

JÉSSIKA LIMA DE ABREU

**UTILIZAÇÃO DO RESÍDUO SÓLIDO DE UM SISTEMA DE BIOFLOCOS COMO
MEIO DE CULTURA PARA PRODUÇÃO DA MICROALGA *Navicula* sp.**

**RECIFE,
2016**



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E AQUICULTURA

**UTILIZAÇÃO DO RESÍDUO SÓLIDO DE UM SISTEMA DE BIOFLOCOS COMO
MEIO DE CULTURA PARA PRODUÇÃO DA MICROALGA *Navicula* sp.**

Jéssika Lima de Abreu

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco como requisito parcial para obtenção do título de Mestre.

Prof. Dr. Alfredo Olivera Gálvez
Orientador

Prof. Dr. Luis Otavio Brito da Silva
Coorientador

Recife,
2016

Ficha catalográfica

A162u Abreu, Jéssika Lima de
 Utilização do resíduo sólido de um sistema de bioflocos
 como meio de cultura para produção da microalga *Navicula*
 sp. / Jéssika Lima de Abreu. – Recife, 2016.
 47 f. : il.

 Orientador: Alfredo Olivera Gálvez.
 Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e
 Aquicultura) – Universidade Federal Rural de Pernambuco,
 Departamento de Pesca e Aquicultura, Recife, 2016.
 Referências.

 1. Tratamento de efluentes 2. *Navicula* sp.; 3. Bioflocos
 4. Microalgas I. Gálvez, Alfredo Olivera, orientador II. Título

CDD 639.3

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E AQUICULTURA

**UTILIZAÇÃO DO RESÍDUO SÓLIDO DE UM SISTEMA DE BIOFLOCOS COMO
MEIO DE CULTURA PARA PRODUÇÃO DA MICROALGA *Navicula* sp.**

Jéssika Lima de Abreu

Dissertação julgada adequada para obtenção do
título de Mestre em Recursos Pesqueiros e
Aquicultura. Defendida e aprovada em
16/02/2016 pela seguinte Banca Examinadora.

Prof. Dr. Alfredo Olivera Gálvez

(Orientador)

[Departamento de Pesca e Aquicultura - DEPAq]

[Universidade Federal Rural de Pernambuco]

Prof. Dr. Eudes de Souza Correia

[Departamento de Pesca e Aquicultura - DEPAq]

[Universidade Federal Rural de Pernambuco]

Prof(a). Dr(a). Suzianny Maria Bezerra Cabral da Silva

[Departamento de Pesca e Aquicultura - DEPAq]

[Universidade Federal Rural de Pernambuco]

Prof(a). Dr(a). Paulo Roberto Campagnoli de Oliveira

(Suplente)

[Departamento de Pesca e Aquicultura - DEPAq]

[Universidade Federal Rural de Pernambuco]

Prof(a). Dr(a). Ranilson de Souza Bezerra

(Suplente)

[Departamento de Bioquímica]

[Universidade Federal de Pernambuco]

Dedicatória

Dedico esse trabalho ao meu avô: Antônio Batista Acácio (in memoriam) pelo amor, força e exemplo de vida.

Agradecimentos

Agradeço a Deus, por tudo o que me foi proporcionado durante os dois anos de Mestrado, por ter me dado coragem e força para concluir mais uma etapa da minha vida.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco, em especial ao Programa de Pós-graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura (PPG-RPAq) e ao Departamento de Pesca e Aquicultura, em nome de todos os professores e funcionários, pelo acolhimento e contribuição para a minha formação, durante toda essa jornada.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo subsídio da bolsa de pesquisa e a agência Financiadora de Estudos e Projetos (FINEP) em sua Rede de Carcinicultura Nacional (RECARCINA), pelo apoio financeiro para o desenvolvimento das pesquisas (Convênio Nº 01.12.0558.00).

Ao Prof. Dr. Alfredo Olivera Gálvez (orientador) e ao Dr. Luis Otavio Brito da Silva (coorientador) pela paciência, dedicação, ensinamentos e por se fazerem presente sempre que surgiam dúvidas.

Aos meus amigos, que sempre estiveram presentes durante toda a minha jornada desde a graduação, especialmente Elizabeth Santos, Barbara Brandão, Cecília Craveiro, Daniel Beckman, e Rodolfo de Paula pela amizade e momentos de descontração que me foram proporcionados. E aos colegas do Laboratório de Produção de Alimento Vivo (LAPAVI) por toda a ajuda necessária para a realização das pesquisas, em especial, a Marcele Trajano e Laenne Barbara pela amizade, paciência, ajuda e momentos de descontração.

Aos meus familiares, em especial meus pais Maria do Carmo Lima de Abreu e Fábio Batista de Abreu e irmã, Katariny Lima de Abreu pelo amor, dedicação, carinho, apoio e exemplo durante toda essa jornada. Ao Rodolfo Santos de Santana pela paciência, amor, dedicação e por se fazerem presente em todos os momentos. E a todos aqueles que, de alguma forma, se fizeram presente durante essa etapa.

Resumo

As microalgas são amplamente utilizadas na aquicultura, por apresentarem alto valor nutricional, o objetivo deste estudo foi avaliar o crescimento da microalga *Navicula* sp. utilizando resíduo sólido de um cultivo em sistema de biofloco, como meio de cultura. Para tanto, foram realizados dois experimentos: o primeiro com adição de metais traços ao meio com resíduo e o segundo sem adição de metais traços ao meio com resíduo, totalizando cinco tratamentos (sendo um controle), com três repetições cada: R0C100 (0% de resíduo e 100% de meio Conway); R25C75 (25% de resíduo e 75% de meio Conway); R50C50 (50% de resíduo e 50% de meio Conway), R75C25 (75% de resíduo e 25% de meio Conway) e R100C0 (100% de resíduo e 0% de meio Conway). Os cultivos tiveram duração de 10 dias e foram realizados em erlenmeyers com volume útil de 1L, com inóculo inicial de 5×10^4 cél.mL. As unidades foram mantidas sob aeração constante e luminosidade de 2.000 Lux, para o acompanhamento da densidade celular máxima (DCM), tempo de duplicação (TD) e a velocidade de crescimento (K) realizaram-se contagens diárias com o auxílio da câmara de Neubauer. O pH e a temperatura foram mensurados no início e final dos experimentos, para as análises estatísticas foram utilizados os testes de Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA e Tukey ($P < 0,05$). A análise química do resíduo sólido mostrou que o mesmo apresenta 3,83 g/L de nitrogênio total, 1,25 g/L de fósforo total e 0,32 g/L de enxofre. As variáveis de qualidade da água estiveram em concentrações normais de cultivo. Quanto ao crescimento, mesmo não havendo diferença significativa entre os tratamentos, o tratamento R50C50 apresentou maior densidade celular no experimento com metais traços e o tratamento R25C75 apresentou maior densidade celular no experimento sem metais traços, ressaltando que a presença de metais traços favoreceu o crescimento da *Navicula* sp. O estudo mostrou que o meio com resíduo pode ser utilizado em qualquer proporção no cultivo da *Navicula* sp.

Palavras-chave: Tratamento de efluente; microalgas; *Navicula* sp.; biofloco

Abstract

Microalgae are widely used in aquaculture for their high nutritional value, the objective of this study was to evaluate the growth of microalgae *Navicula* sp. using a solid residue biofloc cultivation system as culture medium. Therefore, two experiments were conducted: the first with the addition of trace metals to the environment with waste and the second without the addition of trace metals to the environment with waste, totaling five treatments (one control) with three replicates each: R0C100 (0% residue and 100% means Conway); R25C75 (25% waste and 75% medium Conway); R50C50 (50% waste and 50% medium Conway) R75C25 (75% waste and 25% medium Conway) and R100C0 (100% and 0% residue Conway medium). The crops had 10 days duration and were conducted in Erlenmeyer flasks with a volume of 1L, with initial inoculum of 5×10^4 cél.mL. The units were kept under constant aeration and luminosity of 2.000 lux, for monitoring the maximum cell density (DCM), doubling time (DT) and growth rate (K) were held daily counts with the help of a Neubauer chamber. The pH and temperature were measured at the beginning and end of the experiments, for statistical analysis tests were used Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA and Tukey ($P < 0.05$). Chemical analysis of the solid residue showed that it has 3,83 g/L of total nitrogen, 1,25 g/L total phosphorus and 0,32 g/L of sulfur. Water quality variables were in normal concentrations of cultivation. As for growth, even with no significant difference between treatments, the R50C50 treatment showed higher cell density in the experiment with trace metals and R25C75 treatment showed higher cell density in the experiment without trace metals, noting that the presence of trace metals favored growth *Navicula* sp. The study showed that the medium with residue can be used in any proportion in the cultivation of *Navicula* sp.

Keywords: wastewater treatment; microalgae; *Navicula* sp .; biofloc.

Lista de tabelas

	Página
Tabela 1 – Composição do meio Conway.....	31
Tabela 2 – Composição da solução de metais traços para 10 mL de água destilada	32
Tabela 3 – Valores médios do pH inicial e final dos experimentos 1 e 2.....	33
Tabela 4 – Valores médios da temperatura inicial e final dos experimentos 1 e 2.....	34
Tabela 5 – Valores da densidade celular máxima (DCM) dos experimentos 1 e 2	35
Tabela 6 – Valores médios da velocidade de crescimento (K) e do tempo de duplicação (TD) dos experimentos 1 e 2	36

Sumário

Página

Dedicatória

Agradecimento

Resumo

Abstract

Lista de tabelas

1- Introdução.....	10
2- Objetivos.....	12
2.1- Objetivo Geral.....	12
2.2- Objetivos específicos.....	12
3- Revisão de literatura.....	12
4- Referência bibliográfica	16
5- Artigo científico	25
5.1- Artigo científico: Caracterização e reutilização do resíduo sólido de um cultivo em sistema BFT para produção da <i>Navicula</i> sp.....	25

1- Introdução Geral

No âmbito da aquicultura, a carcinicultura é uma das atividades de maior importância econômica no mundo, representando grande rentabilidade ao setor. Segundo dados da FAO, em 2012 a produção aquícola mundial foi de 90,4 milhões de toneladas, dos quais 6,4 milhões foram gerados de crustáceos (FAO, 2014). No Brasil, a principal espécie cultivada é o camarão branco do Pacífico (*Litopenaeus vannamei*), em 2014 a produção foi de aproximadamente 65.018 t evidenciando o grande potencial do país nessa atividade (IBGE, 2014).

