

Fundação Universidade Federal do Rio Grande - Programa de Pós-graduação em
Aqüicultura

REMOÇÃO DE NUTRIENTES DE SISTEMAS DE CULTIVO DE CAMARÕES
COM BIOFILME ASSOCIADO À BACIA DE SEDIMENTAÇÃO.

GRAZIELE D'AVILA BARBOZA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura como parte dos requisitos para obtenção do grau de Mestre em Aqüicultura da Fundação Universidade Federal do Rio Grande.

Orientador: Prof. Dr. Luis Henrique Poersch

Co-orientador: Prof. Dr. Paulo César Abreu

Rio Grande, RS, Brasil

Março, 2008

ÍNDICE

Dedicatória.....	v
Agradecimentos.....	vi
Resumo.....	vii
Abstract.....	viii
Introdução.....	1
Material e métodos.....	8
Resultados.....	12
Discussão.....	22
Conclusões.....	29
Bibliografia.....	30

**Dedico este trabalho as
pessoas mais importantes
na minha vida, meus pais,
minhas irmãs e meu
namorado.**

AGRADECIMENTOS

A CAPES, que pelo possibilitou o desenvolvimento desta pesquisa.

Ao meu orientador, Luis Henrique Poersch, e meu co-orientador, Paulo César Abreu, pela paciência, apoio e incentivo.

A todos os professores da EMA pelo apoio e compreensão.

A todas as pessoas que me ajudaram no desenvolver desse trabalho, colegas da EMA e do laboratório de fitoplâncton, e em especial a Carol, Hermes, Lúcio, Nero, Bruno, Adriana e Leandro.

E a todos que de alguma forma me ajudaram no decorrer do mestrado.

RESUMO

As fazendas de cultivo de camarões com altas densidades, liberam efluentes com altas cargas de nutrientes, provocando a degradação da qualidade da água. Isto gera preocupação a respeito do lançamento de efluentes dos cultivos. Em vista disto, este trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência de um sistema integrado de bacia de sedimentação e biofilme na remoção de nutrientes. O estudo foi realizado em ambiente aberto, durante 45 dias. Foram utilizados três tratamentos: a) tratamento TC, sem substrato vertical; b) tratamento T50, superfície interna das caixas aumentada em 50% e c) tratamento T100, superfície interna das caixas aumentada em 100%. As caixas foram abastecidas com o efluente de um cultivo de camarão. Diariamente foram medidos o pH, a salinidade, o oxigênio dissolvido (OD) e a temperatura. Durante os primeiros 15 dias as coletas foram feitas a cada 5 dias, após esse período as coletas de água foram a cada 2 dias, e de biofilme diariamente. As análises de amônia foram feitas em todos os dias de amostragem. As análises de nitrito, nitrato e fosfato, foram feitas de todas as coletas até o 15º dia, e após esse período a cada 6 dias. Do biofilme, a matéria seca foi determinada de todos os dias coletados. A clorofila *a* analisada a cada 5 dias. E a estimativa de ciliados e flagelados nos dias 5, 10, 15 e 20. Os resultados mostraram que os tratamentos TC e T50 reduziram mais de 80% da amônia e fosfato em 10 dias. O tratamento T100 nos primeiros dias apresentou os menores valores de OD, pH e clorofila *a*, provocando um pico nas concentrações de amônia e fosfato, retardando a remoção destes nutrientes. Para todos os tratamentos após o 15º dia a concentração de fosfato sofreu uma elevação que se manteve até o final do experimento. Concluindo que ao dobrar a área disponível para fixação de biofilme há uma dificuldade de circulação nos tanques, e um aumento da respiração microbiana, tornando o sistema menos eficiente. Já a bacia de sedimentação sem biofilme, ou com 50% de acréscimo de substrato, ambos são eficientes. Portanto, o efluente deve permanecer na bacia de sedimentação por um tempo mínimo de 10 dias, mas não ultrapassando 15 dias, para não haver elevação nos níveis de fosfato.

Palavras-chave: tratamento de efluentes, bacia de sedimentação, biofilme.

ABSTRACT

The shrimp farms with high densities, release effluents with high loads of nutrients, causing water quality degradation. This creates concern about the release of effluents of cultures. In this work, we aimed to assess the efficiency of an integrated system of settling ponds and biofilm in the nutrients removal. The study was conducted in an open environment, for 45 days. We used three treatments: a) treatment TC, without vertical substrate b) treatment T50, inner surface of the tanks increased by 50% and c) treatment T100, inner surface of the tanks increased by 100%. The tanks were supplied with the effluent of a shrimp culture. Daily were measured pH, salinity, dissolved oxygen (OD) and temperature. During the first 15 days the collections were made every 5 days, after that period the collection of water were every 2 days, and biofilm daily. Analyzes of ammonium were performed on all days of sampling. Analyzes of nitrite, nitrate and phosphate, were made of all collections until the 15 th day, and after this period every 6 days. Of the biofilm, the dry matter was determined in every day collected. The chlorophyll-a reviewed every 5 days. And the estimate of ciliates and flagellates on days 5, 10, 15 and 20. The results showed that the treatments TC and T50 reduced more than 80% of ammonium and phosphate in 10 days. The treatment T100 in the first few days showed the lowest values of OD, pH and chlorophyll-a, causing a peak in the concentrations of ammonium and phosphate, delaying the removal of these nutrients. For all treatments after the 15 th day the concentration of phosphate has an elevation which remained until the end of the experiment. Concluding that to double the area available for setting biofilm there is a difficulty in circulation in tanks, and an increase in microbial respiration, making the system less efficient. Already the settlement ponds without biofilm, or with 50% increase in substrate, both are effective. Therefore, the effluent must remain in the basin settling ponds for a minimum time of 10 days but not exceeding 15 days, for no elevation in the levels of phosphate

Key words: effluent treatment, settling ponds, biofilm.

