

UTILIZAÇÃO DO RESÍDUO SÓLIDO DE CULTIVO DE CAMARÃO EM SISTEMA DE BIOFLOCO PARA PRODUÇÃO DA MICROALGA *Navicula* sp.

Jéssika Lima de ABREU¹; Luis Otavio BRITO¹; Laenne Barbara Silva de MORAES¹; Débora Louise Barros SILVA¹; Sílvia Mariana da Silva BARBOSA²; Alfredo Olivera GÁLVEZ¹

RESUMO

O objetivo do trabalho foi avaliar o crescimento da microalga *Navicula* sp. utilizando resíduo sólido de um cultivo em sistema de bioflocos como meio de cultura em comparação ao meio Conway. Foram realizados dois experimentos, com e sem adição de metais traços, sendo que cada experimento teve cinco tratamentos com três repetições cada um: 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 de alga foram realizados em erlenmeyers de 1 L durante 10 dias, com fotoperíodo 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 a temperatura foram mensurados no início e no final dos experimentos. Para as análises estatísticas, utilizaram-se os testes de Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA e Tukey ($P < 0,05$). O pH e a temperatura mantiveram-se dentro dos padrões de cultivo nos dois experimentos. O meio de cultura com resíduo de cultivo de camarão em bioflocos apresentou resultado semelhante ao do meio Conway e mostrou-se satisfatório para o desenvolvimento da microalga *Navicula* sp., ressaltando que a presença de metais traços favoreceu o crescimento da espécie.

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

UTILIZATION OF SOLID RESIDUE FROM SHRIMP CULTURE BIOFLOC SYSTEM FOR MICROALGAE *Navicula* sp. PRODUCTION

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the growth of microalgae *Navicula* sp. using solid residue from a biofloc cultivation system as culture medium compared to Conway medium. Two experiments were conducted with and without the addition of trace metals, in which each experiment had five treatments with three replicates each: R0C100 (100% Conway); R25C75 (25% residue and 75% Conway); R50C50 (50% residue and 50% Conway), R75C25 (75% residue and 25% Conway) e 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 cells. 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 at the end of the experiments. For statistical analysis were used the Cochran, Shapiro Wilk, ANOVA and Tukey ($P < 0.05$) tests. The pH and temperature remained within the cultivation patterns in the two experiments. The culture medium with shrimp culture biofloc residue had similar result to the Conway medium, and displayed satisfactory for the development of microalgae *Navicula* sp., highlighting that the presence of trace metals has encouraged the growth of the species.

Key words: wastewater treatment; microalgae; growth.

Artigo Científico: Recebido em 11/04/2016 – Aprovado em 14/10/2016

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

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

INTRODUÇÃO

As microalgas são micro-organismos fotossintetizantes que têm apresentado grande potencial para minimizar problemas ambientais emergentes como efeito estufa e poluição através de águas residuais (RAWAT *et al.*, 2011). Além disso, podem ser utilizadas na elaboração de cosméticos e produtos 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, o que adicionalmente favorece o tratamento de resíduos através da redução de compostos como os de nitrogênio e fósforo, que estão presentes em altas concentrações nos efluentes (MIYAWAKI, 2014). Tais compostos são assimilados e convertidos em componentes celulares, como lipídeos e carboidratos (SUALI e SATABATLY, 2012).

Águas residuais ricas em compostos nitrogenados provenientes de sistemas tradicionais de aquicultura possuem 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 biofloco, altas densidades de estocagem são utilizadas, promovendo 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 às altas densidades de estocagem e redução da 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), apenas 39,0% do nitrogênio e 35% do fósforo que entram no

sistema via ração e fertilizante orgânico são convertidos em biomassa de camarões em sistema de biofloco. Portanto, 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.*, 2010) são observados em sistema intensivo sem troca de água.

A microalga do gênero *Navicula* é uma diatomácea bentônica amplamente utilizada na aquicultura, estando entre as principais algas utilizadas como alimento vivo (LOURENÇO, 2006). KHATOON *et al.* (2009) observaram altas taxas de proteína bruta, lipídios e carboidratos nessa microalga, quando cultivada em meio de cultura Conway. MARINHO *et al.* (2014) e BRITO *et al.* (2016) constataram que a microalga *Navicula* sp. adicionada ao sistema de biofloco proporciona um melhor desempenho zootécnico do camarão *Litopenaeus vannamei*. Entretanto não existem estudos sobre o emprego de resíduos sólidos do sistema de biofloco no crescimento desta microalga e sua possível 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 biofloco como meio de cultura para a produção da microalga *Navicula* sp.