Entretanto, o desenvolvimento desordenado do setor pode causar problemas ambientais como destruição de mangues e vegetações costeiras, disseminação de doenças, introdução de espécies exóticas além da geração de efluentes ricos em nutrientes e matéria orgânica (PRIMAVERA, 2006).

Para tentar minimizar os impactos ambientais causados pela atividade, faz-se necessário a utilização de sistemas de cultivo que minimizem a renovação de água, reduzindo o uso dos recursos hídricos, a transmissão de doenças e a emissão de efluentes diretamente no meio ambiente tornando a atividade sustentável (KRUMMENAUER et al., 2012).

Novas tecnologias de cultivo em sistemas fechados vêm sendo desenvolvidas a nível mundial, dentre elas destaca-se o sistema BFT (Biofloc Technology). Esse sistema é baseado em zero troca de água e na presença de agregados microbianos. Para a formação do meio heterotrófico e o desenvolvimento do floco o sistema deve ser fertilizado, com fontes ricas em carbono orgânico objetivando manter a relação C:N entre 14 e 30:1 (WASIELESKY et al., 2006; AVINMELECH, 2009).

Apesar das vantagens dos cultivos em sistemas fechados, suas aplicações em larga escala nem sempre são viáveis economicamente, visto que os custos operacionais são elevados (BOYD, 2003; PIEDRAHITA, 2003). Além disso, maiores quantidades de ração não consumida e metabólitos tóxicos ficam na água tornando o risco de impacto ambiental negativo mais elevado (PIEDRAHITA, 2003). Portanto, faz-se necessário a remoção e tratamento dos sólidos gerados nesses sistemas de cultivo (MARTINS et al., 2010) visando reduzir a carga de efluentes nos tanques de cultivo e, ainda, tornar possível a produção de lodo concentrado e de volume reduzido para permitir uma maior facilidade em seu tratamento (CRIPPS e BERGHEIM, 2000).

A liberação de efluentes diretamente no meio ambiente sem um tratamento prévio acarreta a perda de nutrientes importantes o que reduz a rentabilidade dos cultivos. O desenvolvimento de estratégias que reduzam os resíduos dos viveiros é um dos maiores desafios dos produtores de camarão (CASILLAS-HERNÁNDEZ et al., 2006).

Durant et al. (2011) destacam que antes do descarte dos efluentes no meio ambiente, é importante que haja um tratamento com o objetivo de adequá-los aos padrões de emissão exigidos pelos órgãos reguladores. Para essa finalidade é comum à utilização de decantadores, que são capazes de conter os biossólidos formados e produzirem um efluente clarificado (HINSHAW e FORNSHELL, 2002; FONTENOT et al., 2007).

Os efluentes gerados nos sistemas de cultivo de bioflocos também apresentam um grande potencial para o seu emprego em cultivos de outros organismos (ATTASAT et al., 2013). Diversos organismos já foram testados no tratamento de efluentes gerados por indústrias e criações de animais (ERLER et al. 2004), entre eles encontram-se os moluscos (SHPIGEL e NEORI, 1996; NEORI et al., 1998; LEFEBVRE et al., 2000; RAMOS et al., 2010), as macroalgas (PAGAND et al., 2000; NELSON et al., 2001; JONES et al., 2002; PAUL e DE NYS, 2008), plantas halófitas (WEBB et al., 2012) e as microalgas (PUN et al., 1995; ATTASAT et al., 2013).

Segundo GODOS et al. (2011) as microalgas podem exercer um papel fundamental quando relacionadas ao tratamento de efluentes. Além de reduzir os compostos químicos presentes na água (nitrogênio, fósforo, enxofre) (CRAB et al., 2007), também proporcionam uma melhoria na qualidade da água (LAVENS e SORGELOOS, 1996).

As microalgas também são utilizadas nos estágios iniciais de desenvolvimento de larvas de camarão marinho, porque na sua maioria apresentam valores elevados de ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs), principalmente docosaexaenóico (DHA) e eicosapentaenóico (EPA) (SILVA e MENDES, 2006) sendo as diatomáceas o grupo mais utilizado por possuírem esses nutrientes essenciais ao crescimento e sobrevivência dos camarões (DANTAS et al., 2007).

A microalga do gênero *Navicula* é amplamente utilizada na aquicultura, estando entre os principais gêneros utilizados como alimento vivo (LOURENÇO, 2006). Coombs e Volcani (1968) observaram altas taxas dos monossacarídeos xilose, manose, fucose e ácido glucorônico na *Navicula pelliculosa*. Por ser uma microalga bentônica, a *Navicula* sp. desempenha um importante papel na alimentação de camarões. Moss e

Pruder (1995) mostraram que diatomáceas da ordem centrales e penales proporcionam um melhor desempenho zootécnico *Litopenaeus vannamei* criados em viveiros intensivos.

Diante do exposto, objetiva-se utilizar o resíduo sólido gerado num sistema de bioflocos como meio de cultura para a produção da *Navicula* sp., visto que as microalgas apresentam alto potencial no tratamento desses efluentes além da sua utilização na suplementação alimentar de boa qualidade no cultivo de peneídeos.

2- Objetivos

2.1- Objetivos geral

Contribuir com o aprimoramento das técnicas de aproveitamento dos resíduos sólidos provenientes de cultivos em sistema de bioflocos como meio de cultura para a microalga *Navicula* sp.

2.2- Objetivos específicos

1. Caracterizar o resíduo sólido de um cultivo em sistema BFT;
2. Avaliar a reutilização do resíduo sólido para a produção da microalga *Navicula* sp.;
3. Avaliar o crescimento, taxa de crescimento e tempo de duplicação da microalga *Navicula* sp. com utilização de diferentes proporções de resíduo sólido;

3- Revisão de literatura

Sistema BFT (Biofloc Technology System)

No Brasil, o sistema de cultivo de camarão predominantemente utilizado é o autotrófico. Esse tipo baseia-se no uso de sistemas semi-intensivos onde são realizadas fertilizações inorgânicas, trocas regulares de água e oferta de ração com alto nível de proteína bruta. No entanto, nos últimos anos, objetivando, uma produção mais sustentável e com maior biossegurança, surgiu o sistema BFT (Biofloc Technology

System) que vem sendo estudado em algumas partes do mundo (MONTEIRO, 2008), nesse sistema ocorre zero troca de água e parte dos nutrientes produzidos no cultivo é reciclado e aproveitado na alimentação dos organismos cultivados.

Entre os principais critérios para justificar a utilização do sistema BFT estão: à produção de organismos aquáticos de forma sustentável, dentro dos padrões de biossegurança, redução de efluentes e utilização de pequenas áreas para a realização dos cultivos (CRAB et al., 2012).

O sistema é baseado na presença de agregados microbianos (bioflocos) que são constituídos macroagregados formados por bactérias, microalgas, microflagelados, zooplâncton, nematóides, fungos, fezes e exoesqueleto de animais mortos, que contribuem na suplementação da ração ofertada, promovendo o aumento na taxa de crescimento, no peso final e reduzindo o fator de conversão alimentar dos organismos cultivados (ZHAO et al., 2012; PÉREZ-FUENTES et al., 2013). Além disso, a comunidade bacteriana que se estabelece no sistema pode inibir a proliferação de patógenos, através da competição por alimento e espaço (CRAB et al., 2010).

Esse sistema de cultivo têm se tornado uma alternativa para a produção superintensiva do camarão, contemplando as exigências de uma aquicultura ambientalmente amigável (WASIELESKY et al., 2006). Outro ponto positivo do sistema é que o sistema de BFT pode melhorar a atividade imunológica do camarão, aumentando a sobrevivência em comparação aos cultivos realizados com renovações diárias de água (KIM et al., 2014). Os cultivos são realizados com altas densidades de estocagem, produzindo elevada biomassa de camarões em áreas reduzidas, sem renovação de água (BROWDY et al., 2001; MISHRA et al., 2008; KRUMMENAUER et al., 2011).

Uma das consequências do aumento da densidade de cultivo e a zero troca de água é o acúmulo de resíduos como ração, compostos nitrogenados e excretos na água do cultivo (BURFORD et al., 2003; VAN WYK, 2006). Os efluentes gerados nesses sistemas caracterizam-se por apresentarem altas concentrações de nitrogênio (N), fósforo (P) e material em suspensão (HOPKINS et al. 1993; MCINTOSH et al. 2001; JACKSON et al. 2003; COHEN et al. 2005). De acordo com Silva et al. (2013), 39,0% do nitrogênio e 34,1% do fósforo que entra no sistema via ração e fertilizante orgânico não é convertido e despedido como biomassa de camarões em sistema de bioflocos, tornando-o uma potencial fonte de nutrientes para o cultivo de outros organismos.