1 - INTRODUÇÃO

Atualmente, devido ao grande esforço de pesca sobre os estoques pesqueiros, a pesca extrativa está em seu grau máximo de exploração. Desde a década de 70, o crescimento do setor é de apenas 1,2% ao ano, enquanto que o setor da aquicultura cresce em média 8,9% ao ano (FAO 2004). De 1995 a 2005 a produção pesqueira se manteve praticamente constante, enquanto a produção da aquicultura aumentou de pouco mais de 31 milhões de toneladas em 1995, para quase 63 milhões de toneladas em 2005 (FAO 2007). Este grande aumento da produção da aquicultura tem papel importante como estratégia de redução da exploração do pescado, e está diretamente relacionado com o aumento da demanda de mercado.

Devido ao pescado ser uma importante fonte de proteína animal, a produção de organismos cultivados tem crescido juntamente com o aumento da população mundial. Segundo estatísticas da FAO (2004), o pescado provê pelo menos 20% do consumo mundial de proteína animal, para mais de 2,6 bilhões de pessoas. Desde 1992, do total do suprimento mundial de proteína animal, a proteína do pescado aumentou de 14,9% para 16% em 1996, permanecendo próximo a esse nível até 2001 (15,9%) (FAO 2004).

É devido a essa estagnação da produção pesqueira e ao aumento da demanda de mercado, que a produção mundial da aquicultura está em pleno desenvolvimento, e tende a um crescimento significativo num futuro próximo. A aquicultura hoje, se comparada com qualquer outro setor da agroindústria, é considerada o setor da produção animal que mais cresce (Alonso-Rodriguez & Páez-Osuna 2003). Segundo as estatísticas da FAO (2006), a aquicultura mundial teve uma taxa de crescimento anual de 8,8% ao ano de 1950 a 2004, sendo que a América Latina e Caribe apresentaram a maior média de crescimento anual (21,3%), devido à aquicultura nessas regiões que era praticamente inexistente até 1970. A contribuição do Brasil no cenário regional passou a ter maior importância a partir de 1990, quando o governo implementou um plano para expandir a indústria da aquicultura, inicialmente voltada para o cultivo de camarões (FAO 2006).

Dos setores da aquicultura, o cultivo de camarão é uma das atividades que mais cresce, tendo incremento extraordinário durante a última década, devido ao seu alto valor econômico. Segundo estatísticas da FAO (2006) em 2004, o cultivo de crustáceos estava no 4º lugar em termos de quantidade da produção e em 2º lugar em termos de valores. No entanto, ele interage com o meio, utilizando seus recursos e provocando mudanças ambientais, sendo que estas interações podem gerar tanto efeitos positivos quanto negativos. Os efeitos positivos são fundamentalmente sócio-econômicos, proporcionando a geração de empregos, tanto diretos quanto indiretos, estabilidade da renda, geração de impostos, melhoria das condições de vida dos municípios, e fixação das comunidades (Vinatea-Arana 1997, FAO 2006). A carcinocultura brasileira, entre empregos diretos e indiretos, gera 3,75 empregos por hectare de viveiro em produção, superior ao gerado pela agricultura irrigada, que chega a um máximo de 2,14 empregos por hectare (Sampaio e Couto 2003). No entanto, como impactos negativos estão a destruição de habitats, produção de dejetos, liberação de espécies exóticas e invasão de patógenos (Naylor *et al.* 2000). Sendo que um grande problema é o uso intensivo dos habitats costeiros e ecossistemas naturais para cultivos, até exceder a capacidade de suporte da área (Frankic & Hershner 2003).

As fazendas de cultivo de camarões que trabalham com altas densidades, liberam altas cargas de nutrientes para os ambientes costeiros adjacentes, devido a grande quantidade de ração utilizada (Trott & Alongi 2000). O nitrogênio (N), o fósforo (P) e os sólidos suspensos, liberados nos efluentes das fazendas, são os principais responsáveis pela degradação ambiental (Jackson *et al.* 2004). Segundo Páez-Osuna *et al.* (1997) em uma fazenda de cultivo semi-intensivo de camarões há a liberação de 28,6 kg de N e 4,6 kg de P por tonelada de camarão produzido. Sendo que as 3 principais fontes de N são a excreção, a lixiviação da dieta formulada e a lixiviação das fezes do camarão (Burford & Williams 2001). Segundo Páez-Osuna (2001) a liberação do efluente das fazendas pode causar nas águas costeiras adjacentes a depleção do oxigênio, diminuir a penetração de luz por causa dos sólidos suspensos, e causar transformações na macrofauna bentônica devido à hipernutrição (Páez-Osuna, 2001). Cabe salientar que quanto pior for o manejo do cultivo, maiores serão os aportes de nutrientes para o meio ambiente (Páez-Osuna 2001).

