

**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 fazer 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  $5 \times 10^4$  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  $5 \times 10^4$  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 centricales e pennales 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 carnicultura 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 fosforo y nitrogenio 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]
---

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

3

4     Jéssika Lima de ABREU; Luis Otavio BRITO; Laenne Barbara Silva de MORAES; Débora  
5     Louise Barros SILVA; Sílvia Mariana da Silva BARBOSA<sup>2</sup>; Alfredo Olivera GÁLVEZ

6

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

10    <sup>2</sup>Centro de Tecnologia e Geociências, Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Cidade  
11    Universitária, Recife, Pernambuco, CEP: 50670-901, Brasil.

12

13

14 **RESUMO**

15

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

29

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

31

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

34  
35   **ABSTRACT**

36  
37   This study aimed to evaluate the growth of *Navicula* sp. using a solid residue bioflocos  
38   cultivation system as culture medium. Therefore, two experiments were performed with and  
39   without trace metals, totaling five treatments and three repetitions each: R0C100 (100%  
40   Conway); R25C75 (25% residue and 75% Conway); R50C50 (50% residue and 50% Conway)  
41   R75C25 (75% residue and 25% Conway) and R100C0 (100% residue). The cultures were  
42   performed in Erlenmeyer flasks of 1 L for 10 days, with full photoperiod and initial inoculum  
43   of  $5 \times 10^4$  cél.mL<sup>-1</sup>. Daily counts were carried out to monitor the maximum cell density,  
44   doubling time and growth rate. The pH and temperature were measured at the beginning  
45   and end of the experiments. For statistical analysis we used the test Cochran, Shapiro Wilk,  
46   ANOVA and Tukey (P <0.05). The pH and temperature remained within the cropping  
47   patterns in the two experiments. The medium with the proportion of residue 25, 50, 75 and  
48   100% was satisfactory for the development of *Navicula* sp. pointing out that the presence of  
49   trace metals favored the growth of the species.

50  
51   Keyword: wastewater treatment; microalgae; growth.

52

## 53 INTRODUÇÃO

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

61 Um dos principais entraves na produção comercial de microalgas é o uso de produtos  
62 químicos de alto valor na formulação dos meios de cultura convencionais (LAVENS *et al.*,  
63 1996). A utilização de meios de cultura com formulação baseada em resíduos diversos torna-  
64 se uma alternativa para reduzir os custos de produção, visto que para o desenvolvimento  
65 celular as microalgas utilizam compostos orgânicos favorecendo o tratamento de resíduos  
66 através da redução de compostos como nitrogênio e fósforo que estão presentes em altas  
67 concentrações nos efluentes (MIYAWAKI, 2014).

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

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

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

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

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

88 A microalga do gênero *Navicula* é uma diatomácea bentônica amplamente utilizada na  
89 aquicultura, estando entre os principais gêneros utilizados como alimento vivo  
90 (LOURENÇO, 2006). KHATOON et al. (2009), observaram altas taxas de proteína bruta,  
91 lipídios, carboidratos quando cultivadas em meio de cultura Conway. MARINHO et al.  
92 (2014) e BRITO et al. (2015) observaram que *Navicula* sp. adicionada ao sistema de bioflocos  
93 proporcionam um melhor desempenho zootécnico do *Litopenaeus vannamei*. Entretanto não  
94 existem estudos sobre a utilização de resíduos sólidos do sistema de bioflocos no crescimento  
95 desta microalga e sua futura utilização como alimento para pós-larvas de camarão.

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

99

## 100 MATERIAL E MÉTODOS

### 101 *Delineamento Experimental*

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

107 O delineamento experimental foi inteiramente casualizado e contaram de cinco  
108 tratamentos, incluindo um controle, com três repetições cada, totalizando 15 unidades  
109 experimentais por experimento. Os tratamentos foram: R0C100 (meio Conway); R25C75  
110 (25% de meio de resíduo e 75% de meio Conway); R50C50 (50% de meio de resíduo e 50% de  
111 meio Conway), R75C25 (75% de meio de resíduo e 25% de meio Conway) e R100C0 (meio de  
112 resíduo).

### 113 *Cultivo da Microalga*

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

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

122 Antes de iniciar os experimentos a água do mar foi clorada com 0,020 ppm de hipoclorito  
123 de sódio durante 1,5 horas e, em seguida, desclorada com solução de tiosulfato de sódio  
124 0,025 ppm (MAGNOTTI *et al.*, 2015), após esse processo a água foi autoclavada a uma  
125 temperatura de  $120^{\circ}\text{C}$  por 15 minutos.