Microalgas e tratamentos de efluentes

As microalgas apresentam aplicações diversas, desde o seu uso na alimentação humana e de animais por conta do seu elevado teor de proteína, como também na extração de substâncias de valor comercial para a indústria de cosméticos, farmacêutica e de alimentos. Além disso, as microalgas podem ser utilizadas como bioindicadores ambientais, no sequestro de carbono, na produção de biocombustíveis e por fim no tratamento de efluentes (DERNER et al., 2006; CHIST, 2007; JACOB-LOPEZ et al., 2008; ABDEL-RAOUF et al., 2012).

Um dos entraves na produção das microalgas em escala comercial é o alto custo na formulação dos meios de cultura convencionais, devido aos preços elevados dos fertilizantes químicos utilizados (COUTTEAU, 1996). Uma alternativa é a utilização de águas residuais de outras atividades como meio de cultura para organismos foto autotróficos, objetivando a absorção dos nutrientes (NOUE e PAUW, 1998; ABDEL-RAOUF et al., 2012). Estudos já demonstraram a eficiência na remoção de compostos nitrogenados, fósforos e metais tóxicos de águas residuais, onde a remoção do fósforo é muito eficiente e requer menos investimentos quando comparada com técnicas químicas (HOFFMANN, 1998; AHLUWALIA e GOYAL, 2007; PITTMAN et al., 2011).

A aquicultura é uma atividade que gera quantidades relevantes de efluentes ricos em nutrientes orgânicos e inorgânicos, como amônia, fósforo, carbono orgânico e matéria orgânica e que, quando descartados sem tratamento ocasionam a eutrofização de corpos hídricos (PIEDRAHITA, 2003; SUGIURA et al., 2006).

A eutrofização das águas costeiras e continentais tem sido um problema comum em diversos países, contribuindo para um aumento na produção primária trazendo como consequência alterações funcionais e estruturais indesejáveis nos ecossistemas aquáticos. Nos últimos anos, a eutrofização causada pela aquicultura intensiva tem sido alvo de discussões e tornou-se uma preocupação para produtores e órgãos de controle ambiental, visto que a quantidade de resíduos gerados pela atividade é bem elevada (MARINHO-SORIANO et al., 2011), por esse motivo torna-se necessário que novas técnicas de cultivo sustentável e de tratamento dos resíduos gerados sejam desenvolvidas visando diminuir os impactos ambientais causados pela atividade. A utilização de microalgas surge como alternativa, uma vez que assimilam os nutrientes disponíveis no efluente gerado pela aquicultura.

A utilização de microalgas em processos de biorremediação de efluentes foi inicialmente proposta por Oswald e Gotaas (1957), mas foi a partir da década de 80 que as pesquisas ganharam impulso (PROULX & DE LA NÖUE, 1988; OSWALD, 1988).

A aplicação das microalgas no tratamento de efluentes tem como objetivo remover os compostos nitrogenados e fósforo que podem ocasionar a eutrofização nos corpos hídricos receptores (RUIZ-MARTINEZ et al., 2012).

Pittman et al. (2011), mostraram que as microalgas podem desenvolver-se em diferentes efluentes sob condições diversas, como: efluentes agropecuários, águas residuais de estações de tratamentos de efluentes domésticos, efluentes industriais e meios sintéticos. Apesar da aplicação de microalgas no tratamento de efluentes ainda ser reduzida, em todo o mundo as algas são utilizadas no tratamento de águas residuais, entretanto, em pequena escala (WANG et al., 2010).

Estudos recentes constataram que as microalgas apresentam alto potencial na remoção de nitrogênio e fósforo de efluentes, esses nutrientes quando removidos podem ser incorporados na célula das algas. O cultivo de microalgas em efluentes apresentam vantagens combinadas de tratamento do efluente e, conseqüentemente a produção da biomassa algal (LAM e LEE, 2012; CHRISTENSON e SIMS, 2011).

Segundo Kim et al. (1998), a microalga *Chlorella vulgaris*, após quatro dias de incubação, foi capaz de remover 95,3% de nitrogênio e 96% de fósforo de efluentes suínos tratados secundariamente. Já Kumar et al. (2010) observaram que a microalga *C. vulgaris* foi capaz de remover mais de 85% da amônia total de um efluente de suinocultura durante um cultivo de dez dias.

Méndez (2003), utilizando a *Chlorella* ssp. no tratamento de efluente de águas residuais de lagoas de oxidação com tratamento secundário da planta do Rio Frio, observou uma remoção de 75,33% de fósforo total e 70,61% de nitrogênio amoniacal. Traviesco et al. (2008) estudando a utilização de microalgas em reator anaeróbico no tratamento de efluentes de destilarias observou que as microalgas foram capazes de remover 90,2% de nitrogênio orgânico, 84,1% de amônia e 95,5% de fósforo total.

Sendo assim, a realização de estudos onde utilizem os efluentes gerados na carcinicultura como meio de cultura para o cultivo de microalgas torna-se uma alternativa para diminuir o descarte desses efluentes sem tratamento no meio ambiente.

Referência Bibliográfica Geral

ABDEL-RAOUF, N.; AL-HOMAIDAN, A.A.; IBRAHEEM, I. B. M.; SAUDI. Microalgae and wastewater treatment. **Journal of Biological Sciences**, v.19, p.57–275, 2012.

AHLUWALIA, S. S.; GOYAL, D. Microbial and plant derived biomass for removal of heavy metals from wastewater. **Bioresource Technology**, v.98, p.2243-2257, 2007.

ATTASAT, S.; WANICHPONGPAN, P.; RUENGLERTPANYAKUL, W. Cultivation of microalgae (*Oscillatoria okeni* and *Chlorella vulgaris*) using tilapia-pond effluent and a comparison of their biomass removal efficiency. **Water Science & Technology**, v.67, p.271–277, 2013.

AVNIMELECH, Y. Biofloc Technology – A Practical Guide Book. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA., 2009. p.182.

BOYD, C. E. Guidelines for aquaculture effluent management at the farm-level. **Aquaculture**, v.226, p.101-112, 2003.

BROWDY, C. L.; BRATVOLD, D.; STOKES, A. D.; MCINTOSH, R. P. Perspectives on the application of closed shrimp culture systems. In: The New Wave, Proceedings of the special session on sustainable shrimp culture, 2001. Baton Rouge. The World Aquaculture Society. Louisiana, USA, 2001. p. 20-34.

BURFORD, M. A.; THOMPSON, P. J.; MCINTOSH, R. P.; BAUMAN, R. H.; PEARSON, D. C. Nutrient and microbial dynamics in high-intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. **Aquaculture**, v.219, p.393-411, 2003.

CASILLAS-HERNÁNDEZ, R.; MAGALLÓN-BARAJAS, F.; PORTILLO-CLARCK, G.; PÁEZ-OSUNA, F. Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: Trays and mechanical dispersal. **Aquaculture**, v.258, p.289-298, 2006.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, v.25, p.294–306, 2007.

CHRISTENSON, L, SIMS, R. Production and harvesting of microalgae for wastewater treatment, biofuels, and bioproducts. **Biotechnology Advance**, v.29, p.686–702, 2011.

COHEN, J. M.; SAMOCHA, T. M.; FOX, J. M.; GANDY R. L. e LAWRENCE, A. L. Characterization of water quality factors during intensive raceway production of juvenile *Litopenaeus vannamei* using limited discharge and biosecure management tools. **Aquaculture Engineering**, v.32, p.425–442, 2005.

COOMBS J. & VOLCANI, B. E. Studies on the biochemistry and fine structure of silica shell formation in diatoms. Silicon induced metabolic transients in *Navicula pelliculosa*. **Planta (Berl.)**, v.80, p.264–79, 1968.

COUTTEAU, P. Micro Algae. In: Manual on the production and use of live food for aquaculture. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nation, cap.2, p.7-30, 1996. (FAO Fisheries Technical Paper).

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

CRAB, R.; LAMBERT, A.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. The application of bioflocs technology to protect brine shrimp (*Artemia franciscana*) from pathogenic *Vibrio* harvery. *Journal of Applied Microbiology*, v. 109, p. 1643-1649, 2010.

CRAB, R.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. **Aquaculture**, v.356-357, p. 351-356, 2012.

CRIPPS, S. J.; BERGHEIM, A. Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. **Aquacultural Engineering**, v.22, p.33-56, 2000.

DANTAS, D, JP NETO, A OLIVEIRA, S PEIXOTO & R SOARES. Crescimento de *Thalassiosira fluviatilis*, *Chaetoceros muelleri* e *Navícula* sp. em diferentes protocolos de fertilização. In: FENACAM - Feira Nacional do Camarão, IV. 2007. Natal. Apresentação de Trabalhos Técnicos. Natal/RN, 2007. p. 14-15.

DERNER, R. B.; OHSE, N. S.; VILLELA, M.; CARVALHO, M. S.; FETT, R. Microalgae, products and applications. **Ciência Rural**, v.36, p.1959-1967, 2006.

DURANT, E.; HAVEMAN, J.; LEFFLER, J. Waddell Mariculture Center Continues Research On Biofloc-Based Shrimp Culture. **Global Aquaculture Advocate**, p.28-30, 2011.

ERLER, D.; POLLARD, P.C.; KNIBB, W. Effects of secondary crops on bacterial growth and nitrogen removal in shrimp farm effluent treatment systems. **Aquacultural Engineering**, v.30, p.103-114, 2004.

FAO. Food and Agricultural Organization of the United Nations. (SOFIA) – The state of world fisheries and aquaculture. p. 223. Rome, 2014. Disponível <<http://www.fao.org/>>. Acesso em 27 de jan de 2016.

FONTENOT, Q.; BONVILLAIN, C.; KILGEN, M.; BOOPATHY, R. Effects of temperature, salinity, and carbon: nitrogen ratio on sequencing batch reactor treating shrimp aquaculture wastewater. **Bioresource Technology**, v.98, p.1700-1703, 2007.