O efluente com concentração elevada de N e P causa o aumento da produtividade primária, provocando a degradação da qualidade da água dos ambientes costeiros adjacentes pela aceleração do processo de eutrofização e florações de fitoplâncton (figura 1) (Páez-Osuna *et al.* 1998; Vigneswaran *et al.* 1999; Thompson *et al.* 2002; FAO, 2006). Segundo Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna (2003) as condições que originam os blooms algais nos viveiros dependem, principalmente, da fertilização, taxa de alimentação e composição do alimento. Sendo que o objetivo da fertilização dos viveiros é o aumento da produtividade primária, no entanto um manejo inadequado, contaminação e condições climáticas podem causar florações indesejadas (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna, 2003), provocando tanto impactos na produção primária e secundária, quanto na qualidade da água dos ambientes costeiros adjacentes.



FIGURA 1 - Floração de fitoplâncton causado pela liberação do efluente de uma fazenda de aqüicultura.

Algumas alternativas para minimizar o impacto dos efluentes dos viveiros de camarões têm sido estudadas, sendo a implantação de bacias de sedimentação uma das alternativas mais efetivas de tratamento dos efluentes de cultivo (figura 2). Este é um método muito utilizado, pois além de eficiente, requer pouca manutenção (Jímenez-Montealegre *et al.* 2002), no entanto requer uma área que normalmente o proprietário da fazenda não quer abrir mão. Teichert-Coddington *et al.* (1999) observaram que os últimos 10-20% do volume do efluente na bacia de sedimentação, com até seis horas de tempo de residência, removem 40% dos sólidos suspensos, 12 % de DBO, 7% de nitrogênio total (NT), e 14% de fósforo total (PT). Já Jones *et al.* (2001), estudando um sistema integrado de sedimentação com ostras e macroalgas, para tratar o efluente de um viveiro de camarão, demonstraram que a bacia de sedimentação reduz a carga de sólidos suspensos totais (SST) para 12%, o nitrogênio total kjeldahl para 70%, o PT para 47%, e a clorofila *a* para 72% da concentração inicial, sendo que a taxa de regeneração de amônia (NH_4^+) foi de 1,8mmol/m²/dia. Por outro lado, Jackson *et al.* (2003) demonstraram uma maior eficiência da bacia de sedimentação na redução das partículas suspensas do que na concentração de compostos nitrogenados, encontrando redução de 60% dos SST com tempo de residência de 0,7 dias e reduções de PT e NT de 35% e 23%, respectivamente, com tempo de residência de 2 dias.

Apesar de estudos afirmando que o uso de bacias de sedimentação pode facilmente controlar os impactos negativos dos efluentes (Beveridge *et al.* 1997), e reduzir significativamente a carga de nutrientes do efluente liberado (Páez-Osuna 2001), vários estudos demonstram que este método, embora seja efetivo na redução de sólidos suspensos, tem pouca eficiência na remoção de sólidos finos e nutrientes dissolvidos (Funge-Smith & Briggs 1998, Michael 2003, Piedrahita 2003). Além disso, este material após estar sedimentado, tenderá a ser reincorporado à coluna d'água via ressuspensão, dissolução, mineralização ou incorporação pela biomassa planctônica (Kibria *et al.* 1997, Teichert-Coddington *et al.* 1999, Jones *et al.* 2001). As bacias de sedimentação são, portanto, limitadas em sua capacidade, pois apenas reciclam ao invés de remover os nutrientes (Erler *et al.* 2007), e por isso não são recomendadas como o único método de tratamento (Piedrahita 2003). Sendo assim, deve-se fazer a integração das bacias de sedimentação com

um método que seja mais eficaz onde elas possuem limitações, a fim de melhorar a eficiência do sistema de tratamento de efluentes.

Segundo Trott & Alongi (2000) e Trott *et al.* (2004) o efluente das fazendas geram populações ricas e produtivas de fitoplâncton, bactérias e microzooplâncton, dando suporte que estes são ativos mineralizadores dos efluentes. Em vista disso, a adição de substratos para a fixação de biofilme, associado à bacia de sedimentação, pode ser uma técnica útil para minimizar os impactos causados pelo efluente da produção.



FIGURA 2 - Bacia de sedimentação de uma fazenda de cultivo de camarões

O biofilme que cresce sobre substratos submersos é uma matriz orgânica colonizada por microorganismos (figura 3) (Thompson *et al.* 2002). Segundo Moriarty (1997), os microorganismos têm um importante papel nos viveiros de cultivo, seja atuando na produtividade, ciclagem de nutrientes, nutrição dos animais cultivados, qualidade de água, controle de doenças, ou impacto ambiental dos efluentes. Paniagua-Michel & Garcia (2003), trabalhando com substrato para fixação de biofilme no tratamento de efluentes de cultivos de camarões, encontraram uma eficiência média de remoção de nitrogênio na forma de amônia de 97%, e 95% na forma de nitrato, em um período de 20 dias de

tratamento. Thompson *et al.* (2002) e Burford *et al.* (2003) indicaram que as bactérias nitrificantes, presentes no biofilme, tem um importante papel no controle da qualidade da água pela ciclagem de nutrientes, convertendo a amônia, a nitrito, e este a nitrato, via nitrificação. A presença de microalgas e cianobactérias no biofilme também colaboram com a redução da concentração de amônia pela sua absorção (Thompson *et al.* 2002).