MATERIAL E MÉTODOS

Delineamento experimental

Dois experimentos foram realizados para avaliar o resultado da utilização de resíduos sólidos de um cultivo de *L. vannamei* em sistema de biofloco na produção de *Navicula* sp. O experimento 1 avaliou o meio de cultura de resíduo sólido (R) *versus* o meio Conway (C) na produção da alga, ambos com adição de metais traços, enquanto o experimento 2 avaliou os dois meios de cultura sem adição de metais traços.

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

(50% meio de resíduo e 50% meio Conway), R75C25 (75% meio de resíduo e 25% meio Conway) e R100C0 (meio de resíduo).

Obtenção, caracterização e secagem do resíduo sólido

Os resíduos sólidos foram provenientes de um tanque de cultivo de juvenis (aproximadamente 4,0 g) do camarão marinho *L. vannamei* em sistema de biofloco com 500 camarões m⁻², tendo sido coletados no 42º dia de cultivo e com 206 mg L⁻¹ de sólidos suspensos totais.

O efluente foi coletado em recipiente plástico com volume de 50 L. Após a coleta, a água foi submetida à sedimentação dos sólidos por 60 minutos (MAGNOTTI *et al.*, 2016). 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 se transformar em pó.

Amostras do resíduo sólido foram encaminhadas ao Laboratório de Saneamento Ambiental (LSA) do Departamento de Engenharia Civil da 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 do meio de cultura de resíduo sólido compatível com o meio Conway (WALNE, 1974) em nível de concentração de macronutrientes (Tabela 1) foram realizados cálculos estequiométricos para determinar a quantidade total de nitrogênio e fósforo presente no meio Conway. Em seguida, fez-se uma relação a partir dos resultados obtidos na análise do resíduo, estimando, assim, a quantidade necessária (em grama) do mesmo para a preparação do meio.

Tabela 1. Composição de macronutrientes do meio Conway em 2 litros de água destilada.

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

A partir de cálculos estequiométricos foi constatado que na formulação de 2 L de meio Conway há 32,94 g de nitrogênio e 8,73 g de fósforo, assim sendo, considerou-se que no resíduo sólido também havia as mesmas proporções destes nutrientes. Para preparar uma solução semelhante ao meio Conway foram utilizados 8 g do resíduo sólido em 100 mL de água destilada. Após a diluição do resíduo, o meio foi autoclavado a 120 °C por 15 minutos.

Para o primeiro experimento, tanto no meio Conway quanto no meio de resíduo, foi adicionada uma solução de metais traços (Tabela 2) na sua formulação. Para 2 L de meio Conway

adicionaram-se 2 mL da solução e para 100 mL do meio de resíduo foi adicionado 0,1 mL da solução. Os meios de cultura, Conway e o de resíduo sólido (com ou sem adição de metais traços), foram adicionados isoladamente ou nas proporções de cada tratamento na dosagem de 2,0 mL L⁻¹ de cultivo, no início do ensaio com as microalgas. Foram calculadas a quantidade de nitrogênio e fósforo (mg por 2 mL) em cada tratamento para o meio Conway e o meio de resíduo e em seguida, encontradas as relações nitrogênio:fósforo para o meio Conway, para o meio de resíduo e para cada tratamento (Tabela 3).

Tabela 2. Composição da solução de metais traços para 10 mL de água destilada.

