, consta com 302,54 ha, sendo esta distribuída em 44 viveiros escavados variando entre 0,8 e 30 ha, com profundidade média de 1,5 m. Além dos viveiros de engorda a empresa conta com um setor de pré-berçários em área aberta e um laboratório com equipamentos para análises físicas, químicas e biológicas da água. O trabalho foi desenvolvido em duas fases, sendo uma em área coberta e outra no ambiente externo com duração total de 50 dias.

3.1 *Spirulina platensis*

3.1.1 Aquisição da microalga

A cepa de *S. platensis* foi adquirida no Laboratório de Planctologia, do Centro de Biotecnologia Aplicada à Aquicultura (CEBIAQUA), pertencentes ao Departamento de Engenharia de Pesca (DEP), do Centro de Ciências Agrárias (CCA) da Universidade Federal do Ceará (UFC). O inóculo de *S. platensis* foi cultivado inicialmente no laboratório em meio Jourdan modificado com salinidade 10 (TABELA 1).

Tabela 1 – Composição química do meio Jourdan modificado.

Reagentes	Quantidades (g L ⁻¹)
Ureia (CH ₄ N ₂ O)	0,07
Sulfato de magnésio heptahidratado (MgSO ₄ .7H ₂ O)	0,2
Sulfato ferroso heptahidratado (FeSO ₄ .7H ₂ O)	0,005
Sulfato de potássio (K ₂ SO ₄)	1,0
Fosfato de amônio (NH ₄ HPO ₄)	0,1
Nitrato de potássio (KNO ₃)	2,0
Cloreto de sódio (NaCl)	10,0
Bicarbonato de sódio (NaHCO ₃)	8,0

Fonte: Adaptado de Jourdan (2001).

3.1.2 Obtenção do meio orgânico

Para a aclimação e cultivo da microalga, o efluente (meio orgânico) foi coletado da água do sistema de drenagem dos pré-berçários em recipientes de 20 litros. O volume armazenado ficou em repouso por 24 horas para decantação, separando restos de ração e fezes. Em seguida, a água foi filtrada em malha de 50 μm e armazenada em garrafa PET revestida com plástico preto por mais 48 horas, para inibir a fotossíntese e assim evitar o desenvolvimento de outras microalgas presentes no meio. O efluente filtrado permaneceu em temperatura ambiente no laboratório da fazenda, para realizar a aclimação da microalga.

O procedimento de preparação do meio orgânico foi repetido ao longo do experimento diversas vezes para aumentar o volume do cultivo.

3.1.3 Aclimação da microalga

Uma alíquota de 100 mL do inoculo da microalga foi armazenada em uma garrafa PET e conduzida imediatamente para a fazenda. No laboratório da fazenda de carcinicultura, o inoculo adquirido foi transferido para um Erlenmeyer com volume total de 1 L e ficou disposto sobre uma bancada, com iluminação fornecida por duas lâmpadas fluorescentes de 20 Watts (W), resultando em uma iluminância de aproximadamente $20 \mu\text{E m}^{-2}\text{s}^{-1}$. A agitação das células foi mantida por aeração constante suprida por um compressor de diafragma e a temperatura média na sala de cultivo foi de 26 °C.

O volume do inoculo foi aumentado à medida que também era aclimatado ao meio orgânico com salinidade de 50 partes. A adição do meio orgânico foi feita diariamente com volumes variáveis a fim de se obter uma elevação de cinco partes na salinidade por dia. O procedimento de aclimação da microalga foi realizado durante sete dias, resultando em um cultivo de *S. platensis* com volume total de 805 mL e uma salinidade de 45.

A equação 1 foi utilizada para calcular o volume de adição do meio orgânico para aumentar a salinidade esta foi desenvolvida a partir da equação química de concentração de soluções.

$$S_f = [(S_i \cdot V_i) + (S_m \cdot V_m)] / V_i + V_m \quad (1)$$

Onde,

S_f = Salinidade final após a mistura (g L^{-1}) (salinidade desejada)

S_i = Salinidade do inoculo (g L^{-1})

V_i = Volume do inoculo (g L^{-1})

S_m = Salinidade do meio (g L^{-1})

V_m = Volume do meio (g L^{-1}) (volume a ser adicionado)

3.1.4 Cultivo da microalga em laboratório

Após a aclimação o volume do cultivo foi elevado para 1 L. O acompanhamento do desenvolvimento da cultura de *S. platensis* foi realizado diariamente, por meio da leitura da absorbância (densidade óptica – DO) de uma amostra de 3,5 mL da água do cultivo em um fotocolorímetro de bancada (ALFAKIT AT 100PB), no comprimento de onda de 680 nm.

Para a avaliação do consumo dos nutrientes do efluente durante o cultivo de *S. platensis* foram realizadas, diariamente, as análises dos parâmetros abióticos da água, nitrogênio amoniacal (N-NH_3), nitrogênio dos nitritos (N-NO_2), nitrogênio dos nitratos (N-NO_3) e ortofosfato (PO_4). As porcentagens de remoção dos nutrientes para o cultivo em laboratório foram calculadas pela equação 2, descrita por Henry-Silva e Camargo (2008):

$$R\% = 100 - [(100 \times C_{\text{trat}}) / C_e] \quad (2)$$

Onde,

$R\%$ = porcentagem de remoção;

C_{trat} = concentração de nutriente no efluente tratado

C_e = concentração de nutriente no efluente de carnicultura.

Os valores de densidade óptica e do consumo dos nutrientes por dia de cultivo de *S. platensis* foram plotados em um gráfico sendo assim determinado o momento de se elevar o volume do cultivo com a adição de mais efluente, ou seja, sempre que algum nutriente limitante se extinguiu. Quando a curva entrava em diminuição do crescimento relativo ou na fase estacionária também foi realizado um ajuste na iluminação para evitar o autosombreamento natural causado pela multiplicação das células da cianobactéria.

O volume de efluente a ser adicionado também foi calculado a fim de se obter uma absorbância mínima de 0,100 e assim manter a mesma densidade óptica inicial em cada cultivo. Este procedimento foi realizado através da equação 3 adaptada de Sipaúba-Tavares e Rocha, (2003).

$$V_m = [(D_i/D_f) V_i] - V_i \quad (3)$$

Onde,

V_m = volume de meio (efluente adicionado) (L);

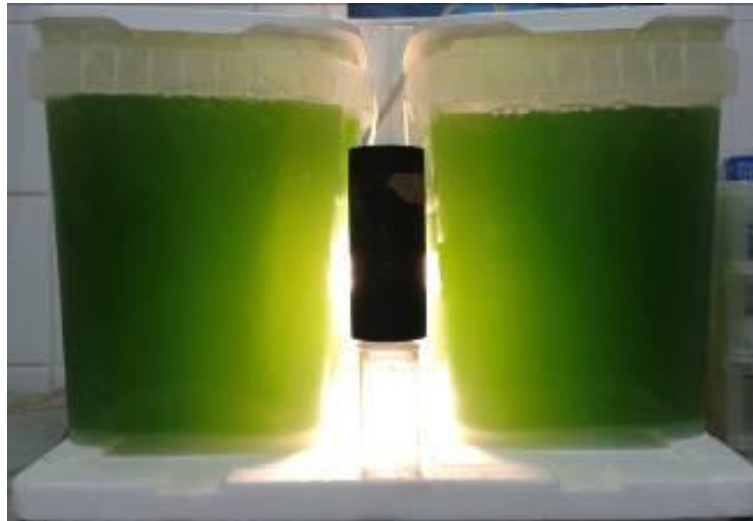
V_i = volume de inoculo (L)

D_i – densidade óptica do cultivo (DO_{680nm}).

D_f – densidade óptica desejada (DO_{680nm});

O volume da cultura de *S. platensis* foi elevado utilizando a metodologia descrita até alcançar um cultivo bem estabelecido com 10 L de volume total a uma densidade óptica (DO_{680nm}) de aproximadamente 0,500 (FIGURA 1).

Figura 1 – Cultivo de *S. platensis* no laboratório.



Fonte: Plácido Soares de Moura

3.1.5 Cultivo da microalga em área aberta

Para o estabelecimento do cultivo de *S. platensis* em ambiente aberto foram filtrados 40 L de efluente, previamente decantado, em uma manta acrílica (perlon) utilizada normalmente para filtragem mecânica de água em aquários. Este volume filtrado foi armazenado por 48 h em um recipiente de polietileno de cor azul escura, garantindo a ausência de luz em seu interior.

A adição do efluente ao cultivo pré-estabelecido de *S. platensis* foi realizada nas primeiras horas do dia, quando a temperatura estava mais baixa (26,5 °C). Para isso, foi utilizado um recipiente de polietileno de 50 L úteis para o cultivo, contendo 10 litros da cultura pré-estabelecida no laboratório e 40 litros do efluente (meio de cultivo). O recipiente utilizado possuía cor branca e era translúcido, possibilitando a iluminação no seu interior (FIGURA 2).

Figura 2 – Cultivo de *S. platensis* no ambiente aberto



Fonte: Plácido Soares de Moura

A agitação do cultivo foi realizada por fluxo de ar constante, regulado com uma válvula de ar, em baixa intensidade (50 L/min), desviado de um compressor radial (15 CV – 22 m³/min) utilizado para aeração dos pré-berçários.

Após a inoculação, a cultura externa permaneceu sob influência das condições naturais de temperatura e iluminação.

O acompanhamento do desenvolvimento da cultura e o cálculo de volume de meio para manter o crescimento, foi realizado de modo idêntico ao citado no cultivo em laboratório. O procedimento de preparação de meio e inoculação do cultivo pré-estabelecido foi repetido, em volumes crescentes, até a obtenção de 1000 L de um cultivo de *S. platensis* no ambiente externo.

Os valores de referência para qualidade de água no efluente utilizado como meio de cultivo foram obtidos da resolução nº 357/2005 do CONAMA, que estabelece padrões de qualidade de corpos d'água para múltiplos fins no caso em questão água salinas de Classe 1, ou seja com salinidade acima de 30 para fins de aquicultura e atividade de pesca (BRASIL, 2005).