Estudos têm sido feitos para demonstrar a eficiência do biofilme na melhoria da qualidade da água, devido a grande quantidade de nutrientes, gerados pelo uso de alimentação com elevada proteína. Sendo que destes, a amônia e o nitrito são os dois compostos mais tóxicos para os organismos. Porém, se a principal fonte de nitrogênio exportado for a amônia, a eutrofização pode ser acelerada, mas com a presença de biofilme a eutrofização nos corpos d'água que recebem os efluentes da aquicultura é reduzida pela liberação efetiva de fosfato, ou a velocidade do processo é diminuído pelo lançamento de mais nitrato em vez de amônia (Thompson *et al.* 2002).



FIGURA 3 – Biofilme formado em um substrato que foi submerso em viveiro de cultivo.

Em vista disso, quanto maior for o acréscimo de área disponível para o crescimento de biofilme, maior será a absorção dos nutrientes. Sendo assim, este trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência de um sistema integrado de bacia de sedimentação e biofilme na ciclagem de nutrientes, determinando o tempo de residência necessário para eliminar 80% do nitrogênio amoniacal, e quanto incremento de biofilme é necessário para diminuir o tempo de residência do efluente na bacia de sedimentação para a possível implantação de sistemas que maximizem a eficiência do tratamento de efluentes.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. ÁREA DE ESTUDO

O estudo foi realizado na Estação Marinha de Aquacultura Prof. Marcos Alberto Marchiori / EMA, do Departamento de Oceanografia da Fundação Universidade Federal do Rio Grande / FURG, localizada no município de Rio Grande, RS.

2.2. TRATAMENTO DO EFLUENTE

Para simular bacias de sedimentação foram utilizadas nove caixas d'água medindo 0,70 x 0,70 x 0,45 m. As caixas foram colocadas em ambiente aberto, para manter as variações ambientais sofridas por uma bacia de sedimentação. O experimento teve duração de 45 dias, iniciando em 09/04/2007 e com término em 23/05/2007, foi montado em um terreno plano e fora de sombreamento (Figura 4).

Todas as caixas tiveram seu fundo preenchido com 5 cm de sedimento e foram abastecidas até 35 cm de altura da coluna d'água com o efluente de um viveiro de cultivo de camarões. O viveiro, com 500m², tinha uma densidade de 25 camarões/m² e recebia aproximadamente 20 kg de ração por dia.

As caixas foram colocadas lado a lado e cada tratamento contou com 3 repetições, sendo que a disposição dos tratamentos foi selecionada ao acaso. Os tratamentos representaram um aumento da superfície disponível para a fixação de biofilme. Como substrato para o aumento da superfície foram utilizadas telas de nylon de 1 mm de abertura de malha. Para isto foi medida a área total ocupada pela coluna d'água (área de fundo + áreas laterais, com altura de 35 cm), e sobre esta, calculada a porcentagem de substrato a ser adicionada, caracterizando os seguintes tratamentos: a) controle (TC), sem substrato artificial vertical (SAV); b) o tratamento 50 (T50), onde a superfície interna das caixas foi aumentada em 50%, com adição de SAV e c) tratamento 100 (T100), onde a superfície interna das caixas foi aumentada em 100% com adição de SAV.

Para possibilitar a análise da formação do biofilme no grupo controle, foram adicionados 30 pedaços de SAV de tamanho 6x6cm, que era a quantidade exata necessária para que fossem feitas todas as coletas do experimento. Esta mesma quantidade de SAV foi adicionada aos demais tratamentos.

Em todas as unidades experimentais foi colocada aeração fraca, para simular as condições ambientais. E não houve renovação de água, para que fosse estipulado o tempo de residência necessário do efluente na bacia de sedimentação. Somente houve reposição da água evaporada, a qual era feita sempre que o volume de água se encontrava abaixo dos 35 cm de altura, e após a medição da salinidade, sendo repostas com água doce, ou marinha, a fim de manter a salinidade inicial do experimento.

2.3. COLETA E ANÁLISE DAS AMOSTRAS

Diariamente foram medidos o pH, a salinidade, o oxigênio dissolvido (OD) e a temperatura, utilizando multi-analisador Yellow Springs YSI Modelo 556 MPS.

Durante os primeiros 15 dias de experimento, tempo estimado de maturação do biofilme, as amostras de água foram coletadas a cada cinco dias. No período restante do experimento as coletas passaram a ser a cada dois dias. Para não causar diferenças entre os resultados dos tratamentos padronizou-se fazer as coletas sempre na mesma altura da coluna d'água.

Para as análises de nitrogênio amoniacal total ($\text{N-NH}_4^+ + \text{N-NH}_3^-$), as amostras foram filtradas em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/F) e analisadas no mesmo dia, através dos métodos desenvolvidos por Strickland & Parsons (1972) e UNESCO (1983). Para as análises de nitrito, nitrato e fosfato, a água coletada foi filtrada em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/F) e congelada para análise posterior. As análises de nitrito, nitrato e fosfato (Strickland & Parsons 1972, UNESCO 1983) foram feitas a cada cinco dias, nos 15 primeiros dias, e a cada seis dias, nos dias posteriores.