Metal traço	Quantidade (g)
ZnCl ₂	0,21
CoCl ₂ .6H ₂ O	0,20
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,20

Tabela 3. Quantidade de nitrogênio e fósforo adicionada em cada tratamento e relação N:P

Concentração		Tratamento				
		R0C100	R25C75	R50C50	R75C25	R100C0
Conway	N (mg/2 mL)	32,94	24,70	16,47	8,23	0
	P (mg/2 mL)	8,72	6,54	4,36	2,18	0
	Relação N:P	3,78	3,78	3,78	3,78	0,00
Resíduo	N (mg/2 mL)	0	1,5	3,0	4,5	6
	P (mg/2 mL)	0	0,5	1,0	1,5	2
	Relação N:P	0	3,00	3,00	3,00	3,00
Relação N:P por tratamento		3,78	3,72	3,63	3,46	3

N = Nitrogênio; P = Fósforo

Cultivo da microalga

A microalga *Navicula* sp., obtida do banco de cepas do Laboratório de Produção de Alimento Vivo (LAPAVI) da Universidade Federal Rural de Pernambuco, foi cultivada em erlenmeyers com 1 L de água marinha (salinidade 30) em sistema semicontínuo, 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 à temperatura ambiente (aproximadamente 30 °C).

Antes do início dos 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.*, 2016). 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, nas dosagens de cada tratamento também foram adicionadas soluções de silicato de sódio (2,0 mL L⁻¹) e das vitaminas cianocobalamina e biotina (0,5 mL L⁻¹) em todas as unidades experimentais.

Crescimento da microalga

Para avaliar o crescimento da microalga, realizaram-se contagens diárias, com o auxílio de câmara de Neubauer. As variáveis analisadas foram densidade celular máxima (DCM), tempo de duplicação (TD) e velocidade de crescimento (K). De acordo com a densidade celular diária média das três repetições foi obtida a curva de crescimento, através da equação descrita por STEIN (1973), em que a velocidade de crescimento (K) foi calculada através da fórmula:

$$K = (3,322 / (T_2 - T_1)) \cdot (\log N_2 / N_1)$$

Em que K = velocidade de crescimento (nº de divisões celulares.dia⁻¹); 3,322 = fator de conversão do logaritmo base 2 a base 10; (T₂-T₁) = intervalo de tempo em dias; Log = logaritmo em base 10; N₁ = densidade celular inicial; e N₂ = densidade celular final. Para o tempo de

duplicação, que representa o tempo gasto para a divisão celular, foi utilizada a fórmula:

$$TD = 1/K$$

em que TD = tempo de duplicação e K = velocidade de crescimento.

O pH e a temperatura foram medidos com o auxílio de equipamento multiparâmetro (YSI 100, Yellow Springs, Ohio, USA) no primeiro e último dia de cultivo.

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 $P > 0,05$. Para os experimentos 1 e 2, posteriormente, utilizou-se a análise de variância (ANOVA) bifatorial para determinar o efeito da utilização do meio de resíduo em diferentes porcentagens e de metais traços e sua interação. Os dados foram analisados pelo programa estatístico ASSISTAT 7.7 (Assistat Analytical Software, Campina Grande, Paraíba, Brazil).

RESULTADOS

Caracterização do resíduo sólido

As análises realizadas no resíduo sólido, antes da secagem, mostraram que o mesmo apresenta 3,83 g L⁻¹ de nitrogênio total; 1,25 g L⁻¹ de fósforo total; e 0,32 g L⁻¹ de enxofre.

pH e temperatura

Nos experimentos 1 e 2, o pH aumentou entre o início e o final do cultivo, entretanto seus valores entre tratamentos foram muito próximos e não houve diferenças significativas ($p > 0,05$) no início e final de ambos os experimentos. Os valores de pH nos experimentos 1 e 2 estão sumarizados na Tabela 4.

A temperatura também apresentou pequeno aumento entre o início e o final dos cultivos nos experimentos 1 e 2, mas não houve diferenças significativas entre os tratamentos ($p > 0,05$) em ambos os experimentos. Os valores de temperatura nos experimentos 1 e 2 estão sumarizados na Tabela 5.

Tabela 4. Valores do pH inicial e final nos experimentos 1 e 2.

Tratamento	pH			
	Experimento 1		Experimento 2	
	Inicial	Final	Inicial	Final
R0C100	8,4 ± 0,13	8,7 ± 0,28	8,2 ± 0,01	8,6 ± 0,0
R25C75	8,6 ± 0,06	9,2 ± 0,08	8,3 ± 0,07	8,5 ± 0,14
R50C50	8,6 ± 0,11	9,1 ± 0,23	8,2 ± 0,01	8,6 ± 0,04
R75C25	8,5 ± 0,02	9,0 ± 0,07	8,2 ± 0,08	8,7 ± 0,0
R100C0	8,6 ± 0,16	9,3 ± 0,21	8,3 ± 0,06	8,5 ± 0,23

Tabela 5. Valores da temperatura inicial e final nos experimentos 1 e 2.