3.2 Camarão branco *Litopenaeus vannamei*

3.2.1 Aquisição das pós-larvas

Foram adquiridas 30 mil pós-larvas de *Litopenaeus vannamei*, com 10 dias de vida (PL10), obtidas a partir de reprodutores de cativeiro de uma larvicultura comercial no estado do Rio Grande do Norte. As pós-larvas foram distribuídas igualmente em três sacos transparentes de polietileno com água e oxigênio puro, na proporção de 1:2 respectivamente. Os sacos foram acondicionados em caixas de papelão para proteger os animais do calor excessivo e de choques mecânicos durante o transporte para a fazenda, localizada a cerca de 500 km da larvicultura. As pós-larvas foram transportadas em água com salinidade 45 e temperatura de 26 °C.

3.2.2 Aclimação das pós-larvas

Para a aclimação das pós-larvas foi utilizada uma caixa d'água de fibra de vidro com um volume útil de 1000 L, preenchida com água dos canais de abastecimento com salinidade 45, a água foi desinfetada previamente utilizando hipoclorito de cálcio ($\text{Ca}(\text{ClO})_2$) com 65% de cloro ativo na concentração de 2,5 ppm. Antes da introdução das pós-larvas, a água clorada foi submetida a uma forte aeração por 48 horas para a total eliminação do cloro residual.

A aclimação foi realizada na fazenda logo após a chegada das pós-larvas. Para isso, os sacos de polietileno ainda lacrados foram colocados na caixa de 1.000 L por um período de 20 minutos para evitar choque térmico. Em seguida, os três sacos foram abertos e a

temperatura, oxigênio dissolvido e pH foram monitorados. O equilíbrio dos demais parâmetros abióticos, principalmente pH, salinidade e alcalinidade foi realizado com adições parciais da água de recepção dentro do saco de transporte, até o volume inicial da água de transporte triplicar. Posteriormente, as pós-larvas foram liberadas na caixa de recepção na densidade de estocagem de 30 pós-larvas/L.

As pós-larvas permaneceram na caixa de recepção, com aeração constante, por um período de 24 horas para a perfeita aclimação das mesmas ao ambiente externo, bem como para isolar do experimento a mortalidade ocasionada pelo transporte. A alimentação foi fornecida a cada 2 horas, com uma dieta (2) comercial indicada para situações de estresse (TABELA 2) como transferência, transporte e variações ambientais bruscas, seguindo a taxa de arraçamento de 20% da biomassa total.

3.3 Desenho experimental

O experimento constou de três tratamentos, com cinco repetições cada, totalizando quinze unidades experimentais. Cada unidade experimental foi constituída por um sistema independente em tanques de polietileno de formato cilíndrico (Diâmetro=0,685m e Altura = 0,3 m), com um volume útil de 65 L. Todos os tratamentos foram realizados em um ambiente aberto, com temperatura e iluminação naturais (FIGURA 3).

Figura 3 – Estrutura experimental em ambiente aberto



Fonte: Plácido Soares de Moura

No tratamento 1 (T1-controle), a água foi preparada seguindo o manejo de preparação rotineiro da água dos pré-berçários, sendo utilizada a água oriunda dos canais de abastecimento previamente clorada a 2,5 ppm, e aerada em seguida por 48 horas para a eliminação do cloro residual. Além disso, foi adicionado a cada repetição um probiótico comercial composto por bactérias do gênero *Bacillus*.

No tratamento 2 (T2) foi utilizada a água do efluente dos pré-berçários, na qual foi cultivada a cepa de *S. platensis*. Para o abastecimento das unidades experimentais, o volume necessário para este tratamento (325 L) foi filtrado com o uso da manta acrílica para a redução da densidade celular de *S. platensis*, durante o cultivo dos camarões.

Para o tratamento 3 (T3) foi utilizada a mesma água do tratamento 2, no entanto, foi adicionado a cada repetição o probiótico comercial referido no T1.

3.3.1 Estocagem das pós-larvas

Inicialmente, foram determinados o peso e comprimento médios dos animais (2,717 mg e 8 mm respectivamente) e estes foram transferidos para suas respectivas unidades experimentais, cada uma com aproximadamente 1840 indivíduos. Para a determinação da biomassa em cada unidade experimental foi utilizada a equação 4:

$$BE = N_{rep} \times (P_a / N_{aa}) \quad (4)$$

Onde,

BE = Biomassa estocada

N_{rep} = nº de animais por repetição

P_a = Peso da amostra (g)

N_{aa} = nº de animais da amostra

Dessa forma, a densidade de estocagem inicial foi de 28,31 pós-larvas/L e o cultivo foi realizado durante 15 dias.

3.3.2 Alimentação das pós-larvas

Os animais foram alimentados com duas dietas comerciais, ofertadas a cada duas horas, de 1:00 à 23:00 h. A dieta 1 consistia em uma ração comercial em pó indicada para crescimento na fase de pós-larva e a dieta 2 uma ração comercial com granulometria inferior a 1 mm indicada para aumentar a resistência das pós-larvas em momentos de estresse como variações ambientais bruscas ou doenças. A dieta 2 foi ofertada durante os dias de experimento 1, 2, 14 e 15 nas proporções de 100, 50, 50 e 100% dos tratos diários, sendo que nos dias 2 e 14 ela foi intercalada com a dieta 1. Nos demais dias de experimento, a dieta 2 foi ofertada apenas nos horários de 7:00 e 9:00 horas, por serem as horas imediatamente consecutivas as de maior elevação de temperatura. As quantidades de alimento foram ofertadas com base em uma tabela de arraçamento (TABELA 2) em que foi considerado um ganho de peso diário de 0,002 g e uma sobrevivência de 100%. Assim, a taxa de arraçamento foi de 57, 31, 26, 21, 19, 17, 16, 15, 14, 13, 13, 12, 12, 11 e 11% da biomassa para os 15 dias.

Tabela 2 – Quantidades diárias, dieta utilizada e horários de alimentação das pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* durante o período experimental *.

Dias de Cultivo	Ração g trato ⁻¹	Horários de Alimentação											
		07h	09h	11h	13h	15h	17h	19h	21h	23h	01h	03h	05h
0	0,24	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2
1	0,24	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2
2	0,29	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
3	0,31	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
4	0,36	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
5	0,39	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
6	0,40	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
7	0,43	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
8	0,46	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
9	0,48	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
10	0,51	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
11	0,53	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
12	0,55	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
13	0,58	d2	d2	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1	d1
14	0,60	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2	d1	d2
15	0,63	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2	d2

*(d1) Dieta 1; (d2) Dieta 2

A composição centesimal das dietas utilizadas está descrita na Tabela 3.

Tabela 3 – Composição das rações utilizadas no experimento, níveis de garantia e enriquecimento por quilograma de produto.

Componentes	Quantidade/Kg	
	Dieta 1	Dieta 2
Umidade (máx)	130 g	100 g
Proteína Bruta (mín)	400 g	400 g
Extrato Etéreo (mín)	80 g	60 g
Fibra Bruta (máx)	45 g	30 g
Matéria Mineral (máx)	125 g	150 g
Cálcio (mín – máx)	18 – 28 g	10g
Fósforo (mín)	12,5 g	10g
Fosfolipídeos (mín)	-	20g
HUFA, n-3 (mín)	-	10g
Mix de Imunoestimulante (mín)	-	50g
Vitamina A (mín)	4.000 UI	100.000 UI
Vitamina D3 (mín)	2.200 UI	16.000 UI
Vitamina E (mín)	150 UI	5.000 UI
Vitamina K3 (mín)	10 mg	-
Vitamina B1 (mín)	20 mg	-
Vitamina B2 (mín)	25 mg	-
Vitamina B6 (mín)	25 mg	-
Vitamina B12 (mín)	20 mcg	-
Vitamina B (Complexo) (mín)	-	470 mg
Niacina (mín)	100 mg	-
Pantotenato de Cálcio (mín)	100 mg	-
Ácido Fólico (mín)	10 mg	-
Biotina (mín)	0,4 mg	-
Vitamina C (mín)	150 mg	10.000 mg
Cloreto de Colina (mín)	1500 mg	3.500 mg
Sódio (mín)	2.000 mg	-
Ferro (mín)	10 mg	-
Cobre (mín)	20 mg	-
Magnésio (mín)	1.500 mg	-
Manganês (mín)	20 mg	-
Zinco (mín)	100 mg	-
Cobalto (mín)	2 mg	-
Iodo (mín)	0,5 mg	-
Selênio (mín)	0,2 mg	-
Colesterol	100 mg	-
Betaína	3000 mg	-
Inositol	100 mg	-

Fonte: Rótulo dos Produtos.

3.3.3 Manutenção da qualidade de água

Foram realizadas trocas parciais de 20% do volume total de água a cada 48 horas de cultivo em todas as unidades experimentais e os restos de ração e fezes concentrados no fundo das caixas removidos por sifonagem. O volume reposto foi oriundo de três caixas d'água de fibra de vidro (500 L) reservadas para as trocas, uma com água salgada oriunda dos canais de abastecimento (T1) e as demais com a água de cultivo de *S. platensis* (T2 e T3).

Durante a troca parcial de água nos tratamentos 2 e 3 foi utilizado o efluente tratado pela cultura de *S. platensis*, sendo que o volume necessário para a troca foi filtrado na manta acrílica e adicionado aos respectivos tratamentos, enquanto a biomassa de *S. platensis* concentrada na manta acrílica foi devolvida para a cultura da microalga.

O experimento foi conduzido sem descarte de água nos tratamentos 2 e 3. Dessa forma, o volume retirado de cada tratamento durante as trocas parciais de água foi colocado em repouso em dois recipientes de 70 L, por 1 hora e, em seguida, foi decantado e adicionado novamente ao cultivo de *S. platensis*.

Antes das trocas parciais de água, a salinidade de cada unidade experimental foi mensurada, a fim de se manter a salinidade constante em 50, sendo adicionada a cada troca parcial água com salinidade 0, para compensar a evaporação natural.