Para a determinação da matéria seca, clorofila *a* e microorganismos do biofilme, amostras do SAV foram coletadas a cada cinco dias, nos 15 primeiros dias, e após este

período foram coletadas diariamente. Também foi padronizado fazer as coletas de SAV sempre na mesma altura para evitar que ocorressem diferenças entre os tratamentos.

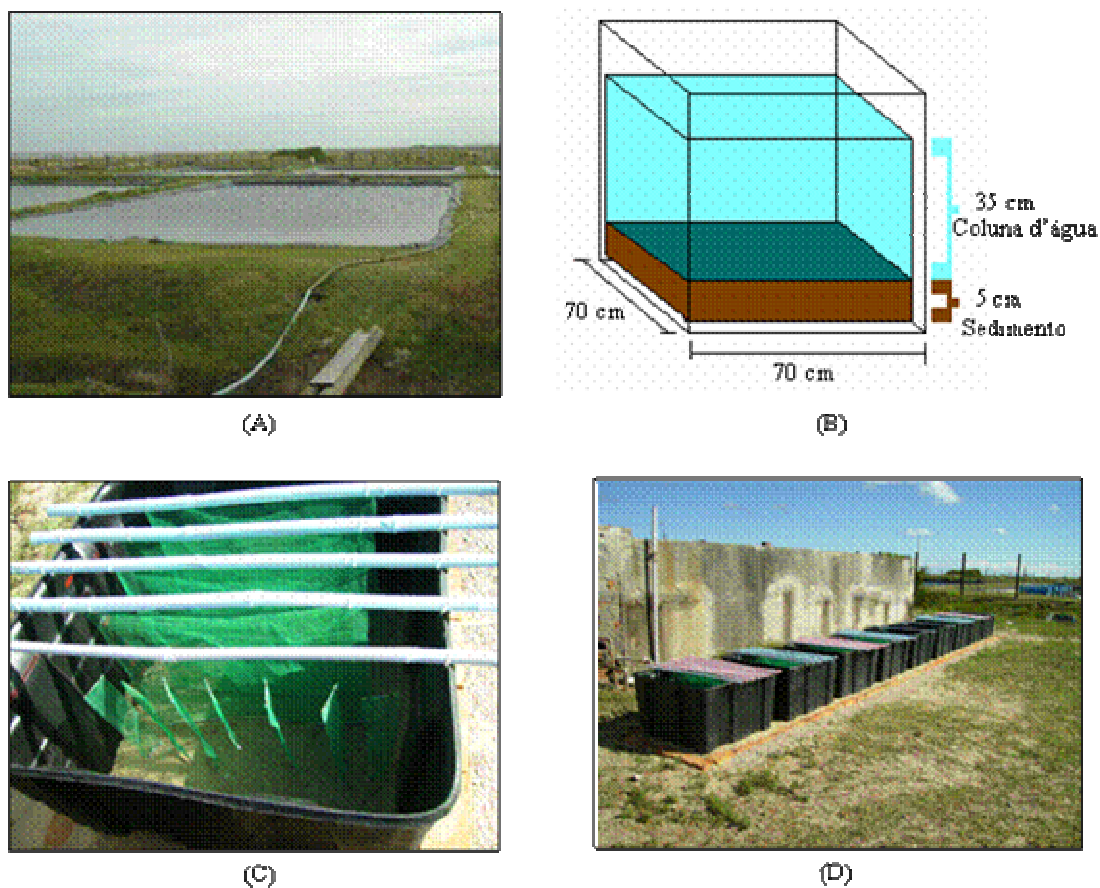


FIGURA 4 - Montagem do experimento: (A) viveiro de cultivo de camarões de onde foi retirado o efluente (B) Esquema das caixas usadas para simular bacias de sedimentação (C) Caixa usada no experimento com acréscimo de substrato artificial vertical para a fixação de biofilme (D) Experimento com nove caixas distribuídas ao acaso, divididas em três tratamentos com três repetições: tratamento controle (TC), sem substrato artificial vertical (SAV); tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

A matéria seca foi determinada em pedaços de SAV com superfície 4x4cm de todos os dias de amostragem. Os pedaços de SAV com biofilme foram colocados para secar em estufas a 60°C (temperatura padronizada pelo laboratório), onde permaneceram até que o

peso estivesse constante. Após este período, o peso do SAV com biofilme foi comparado com o peso do SAV limpo (peso inicial).

A determinação da clorofila *a* foi feita a cada cinco dias, durante todo o experimento, em amostras de SAV de superfície 2x2cm. As amostras de biofilme foram coletadas, colocadas em envelopes de papel alumínio, para não haver exposição à luz, e congeladas. Posteriormente, foram selecionadas para análise as amostras a cada 5 dias. Estas foram colocadas em frascos com 10 ml de acetona 90%, armazenadas no escuro por 24 h a -12°C, e analisadas por fluorimetria com fluorímetro Turner TD-700, previamente calibrado com clorofila *a* pura.