Tratamento	Temperatura (°C)			
	Experimento 1		Experimento 2	
	Inicial	Final	Inicial	Final
R0C100	29,2 ± 0,28	30,2 ± 0,07	29,1 ± 0,11	29,7 ± 0,06
R25C75	29,4 ± 0,13	32,3 ± 1,27	28,9 ± 0,04	29,4 ± 0,10
R50C50	29,3 ± 0,20	32 ± 0,85	29,0 ± 0,12	29,7 ± 0,13
R75C25	29,3 ± 0,17	31,9 ± 0,78	28,9 ± 0,30	29,5 ± 0,72
R100C0	29,2 ± 0,17	29,4 ± 0,14	29,1 ± 0,07	29,4 ± 0,49

Crescimento da microalga

No experimento 1, o valor máximo de densidade celular (DCM) foi encontrado no tratamento R50C50 e atingido no sétimo dia de cultivo; por outro lado, o tratamento R100C0 apresentou o menor valor de densidade celular máxima, registrado no sexto dia de cultivo. Os demais tratamentos alcançaram valores máximos de densidade celular intermediários aos valores citados anteriormente.

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, registrada no terceiro dia de cultivo. Os demais tratamentos alcançaram valores máximos de densidade celular intermediários aos valores citados anteriormente.

Não foram observadas diferenças estatísticas significativas entre os valores de densidade celular máxima nos tratamentos ($P>0,05$) dos dois experimentos, provavelmente devido à variação de valores obtidos entre repetições. Entretanto pode-se constatar algumas diferenças nos valores médios obtidos. Os valores de densidade celular máxima estão sumarizados na Tabela 6.

Tabela 6. Valores da densidade celular máxima (DCM) nos experimentos 1 e 2.

Tratamento	DCM (cél.10 ⁴ mL ⁻¹)	
	Experimento 1	Experimento 2
R0C100	320± 0,30	240,6± 0,33
R25C75	290± 0,70	176,8± 0,42
R50C50	487,5± 0,28	118,8± 0,60
R75C25	398,3± 0,40	29,8± 0,34
R100C0	285,1± 0,58	29,3± 0,45

Quanto à velocidade de crescimento (K) e ao 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⁻¹) e o menor tempo de duplicação ($1,7 \pm 0,21$ dia), enquanto o tratamento R50C50 apresentou a menor velocidade de crescimento ($0,4 \pm 0,16$ divisão dia⁻¹) e o tratamento R25C75, 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 ($0,4$ divisão dia⁻¹), mas o menor tempo de duplicação ($2,3 \pm 0,20$ dias) foi observado no tratamento R0C100. Por outro lado, a menor velocidade de crescimento ($0,2 \pm 0,06$ divisão dia⁻¹) e o maior tempo de duplicação ($4,9 \pm 1,21$ dias) ocorreram no tratamento R100C0. Também não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P>0,05$). Os valores da velocidade de crescimento e do tempo de duplicação no primeiro e segundo experimentos estão sumarizados na Tabela 7.

Tabela 7. Valores médios da velocidade de crescimento (K) e do tempo de duplicação (TD) nos experimentos 1 e 2.

Tratamento	Experimento 1		Experimento 2	
	K (div.divia ⁻¹)	TD (dia)	K (div.divia ⁻¹)	TD (dia)
R0C100	0,6 ± 0,08	1,7 ± 0,21	0,4 ± 0,04	2,3 ± 0,20
R25C75	0,5 ± 0,10	3,2 ± 1,69	0,4 ± 0,10	3,4 ± 1,56
R50C50	0,4 ± 0,16	2,5 ± 0,79	0,4 ± 0,10	2,6 ± 0,63
R75C25	0,5 ± 0,04	1,9 ± 0,13	0,4 ± 0,13	3,0 ± 1,20
R100C0	0,5 ± 0,06	1,8 ± 0,19	0,2 ± 0,06	4,9 ± 1,21

Efeito da utilização do meio de resíduo e dos metais traços no crescimento da microalga

Foi observado efeito significativo ($P < 0,05$) para a utilização de metais traços (Tabela 8), evidenciando que os metais traços favoreceram o

crescimento da microalga. Por outro lado, a utilização do meio de resíduo nas proporções testadas não resultou em diferença significativa entre os tratamentos em ambos os experimentos.