GODOS, I.; GUZMAN, H. O.; SOTO, R.; GARCÍA-ENCINA, P. A.; BECARES, E.; MUÑOZ, R.; VARGAS, V. A. Coagulation/flocculation-based removal of algal-bacterial biomass from piggery wastewater treatment. **Bioresource Technology**, v.102, p.923-927, 2011.

HINSHAW, J; FORNSHELL, G. Effluents from raceways. In: TOMASSO, J.R. (Ed.). *Aquaculture and the Environment in the United States: Word Aquaculture Society*, p.287, 2002.

HOFFMANN, J. P. Wasterwater treatment with suspended and non suspended algae. **Journal of Phycology**, v.34, p.757-763, 1998.

HOPKINS J. S.; HAMILTON, R. D.; SANDIER, P. A.; BROWDY C. L. e STOKES, A. D. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluente characteristics and nitrogen budgets in intensive shrimp ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**, v.24, p.304-320, 1993.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). *Produção da Pecuária Municipal*. 42 ed. Rio de Janeiro. 2014. p. 1 – 39.

JACKSON, C, N PRESTON, PJ THOMPSON, & M BURFORD. Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. **Aquaculture**, v.218, p.397–411, 2003.

JACOB, L. E. Seqüestro de dióxido de carbono em fotobiorreatores. 2007. 163p. **Tese (Doutorado)** – Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.

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

KIM, S. K.; PANG, Z.; SEO, H. C.; CHO, Y. R.; SAMOCHA, T. M., JANG, I. K. Effect of bioflocs o growth and immune activity of Pacif white shrimp, *Litopenaues vannamei* postlarvae. **Aquaculture Research**, v.45, p.362-371, 2014.

KIM, S. B.; KIM, C. K.; KWON, C. K.; YOON, B. D.; OH, H. M. Selection of microalgae for advanced treatment of swine wastewater and optimization of treatment condition. **Korean Journal of Applied Microbiology and Biotechnology**, v.26, p.76-82, 1998.

KRUMMENAUER, D, PEIXOTO S, CAVALLI RO, POERSCH LH, WASIELESKY WJ. Superintensive Culture of White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in a Biofloc Technology System in Southern Brazil at Different Stocking Densities. **Journal of the World Aquaculture Society**, v.42, p.726-733, 2011.

KRUMMENAUER, D.; SEIFERT JR., C. A.; POERSCH, L. H.; FOES, G. K.; LARA, G. R.; WASIELESKY JR., W. Cultivo de camarões marinhos em sistema de bioflocos: análise de reutilização da água. **Atlântica**, v.34, p.103-111, 2012.

KUMAR, M.S., MIAO, Z.H., WYATT, K.S. Influence of nutrient loads, feeding frequency and inoculum source on growth of *Chlorella vulgaris* in digested piggery effluent culture medium. **Bioresource Technology**, v.101, p.6012-6018, 2010.

LAM, M.K, LEE, K.T. Microalgae biofuels: A critical review of issues, problems and the way forward. **Biotechnology Advance**, v.30, p.673–690, 2012.

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

LOURENÇO, S.O. Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações. São Carlos: RiMa, 2006. p.606.

MARINHO-SORIANO E.; AZEVEDO C. A. A.; TRIGUEIRO T. G.; PEREIRA D. C.; CARNEIRO M. A. A.; CAMARA M. R. Bioremediation of aquaculture wastewater using macroalgae and *Artemia*. **International Biodeterioration & Biodegradation**, v.65, p.253-257, 2011.

MARTINS, C. I. M.; EDINGA, E. H.; VERDEGEMA, M. C. J.; HEINSBROEKA, L. T. N; SCHNEIDER, O.; BLANCHETOND, J. P.; ROQUE D'ORBCASTELD, E.; VERRETHA, J. A. J. New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. **Aquacultural Engineering**, v.43, p.83-93, 2010.

MCINTOSH, R. P. Establishment of heterotrophic bacterial communities. **Global Aquaculture Advocate**, p.53-58, 2001.

MÉNDEZ, N. J. Evaluación de la remoción de fósforo y nitrógeno de aguas residuales por el alga *Chlorella* ssp. **Revista Institucional de la Facultad de Salud**, v.2, p.41-46. 2003.

MISHRA, J. K.; SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; GANDY, R. L.; ALI, A. –M. Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, under limited discharge condition. **Aquacultural Engineering**, v.38, p.2-15, 2008.

MONTEIRO, S. R. R. Utilização de substrato artificial em cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei*, em água oligohalina e meio heterotrófico. 2008. 54p. **Dissertação (Mestrado)** - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

MOSS, S.M. & PRUDER, G.D. (1995) Characterization of organic particles associated with rapid growth of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei* Boone, reared under intensive culture conditions. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v.187, p.175–191, 1995.

NELSON, S. G.; GLENN, E. P.; CONN, J.; MOORE, D.; WALSH, T.; AKUTAGAWA, M. Cultivation of *Gracilaria parvispora* (Rhodophyta) in shrimp-farm effluent ditches and floating cages in Hawaii: a two-phase polyculture system. **Aquaculture**, v.193, p.239-248, 2001.

NEORI, A. RAGG, N. L. C.; SHPIGEL, M. The integrated culture of seaweed, abalone, fish and clams in modular intensive land-based systems: II. Performance and nitrogen partitioning within an abalone (*Haliotis tuberculata*) and macroalgae culture system. **Aquacultural Engineering**, v.17, p 215-139, 1998.

NOUE, J. D.; PAUW, N. D. The potential of microalgal biotechnology: a review of production and uses of microalgae. **Biotechnology Advances**, v.6, p.725-770, 1988.

OSWALD, W. J.; GOTAAS, H. B. Photosynthesis in sewage treatment. **Transactions of the American Society of Civil Engineers**, v. 122, p. 73-105. 1957.

OSWALD, W.J. Microalgae and wastewater treatment. In: Borowitzka, M. & Borowitzka, L. Micro-algal Biotechnology. 2. ed., Sydney, 1988. 477 p.

PAGAND, P.; BLANCHETON, J.P.; LEMOALLE, J.; CASELLAS, C. The use of high rate algal ponds for the treatment of marine effluent from a recirculating fish rearing system. **Aquaculture Research**, v.37, p.729-736, 2000.

PAUL, N. A.; DE NYS, R. Promise and pitfalls of locally abundant seaweeds as biofilters for integrated aquaculture. **Aquaculture**, v.281, p.49-55, 2008.

PÉREZ-FUENTES, J. A.; PÉREZ-ROSTRO, C. I.; HERNÁNDEZ-VERGARA, M. P. Pond-reared malaysian prawn *Macrobrachium rosenbergii* with biofloc system. **Aquaculture**, v.400-401, p.105-110, 2013.

PIEDRAHITA, R. H. Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. **Aquaculture**, v. 226, p. 35-44, 2003.

PITTMAN, J. K.; DEAN, A. P.; OSUNDEKO, O. The potential of sustainable algal biofuel production using wastewater resources. **Bioresource Technology**, v.102, p.17-25, 2011.

PITTMAN, J. K.; DEAN, A. P.; OSUNDEKO, O. The potential of sustainable algal biofuel production using wastewater resources. **Bioresource Technology**, v. 102, p.17–25, 2011.

PRIMAVERA, J.H. Overcoming the impacts of aquaculture on the coastal zone. **Ocean Coast Manage**, v.49, p.531–545, 2006.

PROULX, D.; DE LA NÖUE, J. Removal of macronutrients from wastewater by immobilized algae. In: Bioreactor Immobilized Enzymes and Cells: Fundamentals and

Applications. (Moo-Young, M., Ed.). Elsevier Applied Science, London, p.301-310. 1988.

PUN, K. C.; CHEUNG, R. Y. H.; WONG, M. H. Characterization of sewage sludge and toxicity evaluation with microalgae. **Marine Pollution Bulletin**, v.31, p.394-401, 1995.

ROSELIEN CRAB, R.; DEFOIRDT T.; BOSSIER P.; VERSTRAETE W. Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. **Aquaculture**, v.356-357, p.351-356, 2012.

RUIZ-MARTINEZ A.; MARTIN GARCIA N.; ROMERO I.; SECO A.; FERRER J. Microalgae cultivation in wastewater: Nutrient removal from anaerobic membrane bioreactor effluent. **Bioresource Technology**, v.126, p.247-253, 2012.

SHPIGEL, M.; NEORI, A. The integrated culture of seaweed, abalone, fish and clams in modular intensive land-based systems. I. Proportions of size and projected revenues. **Aquaculture Engineering**, v.15, p.313-326, 1996.

SILVA, A. P.; MENDES, P. P. Utilização da artêmia nacional como dieta para pós-larvas do *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) na fase berçário. **Animal Sciences**, v.28, p.345-351, 2006.

SUGIURA, S.H.; MARCHANT, D.D.; KELSEY, K.; WIGGINS, T.; FERRARIS, R.P. Effluent profile of commercially used low-phosphorus fish feeds. **Environmental Pollution**, v.140, p.95-101, 2006.

TRAVIESCO, L.; BENITEZ, F.; SANCHEZ, E.; BORJA, R.; LEON, M.; RAPOSO, F.; RINCON, B. Assesment of a microalgae pond for post-treatment of the effluent from an anaerobic fixed bed reactor treating distillery wastewater. **Environmental Technology**, v.29, p.985-992, 2008.

VAN WYK, P. Production of *Litopenaeus vannamei* in recirculating aquaculture systems: Management and design considerations. In: Proceedings of the 6th

International conference in Recirculating Aquaculture Virginia Tech University, Blacksburg, p. 38-47, 2006.