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

130 *Obtenção, caracterização e secagem do resíduo sólido.*

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

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

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

142

143 *Preparação dos meios de cultura*

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

148

149 Tabela I. Composição de macronutrientes do meio Conway

150



Macronutrientes	Quantidade
EDTA	90,00g
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	67,20g
NaNO <sub>3</sub>	200,00g
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	40,00g
MnCl	0,72g
FeCl <sub>2</sub>	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 <sub>2</sub>	0,21g
CoCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	0,20g
CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> 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.

172 *Análise estatística*

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

177

178 **RESULTADOS**179 *Caracterização do resíduo sólido*

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

182

183 *pH e Temperatura*

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

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

194

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

195

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

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

207

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

208

209

210 *Crescimento da microalga*

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

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

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

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

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

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

235

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

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

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

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

250 Tabela VI. Valores médios da velocidade de crescimento (K) e do tempo de duplicação (TD)  
 251 dos experimentos 1 e 2.

252

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

253

## 254 DISCUSSÃO

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

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

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

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

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

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

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

294 Em relação ao crescimento da microalga, assim como observado no experimento 1,  
295 onde o tratamento R50C50 apresentou uma densidade celular máxima maior que o  
296 tratamento com meio Conway, SILVA (2014) cultivando *Scenedesmus* em esgoto sanitário  
297 biodigerido nas concentrações de 10, 15 e 25%, com inóculo inicial de  $202 \times 10^4$  cél.mL<sup>-1</sup>  
298 observou após 21 dias de cultivo que o tratamento com 25% de esgoto também obteve uma  
299 densidade celular máxima de  $1.573 \times 10^4$  cél.mL<sup>-1</sup> sendo maior que o tratamento controle  
300 (meio CHU modificado).

301 VENDRÚSCULO (2009), trabalhando com resíduos biodigeridos de aves e suínos no  
302 cultivo da *Scenedesmus quadricauda* também observou valores de número de células maiores  
303 que o meio CHU. Os valores máximos de densidade celular foram  $103 \times 10^4$  cel.mL<sup>-1</sup> com o

304 meio CHU;  $106 \times 10^4$  cel.mL<sup>-1</sup> para o meio com efluente suíno e  $133 \times 10^4$  cel.mL<sup>-1</sup> para o meio  
305 com efluente de aves.

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

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

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

320

## 321 CONCLUSÃO

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

326

## 327 BIBLIOGRAFIA

328

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

332

333 APHA, AWWA; WEF. 1995 Standard Methods for the Examination of Water and  
334 Wastewater. 19<sup>a</sup> ed. Washington: American Public Health Association, American Water  
335 Works Association, Water Environment Federation. 1594p.

336

- 337 Assistat Analytical Software, Campina Grande, Paraíba, Brazil.  
338
- 339 BECKER, E W. 1995 Microalgae: biotechnology and microbiology. New York: Cambridge  
340 University Press, 293p.  
341
- 342 BORGHETTI, I. A. 2009 Avaliação do crescimento da microalga *Chlorella minutissima* em  
343 meio de cultura com diferentes concentrações de manipueira, Curitiba Brasil. Curitiba. 103f.  
344 (Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná, UFPR) Disponível em:  
345 <<http://dspace.c3sl.ufpr.br/dspace/bitstream/handle/1884/20227/Dissertacao?sequence=1>>  
346 Acesso em: 18 jan. 2016.  
347
- 348 BOYD C. 1995 Bottom Soils, Sediment, and Pond Aquaculture. New York: Chapman and  
349 Hall. 348p.  
350
- 351 BRITO, L. O.; SANTOS, I. G. S.; ABREU, J. L.; ARAÚJO, M. T.; SEVERI, W.; GÁLVEZ,  
352 A. O. 2015 Effect of addition of diatoms (*Navicula* spp.) and rotifers (*Brachionus plicatilis*)  
353 on growth and water quality of the *Litopenaeus vannamei* postlarvae reared in biofloc system.  
354 *Aquaculture Research*, 1-8.  
355
- 356 CHEN, M.; TANG, H.; MA, H.; HOLLAND, T. C.; SIMON NG, K. Y.; SALLEY, S. O.  
357 2011 Effect of nutrients on growth an lipid accumulation in the green algae *Dunaliella*  
358 *tertiolecta*. *Bioresource Technology*, 102: 1649-1655.  
359
- 360 COYLE, S. D.; BRIGHT, L. A.; WOOD, D. R.; NEAL, R. S. E TIDWELL, J. H. 2011  
361 Performance of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, Reared in Zero-Exchange Tank  
362 Systems Exposed to Different Light Sources and Intensities. *Journal of the World*  
363 *Aquaculture Society*, 42: 687-693.  
364
- 365 CRAB, R.; AVNIMELECH, Y.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. 2007  
366 Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270: 1-  
367 14.  
368