Já para a determinação dos microorganismos as amostras de SAV, também com superfície 2x2cm, foram colocadas em frascos com 10ml de formol 4%. Para isto, foram colocados nos frascos 9 ml do efluente da mesma caixa que estava sendo retirada a amostra, filtrados em filtros de polycarbonato (Nuclepore, 0,2µm de poro), e 1 ml de formol 40%, e então armazenados. Para fazer a estimativa da abundância de ciliados e flagelados foram selecionadas as amostras dos dias 5, 10, 15 e 20. No laboratório o biofilme foi extraído usando um aparelho de ultra-som (Cole Palmer Mod.4710 Series Ultrasonic Homogenizer) aplicando-se em média quatro pulsos de 10 segundos com intervalos do mesmo tempo, ou até que todo o biofilme fosse extraído, numa frequência de 20-kHz. Destas amostras o biofilme foi ressuspendido, retirados 1 ml e colocados em câmaras de sedimentação. A abundância de flagelados e ciliados foi determinada fazendo a contagem em 30 campos com aumento de 20x utilizando microscópio invertido Zeiss Axiovert (Utermöhl 1958).

2.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos pelo experimento foram analisados através de análise de variância de duas vias (ANOVA): os fatores foram tempo e tratamento. Para detectar a ocorrência de diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos foi utilizado o teste de Tukey. Os dados que não se adequaram para o uso dessa análise foram transformados matematicamente.

3. RESULTADOS

Não houve diferença significativa da temperatura entre as unidades experimentais, no entanto apresentaram diferença ao longo do tempo (Figura 5). Os três tratamentos apresentaram seu valor máximo por volta de 31°C no 12º dia. Já os valores mínimos encontrados ficaram em torno dos 15°C, ao final do experimento. Observando-se a figura 5 nota-se que a partir do 26º dia as temperaturas se mantiveram mais baixas que as iniciais, o que ocorreu devido à chegada de uma frente fria.

Com relação à salinidade, também não foram encontradas diferenças significativas entre os tratamentos, mas foram encontradas diferenças ao longo do tempo. Os valores máximos foram obtidos no início do experimento, sendo que a média ficou em torno de 32 ($\pm 0,6$), e os valores mínimos foram obtidos no 28º dia para todos os tratamentos, com média de 20 ($\pm 1,0$).

Do início do experimento até o 26º dia a salinidade se manteve praticamente estável, apenas com uma ligeira queda por volta do 16º dia. No entanto, entre o 26º e 27º dias ocorreu uma queda abrupta da salinidade devido à fortes chuvas, e a partir daí voltou a aumentar lentamente por consequência da evaporação (Figura 6).

Os valores de pH não apresentaram diferenças entre os tratamentos, mas sim ao longo do tempo. Analisando a figura 7, nota-se que houve um aumento inicial de pH ao longo dos primeiros 20 dias de cultivo, alcançando valores próximos a 10. A partir do 21º dia, houve uma diminuição do pH até os níveis iniciais, próximos a 8.

Com relação à concentração de oxigênio dissolvido, o valor mínimo ocorreu no 1º dia para os três tratamentos, e ficou em torno de 5,8 mg/l ($\pm 0,1$). O valor máximo ficou por volta de 16,4 mg/l ($\pm 0,5$), o qual ocorreu no 14º dia, também para os três tratamentos. Essa variação no OD foi mais pronunciada nos primeiros 15 dias. Após este período, sua concentração se manteve estável e em torno de 10 mg/l ($\pm 1,3$).

De acordo com a figura 8 pode-se observar que, entre o 6º e 8º dias de experimento a concentração de OD apresentou variação significativa ($p < 0,05$) entre os tratamentos, sendo que o tratamento T100 apresentou os menores valores, apresentando também diferença significativa ao longo do experimento.

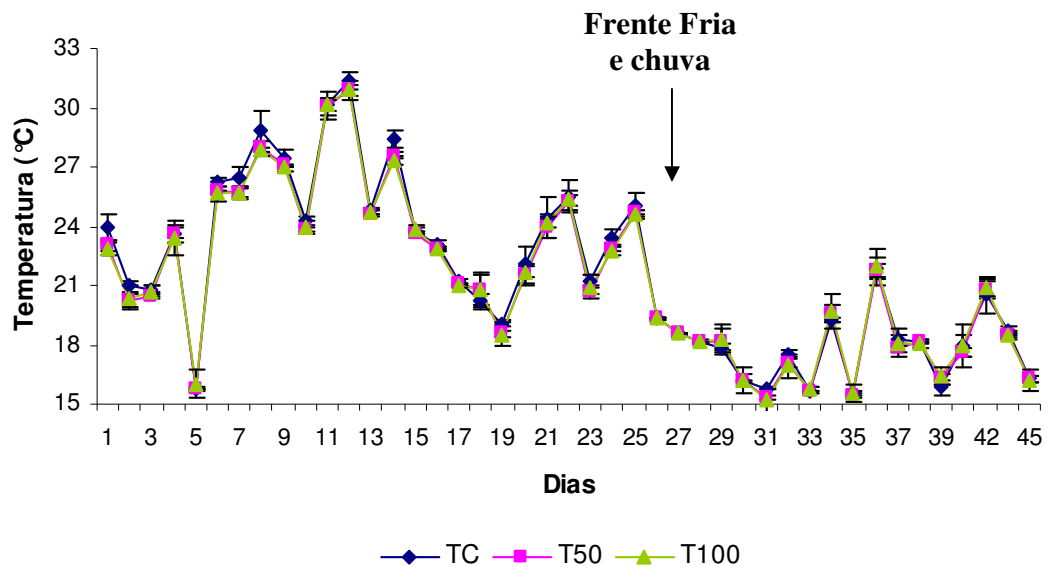


FIGURA 5 – Valores médios da temperatura (°C) dos 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