3.3.4 Manejo de adição de probiótico e melão

O probiótico comercial utilizado no experimento (T1 e T3) era composto por bactérias heterotróficas das espécies *Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis* na concentração de $5,0 \times 10^{10}$ UFC/g. A adição do produto foi realizada na concentração de 2 ppm, antes da estocagem e a cada 48 horas, após as trocas parciais de água.

Para favorecer a comunidade heterotrófica foi adicionado melão como fonte de carbono (C), considerando-se uma concentração de 40% de C. A massa a ser adicionada foi obtida a partir da concentração de nitrogênio amoniacal total (NAT) sendo utilizada uma relação de 6C:1N conforme sugerido por Avinimelech (1999) e Samocha *et al.* (2007).

As concentrações de nitrogênio amoniacal total (NAT) foram mensuradas após as trocas parciais de água e o procedimento de adição de melão tinha como objetivo manter as concentrações de NAT abaixo de 1 mg L^{-1} .

3.3.5 Monitoramento dos fatores abióticos

O oxigênio dissolvido (O_2D) e a temperatura em graus Celsius ($^{\circ}C$) foram monitorados diariamente nos horários de 7:00, 15:00 e 23:00 enquanto que o potencial hidrogênioônico (pH) foi monitorado apenas nos horários de 7:00 e 15:00. As medições citadas foram realizadas em todas as unidades experimentais durante todo o período experimental.

A determinação do oxigênio dissolvido e da temperatura foi realizada com um oxímetro digital (YSI Incorporated, Modelo: Pro20) e o pH com um medidor de pH digital portátil (Instrutherm, Modelo: PH – 1900), enquanto a salinidade foi monitorada a cada 48 horas com um salinômetro (Instrutherm, Modelo: RTS-101ATC).

A determinação do nitrogênio amoniacal total (NAT) foi realizada antes da estocagem, a cada 48 horas e a cada cinco dias de cultivo, enquanto o nitrogênio dos nitritos ($N-NO_2$), nitrogênio dos nitratos ($N-NO_3$) e ortofosfatos (PO_4), foram avaliados antes da estocagem e a cada cinco dias de cultivo. Para isso, as amostras de água foram submetidas a análises colorimétricas (Alfakit, Spectro Kit) por fotolorimetria (Alfakit, Modelo: AT100PB) e as metodologias utilizadas foram adaptadas pelo fabricante de métodos padrão (APHA, 2005).

A determinação da alcalinidade total e dureza total da água foram realizadas através de titulação (Alfakit, Mod: Unikit de Bancada), antes da estocagem e no último dia de cultivo e a metodologia utilizada também foi adaptada pelo fabricante (APHA, 2005; NBR, 1992, 1996)

3.3.6 Avaliação qualitativa da comunidade fitoplanctônica.

Para a identificação das microalgas desenvolvidas em cada tratamento foram coletadas três amostras de volumes iguais (500 mL) em cada tratamento nos dias 0, 7 e 15 de cultivo. O volume coletado em cada amostra foi fixado com uma solução de formol (4%) tamponado com bórax (0,33%) e com adição de cloreto de sódio (5%) para manter a salinidade da amostra. Para isso foi utilizada uma razão 1:1 de amostra e solução fixadora e o volume total (1L) foi armazenado em garrafas pet.

As microalgas já fixadas foram armazenadas em geladeira ($4^{\circ}C$) por 24 horas e posteriormente foram enviadas ao LABPLANC/UFC para a identificação. A observação dos microrganismos foi feita utilizando microscópios e a identificação foi realizada com uso de chaves de classificação e bibliografia especializada (BOURRELLY, 1968, 1972, 1985).

3.3.7 Desempenho zootécnico das pós-larvas

Foram realizadas duas amostragens biométricas de peso (mg) e comprimento (mm) das pós-larvas, sendo a primeira na estocagem e a última na despesca.

A metodologia utilizada para se obter o peso médio das pl's foi através da pesagem de uma biomassa conhecida (10 g) em uma balança digital (precisão = 0,1 g) e posterior contagem do número total de indivíduos, enquanto a determinação do comprimento foi realizada em uma amostra de 50 indivíduos com um paquímetro analógico (precisão = 0,02 mm).

Ao final do período de cultivo, todos os animais foram retirados dos tanques e sacrificados com água doce gelada (5 °C). Em seguida, a biomassa total foi seca com um pano limpo para a biometria final e contagem.

O desempenho zootécnico das pós-larvas foi avaliado através do ganho de peso, ganho de peso diário, biomassa total produzida, taxa de crescimento específico em peso, índice de conversão alimentar aparente, percentual de sobrevivência, coeficiente de variação do comprimento e ganho em comprimento. As equações utilizadas estão descritas abaixo:

$$GP = Pmf - Pmi \quad (5)$$

Onde,

GP = Ganho de peso (g)

Pmf = Peso médio final (g)

Pmi = Peso médio inicial (g)

$$GPD = Gp / \Delta t \quad (6)$$

Onde,

GPD = Ganho de peso diário (g dia⁻¹)

Δt = variação de tempo (dias)

$$BTP = Gp \times Nif \quad (7)$$

Onde,

BTP = Biomassa total produzida (g)

$$TCE = [(\ln P_{mf} - \ln P_{mi}) / \Delta t] \times 100 \quad (8)$$

Onde,

TCE = Taxa de crescimento específica (% cresc.dia⁻¹)

ln = logaritmo neperiano

$$ICA = B_t / G_p \quad (9)$$

Onde,

ICA = Índice de conversão alimentar aparente

B_t = Biomassa total de alimento ofertada (g)

$$S\% = (N_{if} / N_{ii}) \times 100 \quad (10)$$

Onde,

S% = percentual de sobrevivência (%)

N_{if} = n° de indivíduos final

N_{ii} = n° de indivíduos inicial

$$CV\% = (D_p / C_{mf}) \times 100 \quad (11)$$

Onde,

CV% = coeficiente de variação de comprimento (%)

D_p = Desvio padrão

C_{mf} = Comprimento médio final

$$GC = C_{mf} - C_{mi} \quad (12)$$

Onde,

GC = Ganho em comprimento (mm)

C_{mf} = Comprimento médio final (mm)

C_{mi} = Comprimento médio inicial (mm)

3.3.8 Análise estatística

Os fatores abióticos da água e de desempenho zootécnico das pós-larvas e foram inicialmente avaliados quanto à homogeneidade e normalidade. Os valores foram submetidos à análise de variância (ANOVA: um critério) e quando detectadas diferenças significativas, foi aplicado o teste de Tukey a 5% de significância.

4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1 Cultivo de *Spirulina platensis* em efluente de pré-berçário.

4.1.1 Aclimação da microalga ao efluente.

A metodologia utilizada para a aclimação da microalga ao efluente foi considerada satisfatória, pois a *Spirulina platensis* se adaptou rapidamente ao meio orgânico, sendo observada diariamente uma elevação na densidade óptica antes da adição de meio orgânico, além da observação em microscópio dos tricomas, livres de contaminação por outras espécies de microalgas. A composição do efluente utilizado para a aclimação da cianobactéria consta na Tabela 4.

Tabela 4 - Composição do efluente do pré-berçário utilizado para a aclimação da *Spirulina platensis*.

Parâmetro	Concentração (mg L ⁻¹)
Amonia Total (NH ₃ + NH ₄ ⁺)	1,279
Nitrito (NO ₂ ⁻)	0,023
Nitrato (NO ₃ ⁻)	0,195
Fósforo Reativo (P)	0,847

Fonte: Dados do experimento

4.1.2 Cultivo da microalga em laboratório com efluente do pré-berçário

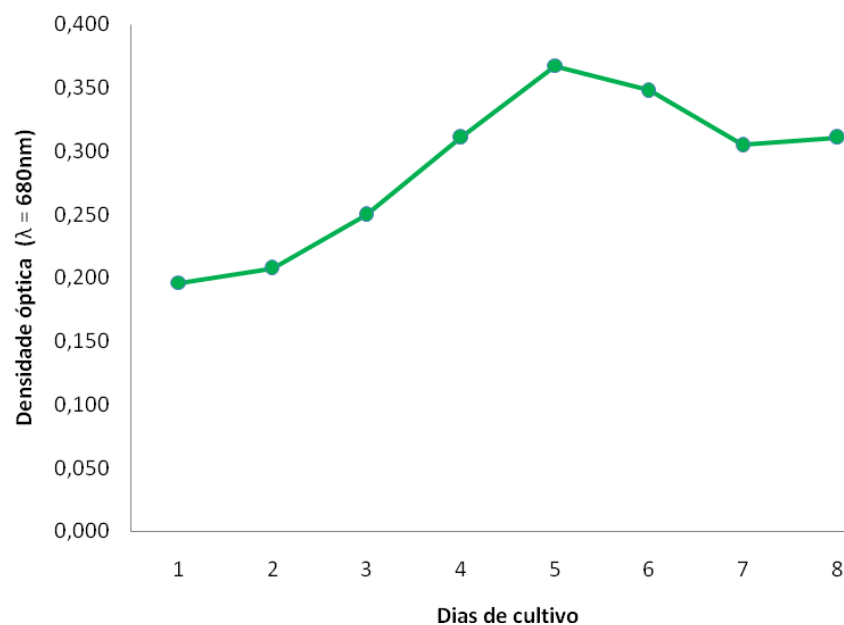
Devido à baixa transparência do efluente, por compostos dissolvidos na água de coloração amarelada, que transpassaram a malha de 50 µm a absorvância do cultivo em laboratório foi avaliada 24 horas após a inoculação, para não interferir na leitura do aparelho. De posse dos valores de densidade óptica e de análises de nitrogênio amoniacal total, nitrito, nitrato e fósforo reativo foi determinada uma curva de crescimento para *S. platensis* e o perfil da redução dos nutrientes pela assimilação celular, durante 8 dias de cultivo, quando ocorreu o total consumo dos nutrientes.