ZHAO, P.; HUANG, J.; WANG, X. H.; SONG, X. Z.; YANG, C. H.; ZHANG, X. G.; WANG, G. C. The application of bioflocs technology in high-intensive, zero exchange farming systems of *Marsupenaeus japonicus*. **Aquaculture**, v.354-355, p.97-106, 2012.

WASIELESKY, W.; EMERENCIANO, M.; BALLESTER, E. ; SOARES, R.; CAVALLI, R.; ABREU, C. P. Cultivos em Meios com Flocos microbianos: um novo caminho a ser percorrido. **Panorama da Aquicultura**, v. julho/agosto, p.14-23, 2006.

WEBB, J. M.; QUINTÃ, R.; PAPADIMITRIOU, S.; NORMAN, L.; RIGBY, M.; THOMAS, D. N.; LE VAY, L. Halophyte filter beds for treatment of saline wastewater from aquaculture. **Water Research**, v.46, p.5102-5114, 2012.

4- Artigo científico

4.1 - Artigo científico I

Os resultados obtidos do trabalho experimental dessa dissertação são apresentados no artigo intitulado: **Caracterização e reutilização do resíduo sólido de um cultivo em sistema de biofloco para produção da *Navicula* sp.**, que se encontra em anexo.

Artigo científico a ser encaminhado a Revista [Boletim do Instituto de Pesca, ISSN: 1678-2305]

**CARACTERIZAÇÃO E REUTILIZAÇÃO DO RESÍDUO SÓLIDO DE UM CULTIVO EM
SISTEMA DE BIOFLOCO PARA PRODUÇÃO DA *Navicula* sp.**

Jéssika Lima de ABREU; Luis Otavio BRITO; Laenne Barbara Silva de MORAES; Débora
Louise Barros SILVA; Sílvia Mariana da Silva BARBOSA²; Alfredo Olivera GÁLVEZ

¹Departamento de Pesca e Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco -
UFRPE, Dois irmãos, Recife, Pernambuco, CEP: 52171-900, Brazil. E-mail:
jessik.labreu@gmail.com

²Centro de Tecnologia e Geociências, Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Cidade
Universitária, Recife, Pernambuco, CEP: 50670-901, Brasil.

RESUMO

Objetivou-se avaliar o crescimento da *Navicula* sp. utilizando resíduo sólido de um cultivo em sistema de bioflocos como meio de cultura. Para tanto, foram realizados dois experimentos, com e sem metais traços, totalizando cinco tratamentos e três repetições cada: R0C100 (100% Conway); R25C75 (25% resíduo e 75% Conway); R50C50 (50% resíduo e 50% Conway), R75C25 (75% resíduo e 25% Conway) e R100C0 (100% resíduo). Os cultivos foram realizados em erlenmeyers de 1L durante 10 dias, com foto período integral e inóculo inicial de 5×10^4 cél.mL⁻¹. Realizaram-se contagens diárias para acompanhamento da densidade celular máxima, tempo de duplicação e velocidade de crescimento. O pH e temperatura foram mensurados no início e final dos experimentos. Para as análises estatísticas utilizaram-se os testes de Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA e Tukey ($P < 0,05$). O pH e temperatura mantiveram-se dentro dos padrões de cultivo nos dois experimentos. O meio com resíduo na proporção de 25, 50, 75 e 100% mostrou-se satisfatório para o desenvolvimento da *Navicula* sp. ressaltando que a presença de metais traços favoreceu o crescimento da espécie.

Palavras-chave: tratamento de efluente; microalgas; crescimento.

**CHARACTERIZATION AND REUSE OF WASTE SOLID AN CULTIVATION IN
BIOFLOC SYSTEM FOR PRODUCTION *Navicula* sp.**

ABSTRACT

This study aimed to evaluate the growth of *Navicula* sp. using a solid residue bioflocos cultivation system as culture medium. Therefore, two experiments were performed with and without trace metals, totaling five treatments and three repetitions each: R0C100 (100% Conway); R25C75 (25% residue and 75% Conway); R50C50 (50% residue and 50% Conway) R75C25 (75% residue and 25% Conway) and R100C0 (100% residue). The cultures were performed in Erlenmeyer flasks of 1 L for 10 days, with full photoperiod and initial inoculum of 5×10^4 cél.mL⁻¹. Daily counts were carried out to monitor the maximum cell density, doubling time and growth rate. The pH and temperature were measured at the beginning and end of the experiments. For statistical analysis we used the test Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA and Tukey (P <0.05). The pH and temperature remained within the cropping patterns in the two experiments. The medium with the proportion of residue 25, 50, 75 and 100% was satisfactory for the development of *Navicula* sp. pointing out that the presence of trace metals favored the growth of the species.

Keyword: wastewater treatment; microalgae; growth.

INTRODUÇÃO

As microalgas são microrganismos fotossintetizantes que tem apresentado um grande potencial para minimizar problemas ambientais emergentes como efeito estufa e poluição através de águas residuárias (RAWAT *et al.*, 2011). Além disso, podem ser utilizadas na produção de cosméticos, farmacêuticos e para fins alimentares (HARUN *et al.*, 2010). A sua biomassa também é uma importante fonte de alimento para o cultivo de diversos organismos aquáticos, sobretudo em sistemas de larvicultura de camarões, moluscos e peixes marinhos (LAVENS *et al.*, 1996).

Um dos principais entraves na produção comercial de microalgas é o uso de produtos químicos de alto valor na formulação dos meios de cultura convencionais (LAVENS *et al.*, 1996). A utilização de meios de cultura com formulação baseada em resíduos diversos torna-se uma alternativa para reduzir os custos de produção, visto que para o desenvolvimento celular as microalgas utilizam compostos orgânicos favorecendo o tratamento de resíduos através da redução de compostos como nitrogênio e fósforo que estão presentes em altas concentrações nos efluentes (MIYAWAKI, 2014).

Sendo assim, a interação entre a produção de microalgas e a utilização de efluente como meio de cultura pode ser considerada uma estratégia viável na redução dos custos de produção. Visto que, as microalgas têm a capacidade de assimilar poluentes orgânicos e inorgânicos dos efluentes e convertê-los em componentes celulares, tais como lipídios e carboidratos (SUALI e SARBATLY, 2012).

O uso de águas residuais ricas em compostos nitrogenados provenientes de sistemas tradicionais de aquicultura possui grande potencial como meio de cultura para microalgas (CRAB *et al.*, 2007; TERMINI *et al.*, 2011; WEBB *et al.*, 2012; ABDELAZIZ *et al.*, 2014).

Nos sistemas de bioflocos altas densidades de estocagem são utilizadas, promovendo uma maior produtividade por área ao final do ciclo (TAW, 2010; CRAB *et al.*, 2012). Neste sistema de cultivo pode-se reutilizar a água reduzindo o risco de introdução de doenças (TACON *et al.*, 2002; WASIELESKY *et al.*, 2006; CRAB *et al.*, 2012). Entretanto devido as altas densidades de estocagem e redução na troca de água, ocorre o acúmulo de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo na água de cultivo (KRUMMENAUER *et al.*, 2011).

De acordo SILVA *et al.* (2013) 39.0% do nitrogênio e 34.1% do fósforo que entra no sistema via ração e fertilizante orgânico não é convertido e despescado como biomassa de camarões em sistema de bioflocos. Além disso, altos níveis de lodo (COYLE *et al.*, 2011), demanda química e bioquímica de oxigênio (SAMOCHA *et al.*, 2007; MISHRA *et al.*, 2008) e

sólidos suspensos totais e voláteis (VINATEA et al., 2010a), são observados em sistema intensivo sem troca de água.

A microalga do gênero *Navicula* é uma diatomácea bentônica amplamente utilizada na aquicultura, estando entre os principais gêneros utilizados como alimento vivo (LOURENÇO, 2006). KHATOON et al. (2009), observaram altas taxas de proteína bruta, lipídios, carboidratos quando cultivadas em meio de cultura Conway. MARINHO et al. (2014) e BRITO et al. (2015) observaram que *Navicula* sp. adicionada ao sistema de bioflocos proporcionam um melhor desempenho zootécnico do *Litopenaeus vannamei*. Entretanto não existem estudos sobre a utilização de resíduos sólidos do sistema de bioflocos no crescimento desta microalga e sua futura utilização como alimento para pós-larvas de camarão.

Diante do exposto, objetivou-se utilizar o resíduo sólido produzido no sistema de cultivo de *Litopenaeus vannamei* em sistemas de bioflocos como meio de cultura para a produção da microalga *Navicula* sp., possibilitando redução nos custos de produção.

MATERIAL E MÉTODOS

Delineamento Experimental

Dois experimentos foram realizados para avaliar a utilização de resíduos sólidos de um cultivo de *L. vannamei* em sistema de bioflocos na produção de *Navicula* sp. O experimento 1 avaliou o meio de cultura de resíduo sólido versus o meio Conway, ambos com metais traços. Enquanto o experimento 2 avaliou o meio de cultura de resíduo sólido versus o meio Conway ambos sem metais traços.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado e contaram de cinco tratamentos, incluindo um controle, com três repetições cada, totalizando 15 unidades experimentais por experimento. Os tratamentos foram: R0C100 (meio Conway); R25C75 (25% de meio de resíduo e 75% de meio Conway); R50C50 (50% de meio de resíduo e 50% de meio Conway), R75C25 (75% de meio de resíduo e 25% de meio Conway) e R100C0 (meio de resíduo).