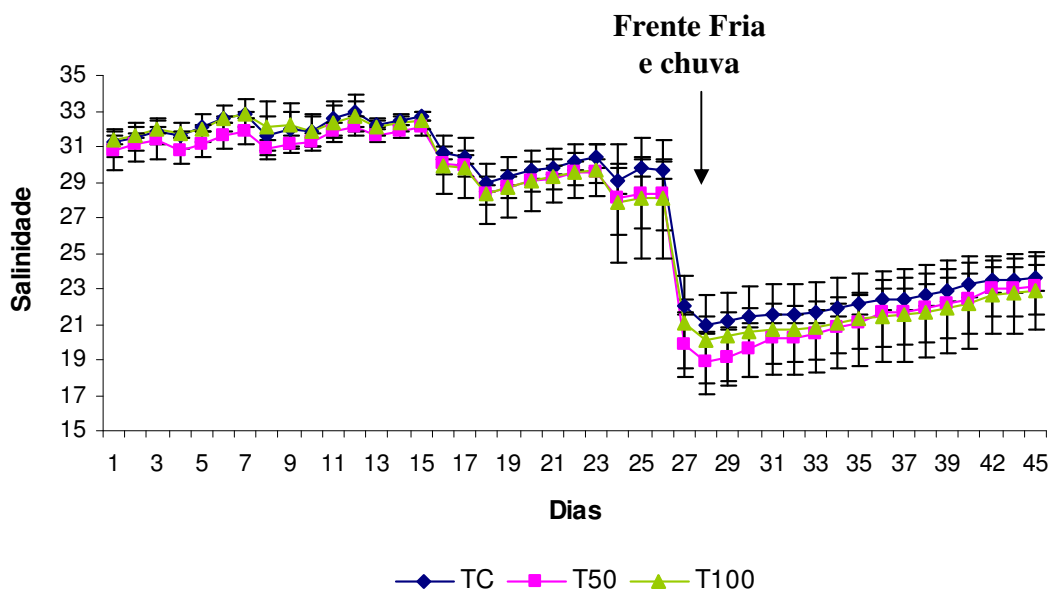


FIGURA 6 – Valores médios de salinidade dos 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