- 369 CRAB, R.; DEFOIRDT, T.; BOSSIER, P.; VERSTRAETE, W. 2012 Biofloc technology in  
370 aquaculture: Beneficial effects and future challenges. *Aquaculture*, 356-357: 351-356.  
371
- 372 GOLDMAN, J. C.; GRAHAM, S. J. 1981 Inorganic Carbon Limitation and Chemical  
373 Composition of Two Freshwater Green Microalgae. *Applied and Environmental*  
374 *Microbiology*, 41 (1): 60-70.  
375
- 376 GRESSLER, P. D. 2011 Avaliação da eficiência de *Desmodesmus subspicatus* (R. Chodat) E.  
377 Hegewald & A. Schmidt (CHLOROPHYCEAE) cultivada em fotobiorreator tubular com  
378 efluente da ETE-UNISC, visando biorremediação e obtenção de energia, Santa Cruz do Sul,  
379 Brasil. 120f. (Dissertação de Mestrado. UNISC, Tecnologia Ambiental). Disponível em:  
380 <[http://www.unisc.br/portal/upload/com\\_arquivo/dissertacao\\_mta\\_final\\_pablogressler\\_2011.](http://www.unisc.br/portal/upload/com_arquivo/dissertacao_mta_final_pablogressler_2011.pdf)  
381 pdf> Acesso em: 05 jan. 2016.  
382
- 383 GRIMA, E. 1999 Outdoor continuous culture *Porphyridium cruentum* in a tubular  
384 photobioreactor: quantitative analysis of the daily cyclic variation of culture parameters.  
385 *Journal of Biotechnology*, 70: 271-288.  
386
- 387 HARUN, R.; SINGH, M.; FORDE, G. M.; DANQUAH, M. K. 2010 Bioprocess engineering  
388 of microalgae to produce a variety of consumer products. *Renewable and Sustainable Energy*  
389 *Reviews*, 14: 1037–1047.  
390
- 391 JHA, B.C. 1977 A note on the culture of the phytoplankter *Navicula cuspidata* (Kutz).  
392 *Aquaculture*, 10: 87-90.  
393
- 394 KHATOON, H., S. BANERJEE, F.M. YUSOFF; SHARIFF, M. 2009 Evaluation of  
395 indigenous marine periphytic *Amphora*, *Navicula* and *Cymbella* grown on substrate as feed  
396 supplement in *Penaeus monodon* postlarvae hatchery systems. *Aquaculture Nutrition*, 15:  
397 186-193.  
398
- 399 KRUMMENAUER, D.; CAVALLI, R. O.; POERSCK, L. H.; WASIELESKY JR., W. 2011  
400 Superintensive culture of white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in a biofloc technology