Segundo Lavens e Sorgeloos (1996) o crescimento de uma cultura axênica de microalgas é caracterizado por cinco fases. Fase de indução (1), onde há um atraso no crescimento atribuído à adaptação fisiológica do metabolismo celular para o crescimento, tais como o aumento dos níveis de enzimas e metabólitos envolvidos na divisão celular e a fixação do

carbono; Fase exponencial (2) em que a densidade celular aumenta rapidamente em função do tempo, sendo a taxa de crescimento dependente principalmente da espécie cultivada, intensidade de luz e temperatura; A fase de declínio (3), na qual a divisão celular diminui pela limitação dos nutrientes, luz, pH, dióxido de carbono ou outros fatores físicos e químicos; A fase estacionária (4) quando a taxa de crescimento e mortalidade estão equilibradas, o que resulta numa densidade de células relativamente constante; Fase de morte (5) cuja qualidade da água se deteriora e os nutrientes são esgotados para um nível incapaz de sustentar o crescimento, a densidade celular diminui rapidamente e a cultura entra em colapso.

Como podemos observar na curva de crescimento de *S. platensis* (Figura 4), entre os dias 1 e 2 do cultivo em laboratório houve uma pequena elevação de 0,012 na densidade óptica da cultura em relação ao tempo, caracterizando a fase de indução. A partir do segundo dia de cultivo, a cultura entrou na fase exponencial que durou até o quinto dia de cultivo, quando atingiu a densidade máxima. Em seguida, a cultura entrou na fase de morte observada até o sétimo dia de cultivo quando a densidade óptica diminuiu em 0,062 em relação ao quinto dia. No entanto, a absorvância da cultura, no 8º dia, se estabilizou, evidenciando uma leve recuperação supostamente pela nova disposição de N e P ocasionado pela mortalidade do dia anterior ou pelo aumento de compostos dissolvidos gerados pela lise celular.

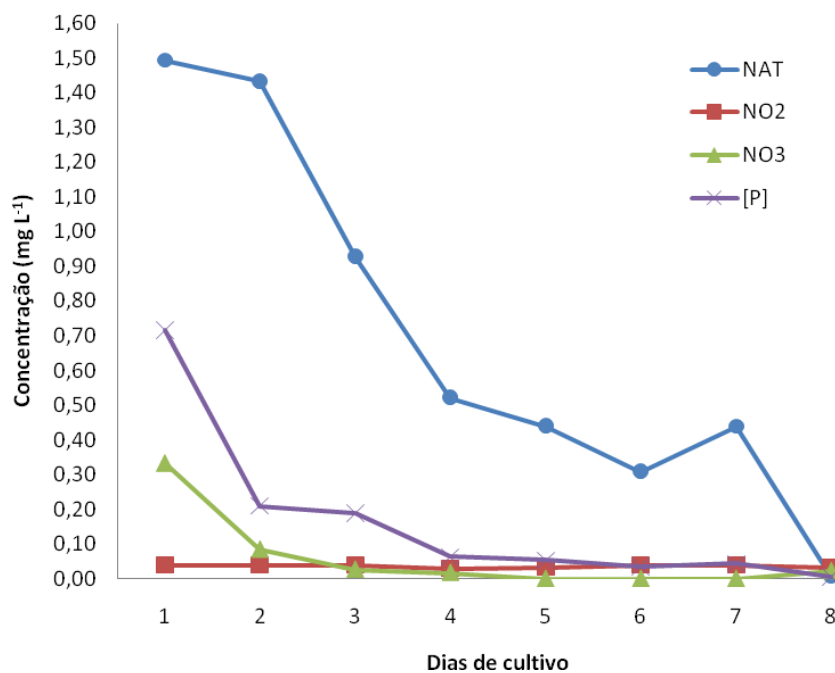
Figura 4 – Curva de crescimento de *S. platensis* durante o tratamento de efluentes do pré-berçário em laboratório.



Quanto ao consumo dos nutrientes (FIGURA 5), durante a fase de indução, o nitrogênio amoniacal total foi reduzido em 4%, o nitrato em 75% e o fósforo reativo em 71% de seus valores iniciais, evidenciando assim o começo da assimilação dos compostos pela cianobactéria. Durante a fase exponencial, o consumo dos nutrientes chegou à 71% para o NAT, 100% para o nitrato e 93% para o fósforo reativo. Quando a cultura se estabilizou, o NAT e o fósforo reativo continuaram sendo consumidos chegando a 79 e 95% de consumo respectivamente. Na fase de morte, o consumo dos nutrientes foi de 71% para NAT, e 94% para fósforo reativo indicando uma disposição destes nutrientes para o meio, enquanto o nitrito permaneceu constante sem grandes variações durante o procedimento.

O cultivo foi encerrado no 8º dia, quando o NAT e fósforo reativo chegaram a 100% de consumo pela assimilação da cianobactéria.

Figura 5 – Perfil de redução de nitrogênio amoniacal total, nitrito, nitrato e fósforo reativo total durante o tratamento de efluentes do pré-berçário em laboratório.



4.1.3 Tratamento de efluentes de pré-berçário na área externa

O tratamento dos efluentes de pré-berçário foi realizado através do cultivo de *S. platensis* na área externa, elevando-se gradativamente o volume da cultura com a adição de mais efluente. Este mesmo procedimento era realizado sempre que havia uma diminuição do crescimento ou quando um nutriente limitante se extinguia no meio.

Segundo Mulder (2009) o cultivo em sistemas de tanques a céu aberto tem sido usado desde a década de 1950 e é o mais utilizado atualmente, porque eles custam menos para construir e operar, o mesmo autor cita que geralmente estes cultivos são alimentados diariamente.

A densidade óptica no ambiente aberto chegou a um valor máximo de 0,700 no cultivo inicial de 50 L, cuja unidade de cultivo possuía uma tampa como proteção, no entanto ao se realizar a elevação do volume para 150 L, em uma caixa d'água com um volume útil de 400 L, o cultivo foi contaminado com rotíferos (Figura 6).

Figura 6 – Rotíferos *Brachionus plicatilis* na cultura externa de *S. platensis*



Fonte: Plácido Soares de Moura

Os sistemas de produção de microalgas a céu aberto são constantemente contaminados por outros organismos acarretando competição e ou predação da espécie alvo. Segundo Flores *et al.* (2003), além da contaminação outros fatores podem limitar o crescimento das culturas ocasionando produtividades reduzidas como a dificuldade de controlar os parâmetros biológicos e físico-químicos e pela baixa captação do CO₂ devido as perdas para a atmosfera.

Após a contaminação, a densidade óptica foi reduzida e ficou mantida em 0,116. As adições de meio subseqüentes foram realizadas na mesma caixa até completar o volume total de 400 L. Após o estabelecimento da cultura de 400 L, o volume total foi transferido para uma caixa de 1.000 L, sendo obtido o volume desejado de efluente tratado para o início do cultivo das pós-larvas.

Como mencionado anteriormente, alguns fatores além da predação podem ter limitado o crescimento das microalgas no ambiente aberto, entre eles a temperatura e salinidade elevadas chegando ao máximo de 39 °C e 50 partes. A temperatura propícia para a produção de microalgas deve permanecer entre 25 e 35 °C (MULDER, 2009)

Apesar da contaminação, os rotíferos não foram capazes de exterminar a população das cianobactérias que estavam adaptadas a salinidade de 50 partes e um pH acima de 9 e a temperaturas extremas de 39 °C. Rojas, Verani e Basile-Martins (1999) testaram o percentual de eclosão do rotífero *Brachionus calyciflorus* em diferentes faixas de temperatura constatando a redução significativa desse parâmetro em pH acima de 9 e temperaturas acima de 35 °C sendo o percentual de eclosão zerado em pH 12 e temperatura de 40 °C. Assim, a cultura de *S. platensis* conseguiu se manter, mesmo em uma densidade baixa.

O cultivo de *Spirulina platensis* em ambiente aberto durou 25 dias e, ao final do experimento, foram determinadas as concentrações médias dos nutrientes presentes nos efluentes após o tratamento (TABELA 5).

Tabela 5 – Concentrações dos compostos nitrogenados e fosfatados durante o tratamento de efluentes do pré-berçário com *Spirulina platensis*, percentual de redução e limite normativo*.

Parâmetro	Concentração (mg L ⁻¹)			
	Inicial	Final	Redução (%)	Limite**
NAT	1,250 ± 0,183	0,006 ± 0,000	99,5	0,400
Nitrito	0,039 ± 0,000	0,033 ± 0,000	16,7	0,070
Nitrato	0,208 ± 0,124	0,022 ± 0,000	89,4	0,400
Ortofosfato	2,404 ± 0,594	0,017 ± 0,000	99,3	-
Fósforo Reativo	0,784 ± 0,194	0,006 ± 0,000	99,3	-

*Concentrações (médias ± desvio padrão), percentuais de redução e concentrações limite normatizadas.

**Padrões de qualidade de águas salinas (acima de 35 partes) de classe 1 que podem ser destinadas: à recreação de contato primário, proteção das comunidades aquáticas, aquíicultura e atividade de pesca de acordo com a Resolução n° 357/2005 do CONAMA (BRASIL, 2005).

4.2 Cultivo das pós-larvas de *Litopenaeus vannamei*.

4.2.1 Monitoramento dos fatores abióticos nas unidades experimentais.

As concentrações de oxigênio dissolvido não diferiram estatisticamente ao longo do período de cultivo nos tratamentos testados (TABELA 6). Um caso pontual de queda de oxigênio ocorreu no tratamento 3, no período noturno, com a concentração de 2,4 mg L⁻¹, sendo este estabilizado nos dias consecutivos. Concentrações de oxigênio dissolvido entre 1,4 e 4,0 mg L⁻¹ são consideradas estressantes, mas não letais (BOYD; TUKER, 1998). Segundo Boyd e Toker (1998), os níveis mínimos para oxigênio dissolvido em viveiros de aquicultura devem estar entre 5 e 15 mg L⁻¹, valores médios abaixo dos citados pelos autores foram encontrados em todos os tratamentos no período da tarde, segundo os mesmos autores a solubilidade do oxigênio em corpos d'água diminui com a elevação da temperatura e salinidade.

Tabela 6 – Concentrações de oxigênio dissolvido durante o cultivo de *Litopenaeus vannamei* nos tratamentos testados*.