Cultivo da Microalga

A microalga *Navicula* sp. foi obtida do banco de cepas do Laboratório de Produção de Alimento Vivo (LAPAVI) da Universidade Federal Rural de Pernambuco e foram cultivadas em Erlenmeyers com 1L de água marinha (salinidade 30), em sistema semi-contínuo com fotoperíodo integral e intensidade luminosa de aproximadamente 2.000 lux gerada por lâmpadas fluorescentes, com duração de 10 dias. Uma mangueira foi inserida em cada

unidade experimental e conectada a um soprador (Boyu air-pump S-4000B, Raoping, China) gerando bolhas de ar para manter as células em suspensão. As unidades experimentais foram mantidas em uma sala a temperatura ambiente ($\pm 30^{\circ}\text{C}$).

Antes de iniciar os experimentos a água do mar foi clorada com 0,020 ppm de hipoclorito de sódio durante 1,5 horas e, em seguida, desclorada com solução de tiosulfato de sódio 0,025 ppm (MAGNOTTI *et al.*, 2015), após esse processo a água foi autoclavada a uma temperatura de 120°C por 15 minutos.

Para cada tratamento o inóculo inicial foi de 5×10^4 cél. mL^{-1} de *Navicula* sp. Além do meio de cultura Conway e do meio de resíduo sólido, também foram adicionadas soluções de silicato de sódio ($2,0 \text{ mL.L}^{-1}$) e de vitaminas cianocobalamina e biotina ($0,5 \text{ mL.L}^{-1}$) nas unidades experimentais.

Obtenção, caracterização e secagem do resíduo sólido.

Os resíduos sólidos foram provenientes de um tanque de cultivo de juvenis (aproximadamente 4,0g) de camarões marinhos *Litopenaeus vannamei* em sistema de bioflocos com 500 camarões m^{-2} , no 42º dia de cultivo e com 206 mg L^{-1} de sólidos suspensos totais.

O efluente foi coletado com um recipiente plástico com volume de 50L. Após a coleta, a água foi submetida à sedimentação dos sólidos por 60 minutos (MAGNOTTI *et al.*, 2015). O sobrenadante foi retirado e o material precipitado foi colocado em estufa a 60°C para secagem, por 24 horas. Depois de seco, o resíduo foi macerado até virar um pó.

Amostras do resíduo sólido foram coletadas e encaminhadas ao Laboratório de saneamento ambiental (LSA) no Departamento de Engenharia Civil na Universidade Federal de Pernambuco para determinação de Nitrogênio Total, Enxofre e Fósforo Total de acordo com APHA (1995).

Preparação dos meios de cultura

Para a obtenção de um meio de cultura compatível em nível de concentração de macronutrientes (Tabela 1), foram realizados cálculos estequiométricos a partir da quantidade de nitrato e fosfato encontrada no meio Conway, sendo feita uma relação para estimar a quantidade necessária do resíduo sólido para a preparação do meio.

Tabela I. Composição de macronutrientes do meio Conway

Macronutrientes	Quantidade
EDTA	90,00g
H ₃ BO ₃	67,20g
NaNO ₃	200,00g
Na ₂ HPO ₄	40,00g
MnCl	0,72g
FeCl ₂	2,60g

151

152 A partir de cálculos estequiométricos foi encontrado que na formulação de 2 L de meio
 153 Conway há 146 g de nitrato e 14 g de fosfato, assim sendo, considerou-se que no resíduo
 154 sólido também havia as mesmas quantidades. Para tanto, foi utilizado 8 g do resíduo sólido
 155 em 100 mL de água destilada. Após a diluição do resíduo o meio foi autoclavado a 120°C por
 156 15 minutos.

157 Para o primeiro experimento, tanto no meio Conway quanto no meio de resíduo, foi
 158 adicionada uma solução de metais traços (Tabela 2) na sua formulação. Para 2 L de meio
 159 Conway foi adicionado 2 mL da solução e para 100 mL do meio de resíduo foi adicionado 0,1
 160 mL da solução.

161 Tabela II. Composição da solução de metais traços para 10 mL de água destilada.

162

Metais traços	Quantidade
ZnCl ₂	0,21g
CoCl ₂ .6H ₂ O	0,20g
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,20g

163

164 *Crescimento da microalga*

165 Para avaliar o crescimento realizaram-se contagens diárias, com o auxílio da câmara de
 166 Neubauer, onde foi analisada a densidade celular máxima (DCM) que é o dia de cultivo com
 167 máxima densidade celular, tempo de duplicação (TD) que é o tempo gasto para a divisão
 168 celular e a velocidade de crescimento (K) que é o número de divisão celular/dia,
 169 determinada através da equação citada por STEIN (1973). O pH e a temperatura foram
 170 medidos no primeiro e último dia de cultivo, com o auxílio de um pHmetro digital e um
 171 multiparâmetro, respectivamente.

Análise estatística

Foram realizados testes de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade (Cochran) dos dados. Em seguida os dados foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA), com nível de significância ($P > 0,05$). Os dados foram analisados pelo programa estatístico ASSISTAT 7.7.

RESULTADOS

Caracterização do resíduo sólido

As análises realizadas com o resíduo sólido mostraram que o mesmo apresenta 3,83 g/L de nitrogênio total, 1,25 g/L de fósforo total e 0,32 g/L de enxofre.

pH e Temperatura

Nos experimentos 1 e 2 o pH apresentou um aumento entre o início e final do cultivo, onde no experimento 1 inicialmente o menor pH foi observado no tratamento R0C100 e o maior nos tratamentos R50C50, R75C25 e R100C0, já no final do cultivo o menor pH foi observado no tratamento R0C100 e o maior no tratamento R100C0. No experimento 2 inicialmente o menor pH foi observado no tratamento R0C100 e o maior no tratamento R100C0, ao final do cultivo o menor pH foi observado no tratamento R25C100 e o maior no tratamento R100C0, não houve diferenças significativas entre os tratamentos ($p > 0,05$) em ambos os experimentos. Todos os valores de pH dos experimentos 1 e 2 estão sumarizados na Tabela III.

Tabela III. Valores do pH inicial e final dos experimentos 1 e 2

Tratamentos	pH			
	Experimento 1		Experimento 2	
	Inicial	Final	Inicial	Final
R0C100	8,4 ± 0,13 ^a	8,7 ± 0,28 ^a	8,2 ± 0,01 ^a	8,6 ± 0,0 ^a
R25C75	8,6 ± 0,06 ^a	9,2 ± 0,08 ^a	8,26 ± 0,07 ^a	8,53 ± 0,14 ^a
R50C50	8,6 ± 0,11 ^a	9,1 ± 0,23 ^a	8,25 ± 0,01 ^a	8,56 ± 0,04 ^a
R75C25	8,5 ± 0,02 ^a	9,0 ± 0,07 ^a	8,2 ± 0,08 ^a	8,7 ± 0,0 ^a
R100C0	8,6 ± 0,16 ^a	9,3 ± 0,21 ^a	8,27 ± 0,06 ^a	8,5 ± 0,23 ^a

A temperatura também apresentou um aumento entre o início e final dos cultivos nos experimentos 1 e 2, onde no experimento 1 inicialmente a menor temperatura foi observada nos tratamentos R0C100 e R100C0 e a maior temperatura no tratamento R25C75, já no final do cultivo a menor temperatura foi encontrada no tratamento R100C0 e a maior no tratamento R25C75. No experimento 2 a menor temperatura no início do cultivo foi observada no tratamento R75C25 e a maior foi observada no tratamento R100C0, ao final do cultivo a menor temperatura foi encontrada no tratamento R25C75 e a maior foi observada no tratamento R50C50, não houve diferenças significativas entre os tratamentos ($p>0,05$) em ambos os experimentos. Todos os valores de temperatura dos experimentos 1 e 2 estão sumarizados na Tabela IV.

Tabela IV. Valores da temperatura inicial e final dos experimentos 1 e 2.

Tratamentos	Temperatura			
	Experimento 1		Experimento 2	
	Inicial	Final	Inicial	Final
R0C100	$29,2 \pm 0,28^a$	$30,2 \pm 0,07^a$	$29,06 \pm 0,11^a$	$29,66 \pm 0,06^a$
R25C75	$29,4 \pm 0,13^a$	$32,3 \pm 1,27^a$	$28,92 \pm 0,04^a$	$29,37 \pm 0,10^a$
R50C50	$29,3 \pm 0,20^a$	$32 \pm 0,85^a$	$28,99 \pm 0,12^a$	$29,71 \pm 0,13^a$
R75C25	$29,3 \pm 0,17^a$	$31,9 \pm 0,78^a$	$28,86 \pm 0,30^a$	$29,46 \pm 0,72^a$
R100C0	$29,2 \pm 0,17^a$	$29,4 \pm 0,14^a$	$29,07 \pm 0,07^a$	$29,42 \pm 0,49^a$

Crescimento da microalga

No experimento 1 o valor máximo de densidade celular (DCM) foi encontrada no tratamento R50C50 e atingida no sétimo dia de cultivo, por outro lado o tratamento R100C0 apresentou o menor valor de densidade celular máxima no sexto dia de cultivo. Os demais tratamentos alcançaram valores máximos de densidade celular intermediário aos valores citados anteriormente. Não foi observada diferença significativa para a densidade celular máxima entre os tratamentos ($P>0,05$).

No experimento 2 a melhor DCM foi observada no tratamento R0C100 e foi alcançada no quarto dia de cultivo e o R75C25 foi o tratamento que apresentou a menor DCM no terceiro dia de cultivo. Os demais tratamentos alcançaram valores máximos de densidade celular intermediário aos valores citados anteriormente. Também não foi observada

diferença significativa para a densidade celular máxima entre os tratamentos ($P>0,05$). Todos os valores de densidade celular máxima estão sumarizados na Tabela IV.