Tabela 8. Efeito da utilização do meio de resíduo e de metais traços sobre o crescimento da microalga *Navicula* sp. durante o período experimental de 10 dias.

	Tratamento	DCM (cél. 10^4 mL ⁻¹)	K (div dia ⁻¹)	TD (dia)	R	M	RxM
Com metais traços	R0C100	403,3 ± 0,30 ^{ab}	0,6 ± 0,1 ^{ab}	1,7 ± 0,21 ^{ab}	ns	**	ns
	R25C75	398 ± 0,70 ^{ab}	0,5 ± 0,0 ^{ab}	1,9 ± 0,13 ^{ab}	ns	**	ns
	R50C50	547 ± 0,32 ^{ab}	0,4 ± 0,2 ^{ab}	2,5 ± 0,62 ^{ab}	ns	**	ns
	R75C25	148,3 ± 0,56 ^{ab}	0,4 ± 0,1 ^{ab}	2,4 ± 0,71 ^{ab}	ns	**	ns
	R100C0	229,7 ± 0,48 ^{ab}	0,5 ± 0,1 ^{ab}	1,8 ± 0,17 ^{ab}	ns	**	ns
Sem metais traços	R0C100	258,3 ± 0,43 ^{ab}	0,4 ± 0,0 ^{ab}	2,3 ± 0,20 ^{ab}	ns	**	ns
	R25C75	58,1 ± 0,25 ^{ab}	0,4 ± 0,1 ^{ab}	3,0 ± 0,46 ^{ab}	ns	**	ns
	R50C50	148,3 ± 0,54 ^{ab}	0,4 ± 0,0 ^{ab}	2,6 ± 0,62 ^{ab}	ns	**	ns
	R75C25	229,7 ± 0,32 ^{ab}	0,4 ± 0,0 ^{ab}	3,4 ± 0,45 ^{ab}	ns	**	ns
	R100C0	29,3 ± 0,37 ^{ab}	0,2 ± 0,0 ^{ab}	4,9 ± 0,21 ^{ab}	ns	**	ns

Os dados correspondem à média de três réplicas ± desvio padrão; Os valores médios em mesma coluna com letras diferentes sobrescritas diferem significativamente ($P < 0,05$); R = meio de resíduo sólido; M = metais traços; RxM = meio de resíduo e metais traços, e interação integrada; ns = não significativo ($P > 0,05$); $P < 0,05$; Os resultados de parcelas subdivididas em dois sentidos: análise de variância e teste de Tukey; DCM = densidade celular máxima; K = velocidade de crescimento; TD = tempo de duplicação.

DISCUSSÃO

A quantidade de nitrogênio total encontrada no resíduo sólido (3,83 g L⁻¹) foi menor do que aquela presente no meio Conway (16,47 g L⁻¹), mas, mesmo com essa deficiência, o meio de resíduo mostrou-se satisfatório no desenvolvimento celular da espécie estudada. O nitrogênio é um dos principais elementos do metabolismo nos ecossistemas aquáticos, porque participa da formação de proteínas, sendo 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 (1,25 g L⁻¹) foi menor do que a quantidade presente no meio Conway (4,36 g L⁻¹). O fósforo também desempenha importante papel nos processos metabólicos celulares, representando cerca de 1%

do peso seco celular, e participa da formação de componentes estruturais e funcionais necessários para o desenvolvimento e crescimento das microalgas (GOLDMAN e GRAHAM, 1981). O enxofre, quando associado ao fósforo e ao nitrogênio, torna-se vital às células vegetais, porque participa da constituição de alguns aminoácidos essenciais (cistina e metionina), vitaminas e sulfolipídeos (BECKER, 1995). Sendo assim, é possível diminuir os custos da produção de *Navicula* sp. utilizando o meio de cultura com resíduo sólido, visto que o mesmo possui em sua composição os principais nutrientes (nitrogênio, fósforo e enxofre) necessários ao desenvolvimento celular da espécie.