Tratamentos	Oxigênio Dissolvido (mg L ⁻¹)		
	Manhã	Tarde	Noite
T1	5,25 ± 0,34	4,50 ± 0,51	5,00 ± 0,42
	(4,40 – 6,20)	(3,30 – 5,60)	(4,10 – 6,20)
T2	5,12 ± 0,47	4,44 ± 0,60	4,92 ± 0,50
	(4,00 – 6,10)	(3,00 – 5,70)	(3,90 – 6,00)
T3	5,10 ± 0,48	4,38 ± 0,59	4,87 ± 0,57
	(4,00 – 6,10)	(3,10 – 5,60)	(2,40 – 6,00)

*Média e desvio padrão das concentrações de oxigênio dissolvido durante os 15 dias de cultivo, por tratamento e período do dia. A omissão de letras indica a ausência de diferenças significativas entre as médias pela análise de variância a 5% de probabilidade quando testadas por linhas. Valores máximos e mínimos entre parênteses.

Quanto aos valores de temperatura (TABELA 7), os mesmos não diferiram estatisticamente entre os tratamentos, no entanto valores muito altos para este parâmetro foram identificados no período da tarde. A temperatura mínima encontrada foi de 25,7 e a máxima de 37,7 °C. As maiores variações de temperatura encontradas durante um dia foram de 10,8; 10,2 e 10,7 °C para os tratamentos 1, 2 e 3 respectivamente. O parâmetro

temperatura foi um fator bastante estressante para as pós-larvas, pois diariamente devido à alta insolação da região os valores ultrapassaram a faixa entre de 26 e 30 °C considerada confortável para a os organismos aquáticos tropicais (BOYD; TUKER, 1998).

Tabela 7 – Valores de temperatura (°C) durante o cultivo de *Litopenaeus vannamei* nos tratamentos testados*.

Tratamentos	Temperatura (°C)			
	Manhã	Tarde	Noite	Diário
T1	27,1 ± 0,70	33,6 ± 1,42	28,0 ± 1,13	29,6 ± 3,09
	(26,0 – 28,4)	(31,0 – 37,3)	(26,0 – 30,0)	(26,0 – 37,3)
T2	27,2 ± 0,73	33,8 ± 1,36	28,0 ± 1,00	29,7 ± 3,15
	(26,0 – 28,5)	(31,0 – 36,9)	(26,0 – 30,0)	(26,0 – 36,9)
T3	27,2 ± 0,76	34,0 ± 1,56	28,1 ± 1,00	29,8 ± 3,25
	(25,7 – 28,6)	(31,1 – 37,7)	(26,0 – 30,0)	(25,7 – 37,7)

*Média e desvio padrão das temperaturas durante os 15 dias de cultivo, por tratamento, período do dia e por um ciclo diário. A omissão de letras indica a ausência de diferenças significativas entre as médias pela análise de variância a 5% de probabilidade quando testadas por linhas. Valores máximos e mínimos entre parênteses.

O pH não diferiu estatisticamente nos tratamentos testados (TABELA 8), nos tratamentos 2 e 3 foram encontrados valores máximos de pH de 9,27 e 9,23 acima do considerado ideal. Em pH maior do que 9 a proporção da amônia não ionizada aumenta podendo causar mortalidade por intoxicação. Todos os outros os valores encontrados estavam dentro da faixa considerada ideal para os viveiros de aquíicultura, entre 7 e 9 (BOYD; TUKER, 1998).

Tabela 8 – Valores de potencial hidrogeniônico durante o cultivo de *Litopenaeus vannamei* nos tratamentos testados*.

Tratamentos	pH		
	Manhã	Tarde	Diário
T1	8,12 ± 0,18 (7,88 – 8,55)	8,60 ± 0,17 (8,29 – 9,00)	8,36 ± 0,30 (7,88 – 9,00)
T2	8,12 ± 0,14 (7,86 – 8,44)	8,60 ± 0,28 (8,23 – 9,27)	8,34 ± 0,32 (7,86 – 9,27)
T3	8,11 ± 0,14 (7,69 – 8,40)	8,53 ± 0,28 (8,10 – 9,23)	8,32 ± 0,31 (7,69 – 9,23)

*Média e desvio padrão dos pH durante os 15 dias de cultivo, por tratamento, período do dia e por um ciclo diário. A omissão de letras indica a ausência de diferenças significativas entre as médias pela análise de variância a 5% de probabilidade quando testadas por linhas. Valores máximos e mínimos entre parênteses.

Não foram detectadas diferenças estatisticamente significativas quando ao nitrogênio amoniacal total entre os tratamentos 2 e 3, no entanto ambos foram significativamente superiores ao tratamento 1 que utilizou água limpa para o cultivo dos animais. A mesma tendência ocorreu para a amônia não ionizada (TABELA 9).

Tabela 9 – Concentrações de compostos nitrogenados e fosfatados durante o cultivo de *Litopenaeus vannamei* nos tratamentos testados*.

Parâmetros	Tratamentos		
	T1	T2	T3
NAT (mg L ⁻¹)	0,262 ± 0,18 ^a	0,718 ± 0,28 ^b	0,827 ± 0,31 ^b
NH ₃ (mg L ⁻¹)	0,0238 ± 0,013 ^a	0,0626 ± 0,029 ^b	0,0708 ± 0,032 ^b
NO ₂ (mg L ⁻¹)	0,0505 ± 0,027 ^a	0,0573 ± 0,020 ^a	0,0583 ± 0,020 ^a
NO ₃ (mg L ⁻¹)	0,133 ± 0,069 ^a	0,170 ± 0,058 ^a	0,173 ± 0,061 ^a
PO ₄ (mg L ⁻¹)	1,251 ± 0,88 ^a	1,218 ± 0,50 ^a	1,383 ± 0,67 ^a
P (mg L ⁻¹)	0,408 ± 0,29 ^a	0,398 ± 0,16 ^a	0,451 ± 0,22 ^a

*Média e desvio padrão das concentrações dos compostos durante os 15 dias de cultivo, por tratamento no período matinal. Médias seguidas de letras iguais não diferiram entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade quando testadas por colunas.

Frías-Espéricueta, Harfush-Melendez e Páez-Osuna (2000) em estudo para determinar a concentração média letal (LC₅₀) de amônia total e tóxica para pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* (PL12), detectaram que os níveis seguros são de 1,22 mg L⁻¹ de amônia total e 0,048 mg L⁻¹ de amônia tóxica. O mesmo estudo realizado por Frías-Espéricueta *et al.* (1999)

para criação de juvenis da espécie detectou como um nível seguro de 6,52 e 7,09 mg L⁻¹ de amônia total e 0,29 e 0,13 mg L⁻¹ de amônia tóxica para juvenis de 0,99 e 3,8 g respectivamente. Os valores médios encontrados para NAT em todos os tratamentos foram inferiores aos estabelecidos para o bom desenvolvimento de pós-larvas de *L. vannamei* enquanto que nas concentrações máximas encontradas para este parâmetro, 0,92 (T1), 1,13 (T2) e 1,37 mg L⁻¹ (T3) apenas no tratamento 3 em duas análises pontuais superou o valor indicado de 1,22 mg L⁻¹.

Frías-Espericueta, Harfush-Melendez e Páez-Osuna (2000) no experimento supracitado expuseram as pós-larvas durante 96 horas em uma concentração de 5 mg L⁻¹ de N-Amoniacal sem observar nenhuma mortalidade, no entanto segundo os mesmos autores as concentrações de N-Amoniacal devem ser reduzidas a níveis não estressantes em que não seja inibida a alimentação nem o crescimento dos animais.

Por outro lado, os valores médios para a amônia não ionizada, nos tratamentos 2 e 3 0,06 e 0,07 mg L⁻¹ respectivamente estavam ligeiramente superiores ao indicado pelos autores (0,048 mg L⁻¹), enquanto que no tratamento 1 a média encontrada foi de 0,02 mg L⁻¹. Os demais parâmetros não diferiram estatisticamente entre os tratamentos testados.

A concentração média de nitritos estava abaixo de 0,3 mg L⁻¹ em todos os tratamentos, estando este composto em concentrações ideais para o cultivo de animais aquáticos (BOYD; TUKER, 1998). Em águas salinas as elevadas concentração de íons cloreto, competem com o nitrito pelos receptores localizados nas células branquiais dos camarões, reduzindo a absorção do nitrito tornando este composto menos nocivo aos animais (KUBITZA, 2003). Os nitratos devem variar entre 0,2 e 10 mg L⁻¹ (BOYD; TUKER, 1998) e os valores encontrados em todos os tratamentos estavam pouco abaixo dessa faixa.

A concentração média de ortofosfato se mostrou bem acima do considerado ideal por Boyd e Toker (1998), que definem a concentração máxima de 0,2 mg L⁻¹ para viveiros de aquicultura. Estes compostos não foram reduzidos provavelmente pela ausência de uma maior quantidade de organismos assimiladores, pois a concentração de *S. platensis* estava muito baixa pelo consumo do zooplâncton e das pós-larvas.

Em tanques e viveiros de aquicultura é esperada uma concentração elevada ortofosfato devido a mineralização da matéria orgânica oriunda das rações pelas bactérias, no entanto o valor máximo 0,2 mg L⁻¹ citado, leva em consideração ambientes naturais em que uma quantidade superior de ortofosfato, favoreceria a eutrofização aumentando o consumo de oxigênio durante a noite e estratificando termicamente a água durante o dia (SÁ, 2012), fato

este improvável de se ocorrer em pré-berçários onde a água está constantemente em movimento pela aeração constante o que mantém os níveis de oxigênio na zona de conforto.

A amônia não ionizada esteve mais concentrada na água durante o início do cultivo das pós-larvas nos tratamentos T2 e T3, observando-se um grande aumento entre o dia 0 (antes da estocagem) e o dia 2 (FIGURA 7). Esta elevação na concentração da amônia tóxica foi ocasionada pelo aumento da amônia total pela atividade metabólica das pós-larvas e pela decomposição da matéria orgânica oriunda da ração e dejetos por bactérias amonificantes (ESTEVES, 2011), pois a água utilizada nos referidos tratamentos já vinha dos berçários, enquanto no T1, além da água ser nova, a comunidade bacteriana ainda não estava estabelecida. O aumento do pH também interfere diretamente na concentração desse composto na água.