Mesmo não apresentando diferença significativa entre os tratamentos, foi possível observar que no experimento 1 o tratamento R50C50 se destacou em relação aos demais alcançando uma maior DCM. Também se observa que o crescimento da *Navicula* sp. entre os tratamentos não foi tão inferior quando comparado com o tratamento R0C100, indicando que a microalga se adaptou bem as diferentes proporções de meio com resíduo sólido.

Diferindo do experimento 1, mesmo não apresentando diferença significativa entre os tratamentos, no experimento 2 o tratamento R0C100 alcançou uma maior DCM, enquanto que o tratamento R25C75 apresentou a segunda maior DCM se destacando dos demais tratamentos. Foi observado que nos tratamentos R75C25 e R100C0 a microalga *Navicula* sp. não se adaptou bem, apresentando densidades celulares bem menores que os demais tratamentos.

Tabela V. Valores da densidade celular máxima (DCM) dos experimentos 1 e 2.

Tratamentos	DCM (cél.mL ⁻¹)	
	Experimento 1	Experimento 2
R0C100	320x10 ⁴ a	240,6x10 ⁴ a
R25C75	290x10 ⁴ a	176,8x10 ⁴ a
R50C50	487,5x10 ⁴ a	118,8x10 ⁴ a
R75C25	398,3x10 ⁴ a	29,8x10 ⁴ a
R100C0	285,1x10 ⁴ a	29,3x10 ⁴ a

Quanto à velocidade de crescimento (K) e o tempo de duplicação (TD) no experimento 1 observou-se que o tratamento R0C100 apresentou a maior velocidade de crescimento ($0,6 \pm 0,08$ divisão/dia) e o menor tempo de duplicação ($1,7 \pm 0,21$ dias). Enquanto o tratamento R50C50 apresentou a menor velocidade de crescimento ($0,4 \pm 0,16$ divisão/dia) e o tratamento R25C75 apresentou o maior tempo de duplicação ($3,2 \pm 1,69$ dias). A velocidade de crescimento e o tempo de duplicação não apresentaram diferença significativa entre os tratamentos ($P>0,05$).

No experimento 2 os tratamentos R0C100, R75C25, R50C50 e R25C75 apresentaram a mesma velocidade de crescimento de 0,4 divisão/dia, mas o menor tempo de duplicação foi de $2,3 \pm 0,20$ dias observado no tratamento R0C100. Enquanto que a menor velocidade de

crescimento ($0,2 \pm 0,06$ divisão/dia) e o maior tempo de duplicação ($4,9 \pm 1,21$ dias) ocorreram no tratamento R100C0. Também não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P>0,05$). Todos os valores da velocidade de crescimento e do tempo de duplicação no primeiro e segundo experimentos estão sumarizados na Tabela V. Tabela VI. Valores médios da velocidade de crescimento (K) e do tempo de duplicação (TD) dos experimentos 1 e 2.

Tratamentos	Experimento 1		Experimento 2	
	K (div.dia ⁻¹)	TD	K (div.dia ⁻¹)	TD
R0	$0,6 \pm 0,08^a$	$1,7 \pm 0,21^a$	$0,4 \pm 0,04^a$	$2,3 \pm 0,20^a$
R25	$0,5 \pm 0,10^a$	$3,2 \pm 1,69^a$	$0,4 \pm 0,10^a$	$3,4 \pm 1,56^a$
R50	$0,4 \pm 0,16^a$	$2,5 \pm 0,79^a$	$0,4 \pm 0,10^a$	$2,6 \pm 0,63^a$
R75	$0,5 \pm 0,04^a$	$1,9 \pm 0,13^a$	$0,4 \pm 0,13^a$	$3,0 \pm 1,20^a$
R100	$0,5 \pm 0,06^a$	$1,8 \pm 0,19^a$	$0,2 \pm 0,06^a$	$4,9 \pm 1,21^a$

DISCUSSÃO

A quantidade de nitrogênio total encontrada no resíduo sólido foi 20 vezes menor que o valor estimado (146g em 2 L de meio) através da composição do meio Conway, mas mostrou-se satisfatório no desenvolvimento celular da espécie. O nitrogênio é um dos principais elementos do metabolismo dos ecossistemas aquáticos, porque participa na formação de proteínas, sendo um componente importante no desenvolvimento das microalgas. Pode ser encontrado na forma inorgânica (nitrato, nitrito e amônio), e na forma orgânica (ureia, aminoácidos livres e peptídeos) (PADISÁK, 2004).

Assim como o nitrogênio total, a quantidade de fósforo encontrada no resíduo sólido foi 5 vezes menor que o valor estimado (14g em 2 L de meio) através da composição do meio Conway. O fósforo também desempenha um importante papel nos processos metabólicos celulares, representando cerca de 1% do peso seco celular e participa na formação de componentes estruturais e funcionais necessários para o desenvolvimento e crescimento das microalgas (GOLDMAN, 1981).

O enxofre, quando associado ao fósforo e ao nitrogênio torna-se vital às células vegetais porque participam da constituição de alguns aminoácidos essenciais (cistina e metionina) vitaminas e sulfolipídeos (BECKER, 1995). Sendo assim, é possível diminuir os custos de produção da *Navicula* sp. utilizando o meio de cultura com resíduo sólido, visto

que o mesmo possui em sua composição os principais nutrientes (nitrogênio e fósforo), para o desenvolvimento celular da espécie.

A utilização do resíduo sólido de um sistema de cultivo de camarões em bioflocos, pareceu não causar modificação na concentração do pH no meio de cultivo, pois o pH e a temperatura em ambos os experimentos ficaram dentro dos valores recomendados, e não influenciaram os tratamentos estudados. Segundo VALIENTE e LEGANES (1989) a faixa ideal de pH para que ocorra a realização do processo da fotossíntese situa-se entre 7,5 e 10, com limites mínimos entre 6,5 e 7,0 e máximos entre 9,5 e 10.

Segundo LEE *et al.* (2006), o aumento do pH é um indicador do consumo de carbono inorgânico pelo crescimento celular. Em culturas de microalgas, a variação de pH ocorre devido a solubilização e consumo do dióxido de carbono, degradação de metabólitos produzidos e ao consumo de substratos (GRIMA, 1999). O pH é um fator importante nos cultivos de microalgas porque valores elevados podem modificar a permeabilidade da membrana celular, afetando o transporte iônico intra e extracelular e o equilíbrio químico do meio de cultura (BOYD, 1995; VINATEA, 2010b).

Quanto à temperatura, segundo JHA (1977) a *Navicula cuspidata* apresentou um melhor crescimento quando cultivada com temperatura variando de 25 a 39° C. Segundo BORGHETTI (2009) a temperatura é um fator que afeta diretamente o crescimento das microalgas, porque age diretamente na estrutura dos componentes celulares como proteínas e lipídeos. A maioria das espécies de microalgas sobrevive em uma ampla faixa de temperatura, mas o aumento na síntese orgânica só ocorre na faixa ótima de crescimento, que apresenta variações de acordo com a espécie (OSHE *et al.*, 2007; GRESSLER, 2011).

Em relação ao crescimento da microalga, assim como observado no experimento 1, onde o tratamento R50C50 apresentou uma densidade celular máxima maior que o tratamento com meio Conway, SILVA (2014) cultivando *Scenedesmus* em esgoto sanitário biodigerido nas concentrações de 10, 15 e 25%, com inóculo inicial de 202×10^4 cél.mL⁻¹ observou após 21 dias de cultivo que o tratamento com 25% de esgoto também obteve uma densidade celular máxima de 1.573×10^4 cél.mL⁻¹ sendo maior que o tratamento controle (meio CHU modificado).

VENDRÚSCULO (2009), trabalhando com resíduos biodigeridos de aves e suínos no cultivo da *Scenedesmus quadricauda* também observou valores de número de células maiores que o meio CHU. Os valores máximos de densidade celular foram 103×10^4 cel.mL⁻¹ com o

meio CHU; 106×10^4 cel.mL⁻¹ para o meio com efluente suíno e 133×10^4 cel.mL⁻¹ para o meio com efluente de aves.

MAGNOTTI *et al.* (2015) ao cultivar as microalgas *Chaetoceros muelleri*, *Nannochloropsis oculata*, *Tetraselmis chuii* em água residuária de cultivo de camarão marinho em sistema BFT observou que a espécie *T. chuii* apresentou melhor desempenho em todos os parâmetros de crescimento.

Comparando os valores de densidade celular máxima nos experimentos 1 e 2 foi observado que no experimento 2 esses valores foram inferiores para todos os tratamentos, essa diminuição na DCM pode ser explicada pela ausência dos metais traços, visto que no experimento 2 esses elementos não foram adicionados à composição dos meios de cultura.

CHEN *et al.* (2011) realizaram um estudo onde testaram a influência de alguns nutrientes no cultivo da microalga *Dunaliella Tertiolecta*, a partir da carência de algum desses elementos na nutrição da microalga. Foram estudados vários grupos, cada um deles sem algum elemento, como cobalto, fósforo, ferro, molibdênio, manganês, entre outros. Ao final do cultivo, foi observado que o fosfato e metais traços como ferro, molibdênio, cobalto e manganês são fundamentais para o bom crescimento no cultivo.

CONCLUSÃO

Conclui-se que a utilização do meio de cultura com resíduo sólido proveniente de um cultivo em sistema de bioflocos nas proporções 25, 50, 75 e 100% são satisfatório para o desenvolvimento da microalga *Navicula* sp. Entretanto, a utilização de metais melhora desenvolvimento celular da microalga.

BIBLIOGRAFIA

ABDELAZIZ, A. E. M.; LEITE, G. B.; BELHAJ, M. A.; HALLENBECK, P. C. 2014 Screening microalgae native to Quebec for wastewater treatment and biodiesel production. *Bioresource Technology*, 157: 140-148.