A utilização do resíduo sólido proveniente do sistema de cultivo de camarões em bioflocos não causou modificação do pH no meio de cultivo, pois os valores do pH em ambos os experimentos ficaram dentro da faixa recomendada e não influenciaram os tratamentos estudados. Segundo

VALIENTE e LEGANES (1989), o valor 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 à solubilização e consumo de dióxido de carbono, degradação de metabólitos produzidos e consumo de substratos (GRIMA, 1999). O pH é um fator importante nos cultivos de microalgas, pois 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, 2010).

Quanto à temperatura, também não houve alterações significativas durante o estudo, e seus valores ficaram dentro da faixa adequada para o cultivo da microalga *Navicula* sp. Segundo JHA (1977), a alga *N. cuspidata* apresentou melhor crescimento quando cultivada em temperaturas 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 de componentes celulares como proteínas e lipídeos. A maioria das espécies de microalgas sobrevive em uma ampla faixa de temperaturas, mas o aumento da 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, a densidade celular máxima não apresentou diferença significativa entre os tratamentos em ambos os experimentos, diferentemente do observado por SILVA (2014), que, ao cultivar a alga *Scenedesmus* em esgoto sanitário biodigerido nas concentrações de 10, 15 e 25% e com inóculo inicial de 202×10^4 cél mL⁻¹, observou após 21 dias de cultivo que o tratamento com 25% de esgoto apresentou uma densidade celular máxima de 1.573×10^4 cél mL⁻¹, valor este, superior ao registrado no tratamento controle (meio CHU modificado).

VENDRUSCULO (2009), trabalhando com resíduos biodigeridos de aves e suínos no cultivo da *Scenedesmus quadricauda*, também observou

números de células maiores que no controle (meio CHU). Os valores máximos de densidade celular foram 103×10^4 cél.mL⁻¹ no meio CHU; 106×10^4 cél.mL⁻¹ no meio com efluente suíno e 133×10^4 cél.mL⁻¹ no meio com efluente de aves.

Comparando os valores dos parâmetros de crescimento da microalga nos experimentos 1 e 2, observou-se que houve diferença significativa entre os experimentos, indicando que a ausência de metais traços retarda o crescimento celular da espécie estudada. CHEN *et al.* (2011) realizaram um estudo em que 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 os metais traços como ferro, molibdênio, cobalto e manganês são fundamentais para o bom crescimento da alga no cultivo.

CONCLUSÕES

Conclui-se que a utilização do meio de cultura com resíduo sólido proveniente de um cultivo de camarões em sistema de bioflocos, nas proporções de 25 a 100%, em substituição ao meio Conway, é satisfatória para o desenvolvimento da microalga *Navicula* sp. Entretanto, a adição de metais ao meio de cultura melhora o desenvolvimento celular da microalga.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos o apoio financeiro fornecido pelo Conselho Nacional de Aperfeiçoamento de Pessoal do Ensino Superior (CAPES) e a Financiadora de Estudos e Projetos (FINEP).

REFERÊNCIAS

- 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.
- 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. 2016 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*, 47: 3990-39971.
- 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.
- CRAB, 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* (Kütz.). *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 southern 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. 2016 Using residual water from a marine shrimp farming BFT system. part I: nutrient removal and marine microalgae biomass production. *Aquaculture Research*, 47: 2716-2722.
- 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. 2014 *Purificação de biogás através de cultivo de microalgas em resíduos agroindustriais*, Curitiba, Paraná, Brasil. 137f (Dissertação (Mestrado. Universidade Federal do Paraná, UFPR). Disponível em: <<http://www.pipe.ufpr.br/portal/defesas/dissertacao/265.pdf>> Acesso em: 06 jan. 2016.
- 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. 2004 Phytoplankton in: REYNOLDS, C.S.; O'SULLIVAN, P.E. (eds.) *The Lakes Handbook*. Oxford Blackwell E-Publishing, Oxford, 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.
- STEIN, J.R. 1973 *Microalgae: biotechnology and microbiology*. Culture, Methods and Growth Measurements. Cambridge University Press, London, 448p.
- 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.
- WALNE, P. 1974 *Culture of bivalve mollusc, 50 years experience at Conway*. Fishing News (books), Farham. 173 p.
- 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.; LEVAY, L. 2012 Halophyte filter beds for treatment of saline wastewater from aquaculture. *Water Research*, 46 (16): 5102-5114.