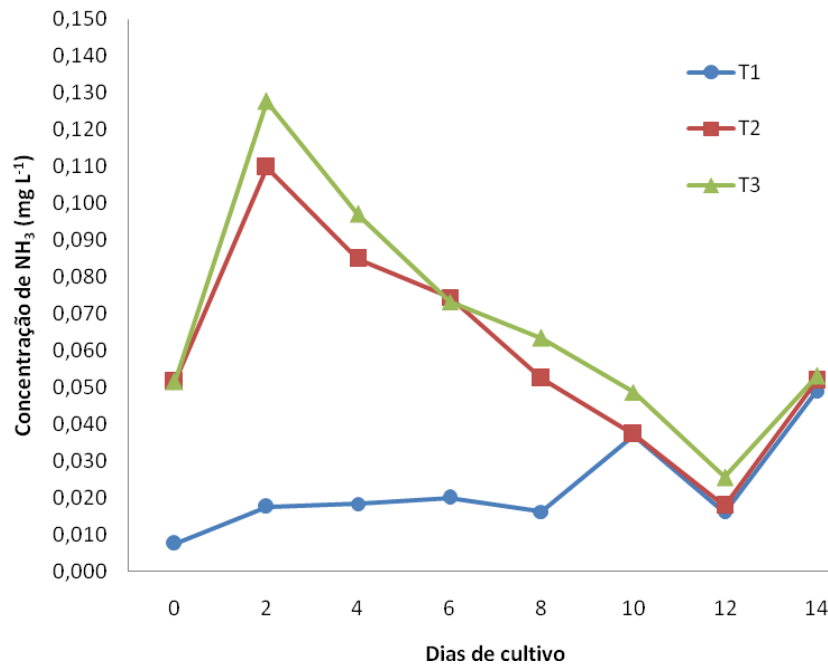
Ao longo do cultivo a amônia não ionizada permaneceu em níveis confortáveis no T1, enquanto em T2 e T3, a concentração só foi reduzida para a zona ideal no 9º e 10º dia respectivamente ($0,48 \text{ mg L}^{-1}$) de cultivo respectivamente, Kubitza (2003) relata que as pós larvas são mais sensíveis à toxidez por amônia do que juvenis e adultos, e que estas podem ter crescimento reduzido ou chegar a morte dependendo da concentração.

Essa diminuição da amônia tóxica nos dias seguintes pode ser explicada pela redução do nitrogênio amoniacal total por bactérias nitrificantes (ESTEVES, 2011), pela redução do pH ocasionado pela decomposição da matéria orgânica. Segundo Sá (2012) durante a decomposição da matéria orgânica há liberação de gás carbônico para a água por ação das bactérias acidificando o meio, sendo este gás assimilado na fotossíntese pelas microalgas.

Dessa forma, a ação conjunta das bactérias nitrificantes e de *S. platensis* contribuíram para a redução dos valores dos compostos nitrogenados nos tratamentos T2 e T3, pois até mesmo os nitratos, que são produtos da nitrificação bacteriana (ESTEVES, 2011), não se acumularam na água dos cultivos. Já no final do cultivo entre os dias 12 e 14 o NAT voltou a se elevar em todos os tratamentos ocasionando juntamente o aumento da amônia tóxica.

A alcalinidade da água permaneceu acima dos 180 mg L^{-1} de CaCO_3 em todos os tratamentos testados, estando estes dentro da faixa considerada ideal para a carcinicultura (BOYD; TUKER, 1998).

Figura 7 – Concentrações de amônia não-ionizada durante o cultivo de pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* nos tratamentos testados*.



*Média das concentrações de amônia não ionizada (NH₃) a cada dois dias de cultivo, por tratamento no período matinal.

4.2.2 Avaliação qualitativa da comunidade fitoplanctônica nas unidades experimentais

A primeira coleta de microalgas foi realizada antes da estocagem das pós-larvas, foram identificadas na água do T1 (água limpa) diversos gêneros de diatomáceas, e dinoflagelados; no tratamento 2 foram identificadas além da *Spirulina* algumas outras microalgas de interesse como *Chaetoceros* que estava abundante na. A composição do tratamento 3 foi a mesma do tratamento 2 devido a origem comum da água de cultivo proveniente dos berçários

A segunda coleta foi realizada aos 8 dias de experimento, sendo identificadas *Nannochloropsis sp.* e *Chaetoceoros sp.* além da permanência dos dinoflagelados na água do T1. Na água do T2 a abundância de *Chaetoceoros* permaneceu, com igual resultado no tratamento 3.

Na terceira coleta, aos 15 dias de cultivo, foram identificadas na água do T1 *Nannochloropsis sp.* e *Tetraselmis sp.* da divisão chorophyta, além de algumas cianofíceas, enquanto no T2 foi observada uma abundância de *Tetraselmis sp* e no T3 de *Chaetoceoros sp.*

Barbieri Júnior e Ostrensky Neto (2001) descrevem algumas das espécies de microalgas mais utilizadas em laboratórios de produção de pós-larvas de camarões marinhos, entre elas *Nannochloropsis oculata*, *Tetraselmis sp.*, *Chaetoceros gracilis* e *Thalassiosira sp.*

Segundo os mesmos autores as microalgas do gênero *Chaetoceros* são as mais utilizadas pela fácil reprodução e riqueza em ácidos graxos polinsaturados.

As espécies identificadas nas unidades experimentais estão descritas na Tabela 10.

Tabela 10 – Composição qualitativa da comunidade fitoplânctônica nas unidades experimentais durante o ciclo de cultivo*.

Divisão	Gênero	T1			T2			T3		
		C1	C2	C3	C1	C2	C3	C1	C2	C3
CHLOROPHYTA	<i>Nannochloropsis sp.</i>	-	x	x	-	-	-	-	-	-
	<i>Tetraselmis sp.</i>	-	-	x	-	x	x*	-	x	x
	<i>Amphiprora sp.</i>	x	-	-	x	-	x	x	-	-
	<i>Amphora sp.</i>	-	x	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Chaetoceros sp.</i>	-	x	x	x*	x*	x	x*	x*	x*
	<i>Cyclotella sp.</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-
CHRYSOPHYTA	<i>Eunotia sp.</i>	x	-	-	x	-	-	x	-	-
	<i>Gyrosigma sp.</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Naviculla sp.</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Nitzschia sp.</i>	x	x	x	x	x	-	x	x	x
	<i>Synedra sp.</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Thalassiosira sp.</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-
CYANOPHYTA	<i>Bacularia sp.</i>	-	x	x	-	-	x	-	-	x
	<i>Geitlerinema sp.</i>	-	-	x	-	x	-	-	x	-
	<i>Pseudanabaena sp.</i>	-	x	x	x	x	x	x	x	-
	<i>Spirulina sp.</i>	-	-	-	x	x	x	x	x	x
EUGLENOPHYTA	<i>Chalamydomonas sp.</i>	x	x	x	-	-	x	-	x	x
	<i>Chilomonas sp.</i>	-	-	-	x	-	-	x	-	-
PHYRROPHYTA	<i>Peridinium sp.</i> ¹	x*	x*	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Peridinium sp.</i> ²	x*	x*	-	-	-	-	-	-	-

* (x) organismo identificado na amostra; (x*) organismo abundante na amostra; (-) organismo não identificado na amostra

4.2.3 Desempenho zootécnico das pós-larvas de *Litopenaeus vannamei*.

Os resultados do desempenho zootécnico das pós-larvas, quanto ao peso médio final \pm desvio padrão foram de $45,07 \pm 6,97$, $42,62 \pm 7,11$ e $41,67 \pm 3,75$ para os tratamentos T1, T2 e T3 respectivamente. Os resultados encontrados para este parâmetro foram considerados satisfatórios pois, todos foram superiores em todos os tratamentos ao encontrado por Carvalho (2010), em que durante a aclimação das pós-larvas (PL 10) de *L. vannamei* por 15 dias às condições laboratoriais encontrou um peso médio final de 0,024g (24 mg) além disso, o peso médio final encontrado no experimento foram equivalentes aos encontrados nos berçários funcionais de maior volume da empresa.

Quanto aos índices de conversão alimentar aparente o menor valor encontrado foi no Tratamento 1 com 1,12, seguido do tratamento 2 com 1,15 e por último o tratamento 3 com 1,2. Segundo Kubitzka (2011), o índice de conversão alimentar reflete diretamente o consumo da ração pelos organismos, sendo fundamental para a redução dos custos de produção.

As sobrevivências foram de $89,67 \pm 2,57$, $93,36 \pm 5,22$ e $93,36 \pm 5,22$ para os tratamentos T1, T2 e T3 respectivamente, valores semelhantes (92 a 95%) de sobrevivência foram encontrados por Silva Neto *et al.* (2008), ao cultivar pós-larvas de *L. vannamei* em salinidade de 35, sob diferentes estratégias alimentares em condições laboratoriais.

O coeficiente de variação de comprimento foi de 17,9% para o Tratamento 1, 22,55% para o Tratamento 2 e 17,49% para o Tratamento 3. O coeficiente de variação fornece a variação dos dados obtidos em relação à média, quanto menor for o seu valor, mais homogêneos serão os dados. O coeficiente de variação é considerado baixo quando for menor ou igual a 25%, estando todos os tratamentos dentro do esperado quanto à homogeneidade.

Embora o maior valor para peso final dos animais tenha sido encontrado no tratamento que utilizou água limpa (T1) com $45,07 \pm 6,97$ mg e a sobrevivência mais elevada no T2 com 93,36%, onde foi utilizada apenas a água de efluente tratada pela *Spirulina platensis* (TABELA 11), nenhum dos parâmetros testados apresentou diferença estatisticamente significativa.

Assim, a reutilização da água do berçário mesmo tratada com uma baixa concentração de tricomas de *S. platensis* permitiu o perfeito desenvolvimento dos animais que não apresentou diferença dos cultivados em água limpa

Tabela 11– Parâmetros zootécnicos de pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* durante o ciclo de cultivo nos tratamentos testados*.