- 401 system in shouter Brazil at different stocking densities. *Journal of World Aquaculture Society*,  
402 42: 726-733.
- 403
- 404 LAVENS, P.; SORGELOOS, P. 1996 Manual on the Production and Use of Live Food for  
405 Aquaculture. 361 ed. Rome: Food and Agriculture Organization of The United Nations, 295p.
- 406
- 407 LEE, B.D.; APEL, W.A.; WALTON, M.R. 2006 Calcium carbonate formation by  
408 *Synemathococcus* sp. strain PCC 8806 and *Synemathococcus* sp. strain PCC 8807.  
409 *Bioresource Technology*, 97: 2427-2434.
- 410
- 411 LOURENÇO, S.O. 2006 Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações. São Carlos:  
412 RiMa. 587p.
- 413
- 414 MAGNOTTI, C. C. F.; LOPES, R.; DERNER, R. E VINATEA, L. 2015 Using residual water  
415 from a marine shrimp farming BFT system. part I: nutrient removal and marine microalgae  
416 biomass production. *Aquaculture Research*, 1–9.
- 417
- 418 MARINHO, Y. F.; BRITO, L. O.; SILVA, C. V. F.; SANTOS, I. G. S. E GÁLVEZ, A. O.  
419 2014 Effect of addition of *Navicula* sp. on plankton composition and postlarvae growth of  
420 *Litopenaeus vannamei* reared in culture tanks with zero water exchange. *Latin American*  
421 *Journal of Aquatic Research*, 42: 427-437.
- 422
- 423 MISHRA, J. K.; SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; GANDY, R. L.; ALI, A. M.  
424 2008 Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus*  
425 *vannamei*, under limited discharge condition. *Aquacultural Engineering*, 38 (1): 2-15.
- 426
- 427 MIYAWAKI, B. Purificação de biogás através de cultivo de microalgas em resíduos  
428 agroindustriais. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Ciência dos Materiais) Universidade  
429 Federal do Paraná, Curitiba, 2014.
- 430
- 431 OSHE, S.; DERNER, R. B.; OZÓRIO, R. A.; BRAGA, M. V. C.; CUNHA, P.; LAMARCA,  
432 C. P.; SANTOS, M. E. MENDES, L. B. B. 2007 Revisão: sequestro de carbono realizado por

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

435

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

438

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

442

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

447

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

452

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

456

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

459

460 TACON, A. J. G.; CODY, J. J.; CONQUEST, L. D.; DIVAKARAN, S.; FORSTER, I. P.;;  
461 DECAMP, O. E. 2002 Effect of culture system on the nutrition and growth performance of  
462 Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition*,  
463 8: 121-131.

464

- 465 TAW, N. 2010 Biofloc technology expanding at white shrimp farms biofloc systems deliver  
466 hight productivity whith sustainability. *Global Aquacultue Advocate*, 2: 20-22.  
467
- 468 TERMINI, I. D.; PRASSONE, A.; CATTANEO, C.; ROVATTI, M. 2011 On the nitrogen  
469 and phosphorus removal in algal photobioreactors. *Ecological Engineering*, 37: 976-980.  
470
- 471 VALIENTE, E.F.; LEGANES, F. 1989 Regulatory effect of pH and incident irradiance on the  
472 levels of nitrogenase activity in cyanobacterium Nostoc UAM 205. *Journal Plant Physiol*,  
473 135: 623-627.  
474
- 475 VENDRUSCULO, J. B. G. 2009 Cultivo da microalga *Scenedesmus quadricauda* em  
476 efluentes de biodigestão de aves e suínos. Goiânia, Brasil. Góias. 45f. (Dissertação de  
477 Mestrado. UCG, Aquicultura Continental). Disponível em: <  
478 [http://tede.biblioteca.ucg.br/tde\\_busca/arquivo.php?codArquivo=714](http://tede.biblioteca.ucg.br/tde_busca/arquivo.php?codArquivo=714)> Acesso em: 19 dez.  
479 2015.  
480
- 481 VINATEA, L.; GÁLVEZ, A. O.; BROWDY, C. L.; STOKES, A.; VENERO, J.;  
482 HAVEMAN, J.; LEWIS, B. L.; LAWSON, A.; SHULER, A.; LEFFLER, J. W. 2010  
483 Photosynthesis, water respiration and growth performance of *Litopenaeus vannamei* in a  
484 super-intensive raceway culture with zero water exchange: Interaction of water quality  
485 variables. *Aquaculture Engineering*, 42: 17-24.  
486
- 487 VINATEA L. 2010 Qualidade de Água em Aquicultura: Princípios e Práticas. 3ª ed.  
488 Florianópolis: Editora UFSC. 238p.  
489
- 490 WASIELESKY JR., W.; ATWOOD, H.; STOKES, A.; BROWDY, C. L. 2006 Effect of  
491 natural production in a zero exchange suspended microbial floc based super-intensive culture  
492 system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 258: 396-403.  
493
- 494 WEBB, J. M.; QUINTÃ, R.; PAPADIMITRIOU, S.; NORMAN, L.; RIGBY, M.; THOMAS,  
495 D. N.; L E VAY, L. 2012 Halophyte filter beds for treatment of saline wastewater from  
496 aquaculture. *Water Research*, 46 (16): 5102-5114.