APHA, AWWA; WEF. 1995 Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. 19^a ed. Washington: American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. 1594p.

Assistat Analytical Software, Campina Grande, Paraíba, Brazil.

BECKER, E. W. 1995 Microalgae: biotechnology and microbiology. New York: Cambridge University Press, 293p.

BORGHETTI, I. A. 2009 Avaliação do crescimento da microalga *Chlorella minutissima* em meio de cultura com diferentes concentrações de manipueira, Curitiba Brasil. Curitiba. 103f. (Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná, UFPR) Disponível em: <<http://dspace.c3sl.ufpr.br/dspace/bitstream/handle/1884/20227/Dissertacao?sequence=1>> Acesso em: 18 jan. 2016.

BOYD C. 1995 Bottom Soils, Sediment, and Pond Aquaculture. New York: Chapman and Hall. 348p.

BRITO, L. O.; SANTOS, I. G. S.; ABREU, J. L.; ARAÚJO, M. T.; SEVERI, W.; GÁLVEZ, A. O. 2015 Effect of addition of diatoms (*Navicula* spp.) and rotifers (*Brachionus plicatilis*) on growth and water quality of the *Litopenaeus vannamei* postlarvae reared in biofloc system. *Aquaculture Research*, 1-8.

CHEN, M.; TANG, H.; MA, H.; HOLLAND, T. C.; SIMON NG, K. Y.; SALLEY, S. O. 2011 Effect of nutrients on growth and lipid accumulation in the green algae *Dunaliella tertiolecta*. *Bioresource Technology*, 102: 1649-1655.

COYLE, S. D.; BRIGHT, L. A.; WOOD, D. R.; NEAL, R. S. E. TIDWELL, J. H. 2011 Performance of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, Reared in Zero-Exchange Tank Systems Exposed to Different Light Sources and Intensities. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42: 687-693.

CRAW, R.; AVNIMELECH, Y.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. 2007 Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270: 1-14.

CRAB, R.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. 2012 Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. *Aquaculture*, 356-357: 351-356.

GOLDMAN, J. C.; GRAHAM, S. J. 1981 Inorganic Carbon Limitation and Chemical Composition of Two Freshwater Green Microalgae. *Applied and Environmental Microbiology*, 41 (1): 60-70.

GRESSLER, P. D. 2011 Avaliação da eficiência de *Desmodesmus subspicatus* (R. Chodat) E. Hegewald & A. Schmidt (CHLOROPHYCEAE) cultivada em fotobiorreator tubular com efluente da ETE-UNISC, visando biorremediação e obtenção de energia, Santa Cruz do Sul, Brasil. 120f. (Dissertação de Mestrado. UNISC, Tecnologia Ambiental). Disponível em: <http://www.unisc.br/portal/upload/com_arquivo/dissertacao_mta_final_pablogressler_2011.pdf> Acesso em: 05 jan. 2016.

GRIMA, E. 1999 Outdoor continuous culture *Porphyridium cruentum* in a tubular photobioreactor: quantitative analysis of the daily cyclic variation of culture parameters. *Journal of Biotechnology*, 70: 271-288.

HARUN, R.; SINGH, M.; FORDE, G. M.; DANQUAH, M. K. 2010 Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14: 1037–1047.

JHA, B.C. 1977 A note on the culture of the phytoplankter *Navicula cuspidata* (Kutz). *Aquaculture*, 10: 87-90.

KHATOON, H., S. BANERJEE, F.M. YUSOFF; SHARIFF, M. 2009 Evaluation of indigenous marine periphytic *Amphora*, *Navicula* and *Cymbella* grown on substrate as feed supplement in *Penaeus monodon* postlarvae hatchery systems. *Aquaculture Nutrition*, 15: 186-193.

KRUMMENAUER, D.; CAVALLI, R. O.; POERSCK, L. H.; WASIELESKY JR., W. 2011 Superintensive culture of white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in a biofloc technology

system in shouter Brazil at different stocking densities. *Journal of World Aquaculture Society*, 42: 726-733.

LAVENS, P.; SORGELOOS, P. 1996 Manual on the Production and Use of Live Food for Aquaculture. 361 ed. Rome: Food and Agriculture Organization of The United Nations, 295p.

LEE, B.D.; APEL, W.A.; WALTON, M.R. 2006 Calcium carbonate formation by *Synemathococcus* sp. strain PCC 8806 and *Synemathococcus* sp. strain PCC 8807. *Bioresource Technology*, 97: 2427-2434.

LOURENÇO, S.O. 2006 Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações. São Carlos: RiMa. 587p.

MAGNOTTI, C. C. F.; LOPES, R.; DERNER, R. E VINATEA, L. 2015 Using residual water from a marine shrimp farming BFT system. part I: nutrient removal and marine microalgae biomass production. *Aquaculture Research*, 1–9.

MARINHO, Y. F.; BRITO, L. O.; SILVA, C. V. F.; SANTOS, I. G. S. E GÁLVEZ, A. O. 2014 Effect of addition of *Navicula* sp. on plankton composition and postlarvae growth of *Litopenaeus vannamei* reared in culture tanks with zero water exchange. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 42: 427-437.

MISHRA, J. K.; SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; GANDY, R. L.; ALI, A. M. 2008 Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, under limited discharge condition. *Aquacultural Engineering*, 38 (1): 2-15.

MIYAWAKI, B. Purificação de biogás através de cultivo de microalgas em resíduos agroindustriais. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Ciência dos Materiais) Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2014.

OSHE, S.; DERNER, R. B.; OZÓRIO, R. A.; BRAGA, M. V. C.; CUNHA, P.; LAMARCA, C. P.; SANTOS, M. E. MENDES, L. B. B. 2007 Revisão: sequestro de carbono realizado por

microalgas e florestas e a capacidade de produção de lipídios pelas microalgas. *Insula – Revista de Botânica*, 36: 39–73.

PADISÁK, J. Phytoplankton in: Reynolds, C.S.; O'SULLIVAN, P.E. (eds.) *The Lakes Handbook*. Oxford Blackwell E-Publishing, Oxford, 2004, p.251 – 298.

RAWAT, I.; KUMAR, R.; MUTANDA, T.; BUX, F. 2011 Dual role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. *Applied Energy*, 88: 3411–3424.

SAMOCHA, T. M.; S. PATNAIK, M. SPEED, ALI, A.; BURGER, J. M.; ALMEIDA, R. V.; AYUB, Z.; HARISANTO, M.; HOROWITZ, A. E BROCK, D. L. 2007 Use of molasses as carbon source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopenaeus vannamei*. *Aquacultural Engineering*, 36: 184-191.

SILVA, D. A. 2014 Produção de biomassa de microalgas cultivadas em esgoto sanitário biodigerido visando a produção de biodiesel. Curitiba, Brasil. 105f. Dissertação de Mestrado. UFPR, Engenharia e Ciências dos Materiais). Disponível em: <<http://www.pipe.ufpr.br/portal/defesas/dissertacao/266.pdf>> Acesso em: 28 dez. 2015.

SILVA, K. R.; WASIELESKY JR.; ABREU, P. C. 2013 Nitrogen and Phosphorus Dynamics in the Biofloc Production of the Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 44 (1): 30-41.

SUALI, E.; SARBATLY, R. 2012 Conversion of microalgae to biofuel. *Renewable and Sustainable Energy Review*, 16: 4316– 4342.

TACON, A. J. G.; CODY, J. J.; CONQUEST, L. D.; DIVAKARAN, S.; FORSTER, I. P.; DECAMP, O. E. 2002 Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition*, 8: 121-131.

TAW, N. 2010 Biofloc technology expanding at white shrimp farms biofloc systems deliver high productivity with sustainability. *Global Aquaculture Advocate*, 2: 20-22.

TERMINI, I. D.; PRASSONE, A.; CATTANEO, C.; ROVATTI, M. 2011 On the nitrogen and phosphorus removal in algal photobioreactors. *Ecological Engineering*, 37: 976-980.

VALIENTE, E.F.; LEGANES, F. 1989 Regulatory effect of pH and incident irradiance on the levels of nitrogenase activity in cyanobacterium *Nostoc UAM 205*. *Journal Plant Physiol*, 135: 623-627.

VENDRUSCULO, J. B. G. 2009 Cultivo da microalga *Scenedesmus quadricauda* em efluentes de biodigestão de aves e suínos. Goiânia, Brasil. Góias. 45f. (Dissertação de Mestrado. UCG, Aquicultura Continental). Disponível em: <http://tede.biblioteca.ucg.br/tde_busca/arquivo.php?codArquivo=714> Acesso em: 19 dez. 2015.

VINATEA, L.; GÁLVEZ, A. O.; BROWDY, C. L.; STOKES, A.; VENERO, J.; HAVEMAN, J.; LEWIS, B. L.; LAWSON, A.; SHULER, A.; LEFFLER, J. W. 2010 Photosynthesis, water respiration and growth performance of *Litopenaeus vannamei* in a super-intensive raceway culture with zero water exchange: Interaction of water quality variables. *Aquaculture Engineering*, 42: 17-24.

VINATEA L. 2010 Qualidade de Água em Aquicultura: Princípios e Práticas. 3ª ed. Florianópolis: Editora UFSC. 238p.

WASIELESKY JR., W.; ATWOOD, H.; STOKES, A.; BROWDY, C. L. 2006 Effect of natural production in a zero exchange suspended microbial floc based super-intensive culture system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 258: 396-403.

WEBB, J. M.; QUINTÃ, R.; PAPADIMITRIOU, S.; NORMAN, L.; RIGBY, M.; THOMAS, D. N.; L E VAY, L. 2012 Halophyte filter beds for treatment of saline wastewater from aquaculture. *Water Research*, 46 (16): 5102-5114.