Parâmetros	Tratamentos		
	T1	T2	T3
Peso final (mg)	45,07 ± 6,97	42,62 ± 7,11	41,67 ± 3,75
População. Final (ind)	1.650,0 ± 47,33	1.717,8 ± 96,10	1.650,0 ± 133,25
Ganho de peso (mg)	42,35 ± 6,97	39,90 ± 7,11	38,95 ± 3,75
Biomassa total(g)	69,90 ± 11,98	68,77 ± 14,82	64,20 ± 7,47
Ganho de peso diário (mg dia ⁻¹)	2,82 ± 0,46	2,66 ± 0,47	2,60 ± 0,25
Taxa de crescimento espec.(% g dia ⁻¹)	18,66 ± 1,01	18,28 ± 1,06	18,18 ± 0,61
ICA aparente	1,12 ± 0,18	1,15 ± 0,20	1,20 ± 0,14
Sobrevivência (%)	89,67 ± 2,57	93,36 ± 5,22	89,67 ± 7,24
Comp. Final (mm)	20,31 ± 3,64	20,26 ± 4,57	20,58 ± 3,60
Ganho de comprimento (mm)	12,31 ± 3,64	12,26 ± 4,57	12,58 ± 3,60
CV do comprimento (%)	17,90	22,55	17,49

*Média e desvio padrão dos parâmetros zootécnicos, por tratamento testado. A omissão de letras indica a ausência de diferenças significativas entre as médias pela análise de variância a 5% de probabilidade quando testadas por colunas.

5 CONCLUSÕES

Diante do exposto conclui-se que a cianobactéria *Spirulina platensis*, é capaz de assimilar compostos nitrogenados e fosfatados de um efluente de carcinicultura e reduzir a concentração destes a valores aceitáveis pela legislação ambiental vigente, sendo o seu cultivo capaz de readequar a água para a produção de organismos aquáticos de água salgada.

O desempenho das pós-larvas de camarão marinho no efluente tratado por *S. platensis* na presença ou ausência de bactérias foi considerado satisfatório por obter animais com o peso e sobrevivência adequados para o tempo de cultivo.

O reuso da água do efluente na presença ou ausência de probióticos, é uma alternativa viável para a produção de camarões marinhos, pelo fato de não serem detectadas diferenças significativas em relação ao desempenho de animais cultivados em uma água de origem convencional, no entanto o sistema deve ser aprimorado para evitar elevados valores de temperatura através da instalação de um sombreamento nas unidades de cultivo de pós-larvas.

A reutilização da água do berçário em outro ciclo de cultivo através do tratamento biológico pela microalga evita o descarte de efluentes para o ambiente, além de reduzir demanda de água doce, utilizada para a diminuição da salinidade em unidades de cultivo maiores, no período da estiagem, em que o uso da mesma compensaria apenas a evaporação natural.

REFERENCIAS

ABNT Associação Brasileira de Normas Técnicas- Água - Determinação de Alcalinidade – Métodos potenciométrico e titulométrico / NBR 13736 (Nov/1996)

ABNT Associação Brasileira de Normas Técnicas- Águas - Determinação da dureza total – Método titulométrico do EDTA-Na / NBR 12621 (Set/1992)

APHA; AWWA; WEF. Standard methods for the examination of water and wastewater, 21^a ed., Seção: 2320B, 2340C, 4500F, 4500B, 4500E, pag.27-29, 37-39, 4-114, 4-118, 4-153, Washington, D.C, 2005

AVNIMELECH, Y. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. **Aquaculture**, v. 176, n. (3-4), p. 227-235, June, 1999.

BARBIERI JÚNIOR, Roberto Carlos; OSTRENSKY NETO, Antonio. **Camarões marinhos: reprodução, maturação e larvicultura**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2001. 255 p.

BOVENDEUR, J.; EDING, E. H.; HENKEN, A. M. Design and performance of a water recirculation system for highdensity culture of the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822). **Aquaculture**, v. 63, n. 1-4, p. 329-353, June, 1987.

BOYD, C. E., MASSAUT, L. Risks associated with the use of chemicals in pond aquaculture. **Aquacultural Engineering**, v. 20, n. 2, p. 113-132, June, 1999.

BOYD, C. E.; QUEIROZ, J. Feasibility of retention structure, settling basins and best management practices in effluent regulation for Alabama Channel Catfish Farming. **Reviews in Fisheries Science**, Boca Raton, v. 9, n. 2, p. 43-67, 2001.

BOYD, C. E.; SCHIMITTOU, H. R. Achievement of sustainable aquaculture through environmental management. **Aquaculture, Economics and Management**, Philadelphia, v. 3, n. 1, p. 59-69, 1999.

BOYD, C. E.; TUCKER, C. S. Pond Aquaculture Water Quality Management. Boston, MA: Kluwer Academic Publishers (1998).

BOURRELLY, P. **Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique**. Tome II: Les algues jaunes et brunes. Paris: Éditions M. Boubée & Cie, 1968. 437p.

BOURRELLY, P. **Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique**. Tome I: Les algues vertes. Paris: Éditions M. Boubée & Cie, 1972. 572p.

- BOURRELLY, P. **Les algues d'eau douce**: Initiation à la systématique. Tome III: Les algues bleues et rouges. Paris: Éditions M. Boubée & Cie, 1985. 509p.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº 357, de 17 de março de 2005.
- BRENNER, K.; YOU, L.; ARNOLD, F. H. Engineering microbial consortia: a new frontier in synthetic biology. **Trends in Biotechnology**, v. 26, p. 483-489, Sept. 2008.
- BRUNE, D. E. *et al.* Intensification of pond aquaculture and high rate photosynthetic systems. **Aquacultural Engineering**, v. 28, n. 1-2, p. 65-86, June, 2003.
- BUNTING, S.W. **Low impact aquaculture**. Centre for Environment and Society Occasional Paper 2006-3. University of Essex, UK. 2006.
- BURFORD, M. A.; GLIBERT, P. M. Short-term nitrogen uptake and regeneration in early and late growth phase shrimp ponds. **Aquaculture Research**, v. 30, n. 3, p. 215-227, Mar. 1999.
- CAMPOS, J.N.B e STUDART, T.M.C. Secas no Nordeste do Brasil: Origens, Causas e Soluções. 2001. Disponível em: <
[http://www.deha.ufc.br/ticiania/Arquivos/Publicacoes/Congressos/2001/Secas_no_Nordeste_d
o_Brasil_08_de_junho_def.pdf](http://www.deha.ufc.br/ticiania/Arquivos/Publicacoes/Congressos/2001/Secas_no_Nordeste_do_Brasil_08_de_junho_def.pdf) > Acesso em: 01 de Junho de 2013.
- CARDOZO, K. H. M. *et al.* Metabolites from algae with economical impact. **Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology**, v. 146, n. 1-2, p. 60-78, 2007.
- CARVALHO, F. V. **Berçário experimental de camarões marinhos em sistema heterotrófico com uso de probiótico**. 2010. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aquicultura) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2010
- CHUNTAPA, B.; POWTONGSOOK, S.; MENASVETA, P. Water quality control using *Spirulina platensis* in shrimp culture tanks. **Aquaculture**, v. 220, n. 1-4, p. 355-366, Apr. 2003.
- COSTA, D. M. A.; MELO, H. N. S.; FERREIRA, S. R. Influência da salinidade na taxa de evaporação da água. 2006. Disponível em: <
<http://www2.ifrn.edu.br/ojs/index.php/HOLOS/article/view/14>, Acesso em: 07 de Junho de 2013.
- CRAB, R. *et al.* Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. **Aquaculture**, v. 270, n. 1-4, p. 1-14, Sept. 2007.

- DERNER, R. B. *et al.* Microalgas, produtos e aplicações. **Ciência Rural**, v. 36, n. 6, p. 1959-1967, nov./dez. 2006.
- DINIZ, C. R. *et al.* Uso de macrófitas aquáticas como solução ecológica para melhoria da qualidade de água. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, p. 226-230, 2005. Suplemento.
- EDING, E. H.; VAN WEERD, J. H.: Grundlagen, aufbau und management von kreislaufanlagen. DLG-Verlagsgesellschaft-GmbH, Frankfurt, Germany 1999.
- ESTEVEZ, Francisco de Assis. **Fundamentos de Limnologia**. 3. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 2011. 826 p.
- FAO - The State of World Fisheries and Aquaculture 2012. 230p. Rome, 2012.
- FLORES, C. C. *et al.* Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas. *INCI* [online]. 2003, vol.28, n.8, pp. 450-456.
- FRÍAS-ESPERICUETA, M. G. *et al.* Acute Toxicity of Ammonia to Juvenile Shrimp *Penaeus vannamei* Boone (1999) **Bulletin of environmental contamination and toxicology** v. 62 p. 646-652, 1999
- FRÍAS-ESPERICUETA, M. G.; HARFUSH-MELENDZ, M.; PÁEZ-OSUNA, F. Effects of Ammonia on Mortality and Feeding of Postlarvae Shrimp *Litopenaeus vannamei*. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology** v. 65 p. 98-103, 2000.
- FUKAMI, K.; NISHIJIMA, T.; ISHIDA, Y. Stimulative and inhibitory effects of bacteria on the growth of microalgae. **Hydrobiologia**, v. 358, n. 1-3, p. 185-191, 1997.
- GÁL, D. *et al.* Experiments on the operation of a combined aquaculture–algae system. **Aquaculture International**, v. 15, n. 3-4, p. 173-180, June, 2007.
- GATESOUBE, F. J. The use of probiotics in aquaculture. **Aquaculture**, v. 180, n. 1-2, p. 147-165, Oct. 1999.
- GODFRAY, H. C. J. *et al.* Food security: the challenge of feeding 9 billion people. **Science**, v. 327, n. 5967, p. 812-818, Feb. 2010.
- GURJÃO, L. M. **Uso integrado de sedimentação, ostras e macroalgas para tratamento de efluente de carcinicultura**. 2004. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2004.
- HAMBREY, J. 2000 **Environmental management of aquaculture development**. INFOFISH International, Malaysia, 5: 25-29.

HENRY-SILVA, G. G.; CAMARGO, A. F. M. Tratamento de efluentes de carcinicultura por macrófitas aquáticas flutuantes. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 37, n. 2, p. 181-188, 2008.

INFOPECA INTERNACIONAL n° 53. PRODUCCIÓN CAMARONERA. Janeiro/Março 2013. Disponível em:
<http://www.abccam.com.br/images/stories/infopesca%20n%2053%20janeiro%20a%20maro%202013.pdf> > Acesso em: 20/06/2013.

JACKSON, C. *et al.* Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. **Aquaculture**, v. 218, n. 1-4, p. 397-411, Mar. 2003.

JAIME-CEBALLOS, B. J. *et al.* Substitution of *Chaetoceros muelleri* by *Spirulina platensis* meal in diets for *Litopenaeus schmitti* larvae. **Aquaculture**, v. 260, n. 1-4, p. 215-220, Sept. 2006.

JENSEN, G.; GINSBERG, D.; DRAPEAU, C. Blue-green algae as an immuno-enhancer and biomodulator. **The Journal of the American Nutraceutical Association**, v. 3, n. 4, p. 24-30, 2001.

JOURDAN, JEAN-PAUL. **Teaching manual: grow your own Spirulina**. Geneva: Switzerland. 2001.

KUBITZA, Fernando. **Qualidade da água: No cultivo de peixes e camarões**. Jundiaí: Fernando Kubitza, 2003. 228 p.

KUBITZA, Fernando. **Tilápia: Tecnologia e planejamento na produção comercial**. 2. ed. Jundiaí: Fernando Kubitza, 2011. 316 p.

LAVENS, P.; SORGELOOS, P. **Manual on the production and use of live food for aquaculture**. Rome: FAO Fisheries Technical Paper n°. 361, 1996. 295p. Disponível em <ftp.fao.org/docrep/fao/003/w3732e/w3732e00.pdf>

LEITAO, R. C. *et al.* Reúso da água da despesca na produção de camarão. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 15, n. 12, p. 1314-1320, 2011.

LIMA, P. P. **Influência da salinidade e temperatura da água nas respostas comportamental e fisiológica de camarões marinhos *Litopenaeus vannamei* (BOONE 1931)**. 2011. Dissertação (Mestrado em Psicobiologia) – Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2011.

- MARTINS, C. I. M. *et al.* New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: a perspective on environmental sustainability. **Aquacultural Engineering**, v. 43, n. 3, p. 83-93, Nov. 2010.
- MEZZOMO, N. *et al.* Cultivation of microalgae *Spirulina platensis* (*Arthrospira platensis*) from biological treatment of swine wastewater. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 30, n. 1, p. 173-178, 2010.
- MOREIRA, R. L. *et al.* Utilização de *Spirulina platensis* como suplemento alimentar durante a reversão sexual de tilápia do nilo. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 23, n. 2, p. 134-141, abr./jun. 2010.
- MORIARTY, D. J. W. Control of luminous *Vibrio* species in penaeid aquaculture ponds. **Aquaculture**, v. 164, n. 1-4, p. 351-358, May, 1998.
- MOTA, Suetônio; AQUINO, Marisete Dantas de; SANTOS, André Bezerra Dos (Org.). **Reúso de águas em irrigação e piscicultura**. Fortaleza: Universidade Federal do Ceará/ Centro de Tecnologia, 2007. 350 p.
- MULDER, J. P. **Micro-Algas: A nova Agricultura**. Mimeo, Recife: Universidade Federal de Pernambuco, 2009.
- MUÑOZ, R. *et al.* Sequential removal of heavy metals ions and organic pollutants using an algal–bacterial consortium. **Chemosphere**, v. 63, n. 6, p. 903-911, May, 2006.
- NEORI, A. *et al.* Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern mariculture. **Aquaculture**, v. 231, n. 1–4, p. 361-391, Mar. 2004.
- NUNES, A. J. P. **Guia Purina: Fundamentos da Engorda de Camarões Marinhos**. 2 ed., 2004. 42 p.
- OSWALD, W. *et al.* Algae symbiosis in oxidation ponds: III. Photosynthetic oxygenation. **Sewage and Industrial Wastes**, v. 25, n. 6, p. 692-705, June, 1953.
- PARK, Y. *et al.* Growth promotion of *Chlorella ellipsoidea* by coinoculation with *Brevundimonas sp.* isolated from the microalga. **Hydrobiologia**, v. 598, n. 1, p. 219-228, Fev. 2008.
- PHANG, S. M. *et al.* *Spirulina* cultivation in digested sago starch factory wastewater. **Journal of Applied Phycology**, v. 12, n. 3-5, p. 395-400, Out. 2000.

- PIEDRAHITA, R. H. Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. **Aquaculture**, v. 226, n. 1-4, p. 35-44, Out. 2003.
- RACOCY, J. E., 2007. Aquaponics: integrated fish and plant culture. In: Timmons, M.B, Ebeling, J.M. (Eds.), Recirculating Aquaculture. NRAC Publ. no. 01-007. Cayuga Aqua Ventures, Ithaca, NY, pp. 767–822, 975pp.
- RAMOS, R.; VINATEA, L.; COSTA, R. Tratamiento de efluentes del cultivo de *Litopenaeus vannamei* por sedimentación y filtración por la ostra *Crassostrea rhizophorae*. **Latin American Journal of Aquatic Research**, v. 36, n. 2, p. 235-244, nov. 2008.
- ROCHA, I. P. **Current status and trends in Brazilian shrimp farming**. INFOFISH International, Malaysia, v. 5, p. 24-28, 2011.
- 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**, v. 39, n. 4, p. 540-547, out./dez. 2008.
- ROJAS, N. E. T.; VERANI, J. R.; BASILE-MARTINS, M. A. Influência de fatores abióticos na eclosão de ovos dormentes do rotífero *Brachionus calyciflorus* Pallas (Monogononta, Ploima). **Revista Brasileira de Zoologia**. [online]. 1999, vol.16, suppl.2, pp. 27-35.
- ROSENTHAL, H. *et al.*, Flow-through and recirculation systems. EIFAC, 100, 1986
- SÁ, Marcelo Vinícius do Carmo e. **Limnocultura: Limnologia para Aquicultura**. Fortaleza: Edições UFC, 2012. 218 p.
- SAMOCHA, T. M. *et al.* Use of molasses as source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopenaeus vannamei*. **Aquacultural Engineering**, v. 36, p. 184-191, 2007.
- SAMPAIO, L. A.; TESSER, M. B.; WASIELESKY JÚNIOR, W. Avanços da maricultura na primeira década do século XXI: piscicultura e carcinocultura marinha. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, p. 102-111, 2010. Suplemento especial.
- SCHNEIDER, O. *et al.* Analysis of nutrient flows in integrated intensive aquaculture systems. **Aquacultural Engineering**, v. 32, p. 379-401, 2005.
- SEIFFERT, W., G.; FOES, K.; ANDREATTA, E.; BELTRAME, E. Cultivo de juvenis de *Litopenaeus vannamei* em viveiros berçários traz flexibilidade ao produtor. Universidade Federal de Santa Catarina, Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, Jan - Fev de 2003.

SILVA NETO, J. F. *et al.* Cultivo experimental de pós-larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* submetidas a três estratégias de alimentação. **Revista Ciência Agrônômica**, v. 39, n. 3, p. 410-415, jul./set. 2008.

SIPAÚBA-TAVARES, Lucia Helena; ROCHA, Odete. **Produção de plâncton (fitoplâncton e zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos**. São Carlos: Rima, 2003. 106 p.

SUMMERFELT, S. T. *et al.* Process requirements for achieving full-flow disinfection of recirculating water using ozonation and UV irradiation. **Aquacultural Engineering**, v. 40, n. 1, p. 17-27, Jan. 2009.

TAL, Y. *et al.* Environmentally sustainable land-based marine aquaculture. **Aquaculture**, v. 286, n. 1-2, p. 28-35, Jan. 2009.

TANTICHAROEN, M.; BUNNAG, B.; VONSHAK, A. Cultivation of Spirulina using secondary treated starch wastewater. **Australasian Biotechnology**, v. 3, p. 223-226, 1993.

TRAVAINI-LIMA, F.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Efficiency of a constructed wetland for wastewaters treatment. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 24, n. 3, p. 255-265, 2012.

VERDEGEM, M. C. J. *et al.* 2005. Similarities between microbial and periphytic biofilms in aquaculture systems. In: Azim, M.E., Verdegem, M.C.J., van Dam, A.A., Beveridge, M.C.M. (Eds.), *Periphyton, Ecology, Exploitation and Management*. CABI Publishing, Cambridge, MA, USA, pp. 191-206, 325 p.

VERDEGEM, M. C. J. *et al.* Comparison of effluents from pond and recirculating production systems receiving formulated diets. **World Aquaculture**, v. 30, n. 4, p. 28-32, 1999.

VERDEGEM, M. C. J.; BOSMA, R. H.; VERRETH, J. A. J. Reducing water use for animal production through aquaculture. **International Journal of Water Resources Development**, v. 22, n. 1, p. 101-113, 2006.

VERSCHUERE, L. *et al.* Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 64, n. 4, p. 655-671, dez. 2000.

VILLARROEL, M.; ALVARIÑO, J. M. R.; DURAN, J. M. Aquaponics: integrating fish feeding rates and ion waste production for strawberry hydroponics. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 9, n. 2, p. 537-545, 2011.

XAVIER, Teresinha de Maria Bezerra S. **Tempo de Chuva: Estudos Climáticos e de Previsão para o Ceará e Nordeste Setentrional**. Fortaleza: ABC Editora, 2001. 478 p.

ZOHAR, Y., TAL, Y., SCHREIER, H.J., STEVEN, C., STUBBLEFIELD, J., PLACE, A., 2005. Commercially feasible urban recirculated aquaculture: addressing the marine sector. In: Costa-Pierce, B. (Ed.), *Urban Aquaculture*. CABI Publishing, Cambridge, MA, pp. 159–171.