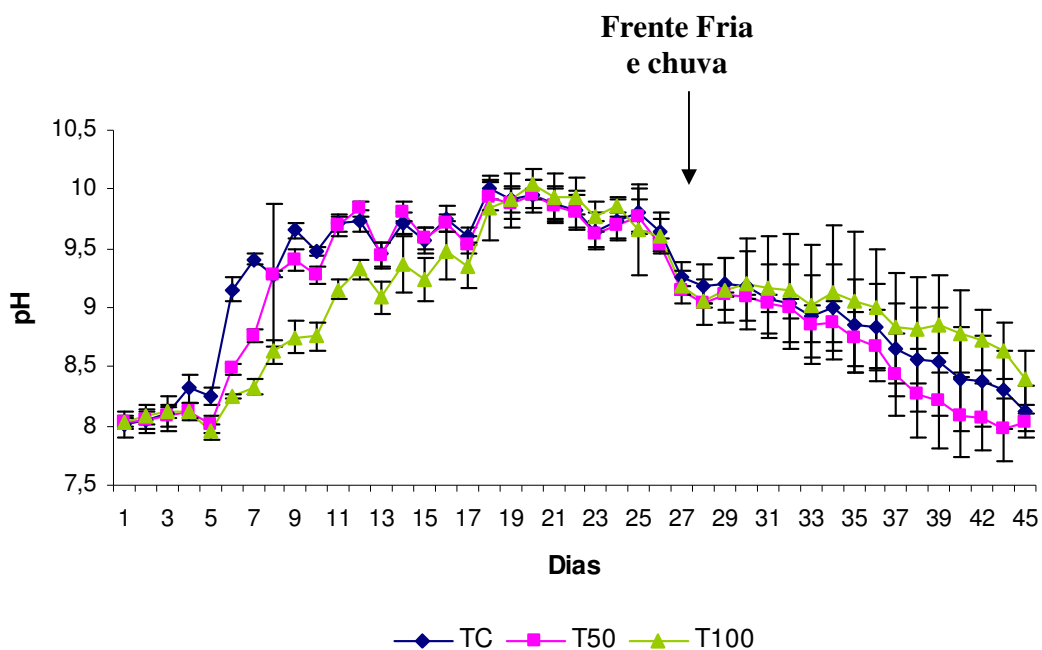


FIGURA 7 – pH médio dos 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

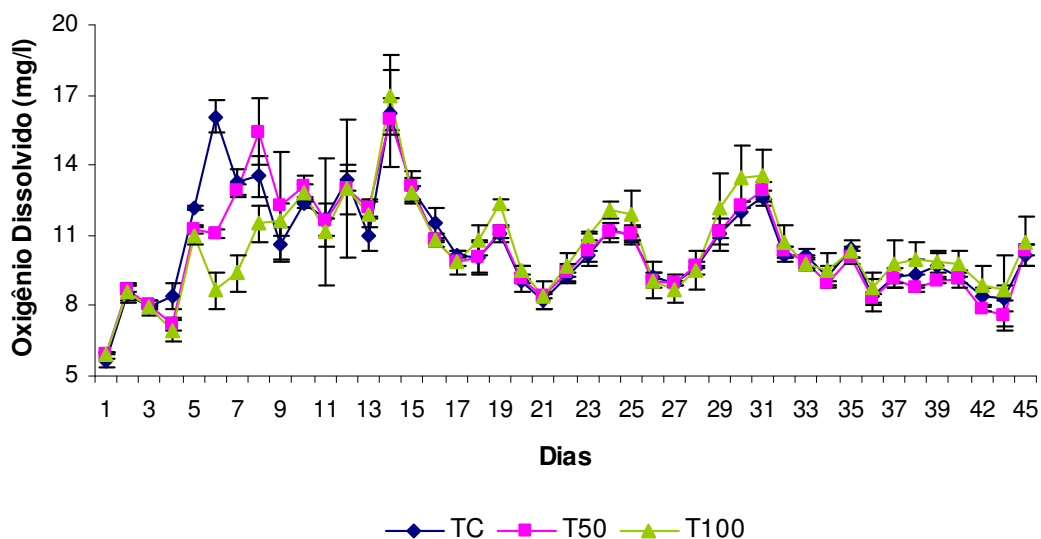


FIGURA 8 – Valores médios de oxigênio dissolvido em mg/l dos 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

A variação média da concentração de nitrogênio amoniacal total (NAT) está apresentada na figura 9. Esta apresentou diferenças ao longo do tempo e entre os tratamentos. Os valores máximos foram obtidos no início do experimento, sendo 1,32 mg/l ($\pm 0,08$) para o tratamento TC, 1,42 mg/l ($\pm 0,05$) para o tratamento T50 e 1,45 mg/l ($\pm 0,05$) para o tratamento T100. Os valores mínimos encontrados nos três tratamentos foram de 0,01 mg/l, observados a partir do 15º dia, e sem grandes variações até o final do experimento.

Ambos os tratamentos, TC e T50, têm a concentração de NAT decrescendo até o 10º dia, quando chegam próximos a zero e se mantêm estáveis até o final do experimento, sem apresentar diferença significativa entre eles. Já a concentração média do tratamento T100 diminuiu até o 5º dia, sem diferir dos demais tratamentos, no entanto, se manteve constante do 5º ao 10º dia, quando passou a apresentar diferença estatística ($p < 0,05$), voltando a se igualar aos outros tratamentos no 15º dia. Nos três tratamentos as concentrações apresentam um pico no 19º dia, voltando a diminuir suas concentrações até o 25º dia (Figura 9).

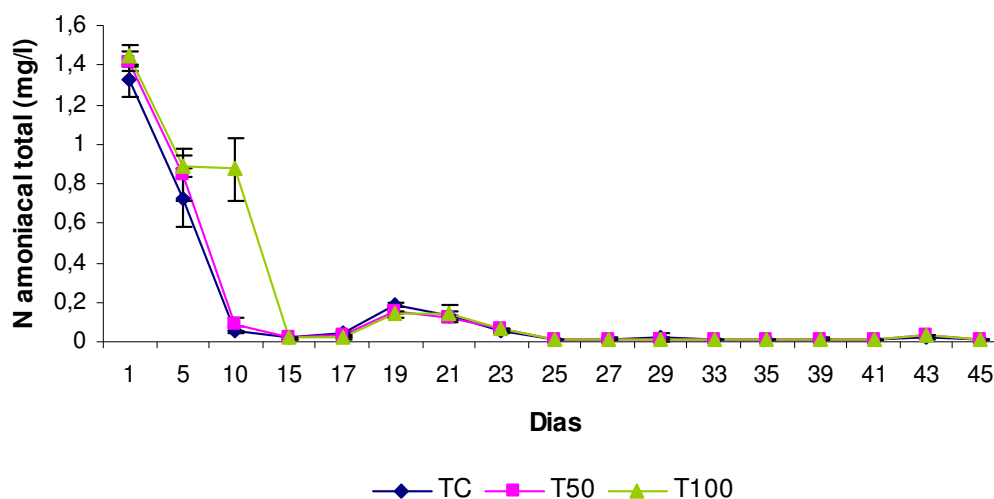


FIGURA 9 – Média da concentração de nitrogênio amoniacal total ($N-NH_4^+ + N-NH_3$) em mg/l obtidas através das análises de água durante os 45 dias de experimento para os tratamentos sem substrato artificial vertical (SAV), representado pelo tratamento Controle (TC), tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50) e tratamento com 100% de SAV (T100).

Assim como aconteceu para os valores da concentração de NAT, a concentração de nitrito+nitrato apresentou diferença entre os tratamentos e ao longo do tempo. Analisando-se a concentração de nitrito+nitrato (figura 10) e comparando com os resultados obtidos da concentração de NAT (figura 9) pode-se observar que conforme há uma redução no NAT à concentração de nitrito+nitrato passa a se elevar. Entretanto, essa elevação só ocorre nos tratamentos em que houve um incremento de substrato para a fixação de biofilme, sendo mais pronunciado no tratamento T100.

O tratamento TC apresentou sua concentração mais elevada de nitrito + nitrato no 1º dia de experimento, 0,01mg/l, chegando à zero no 10º dia. Já os tratamentos T50 e T100, ambos apresentaram seu valor máximo no 10º dia, sendo 0,02 e 0,03mg/l, respectivamente, chegando à zero no 15º dia.

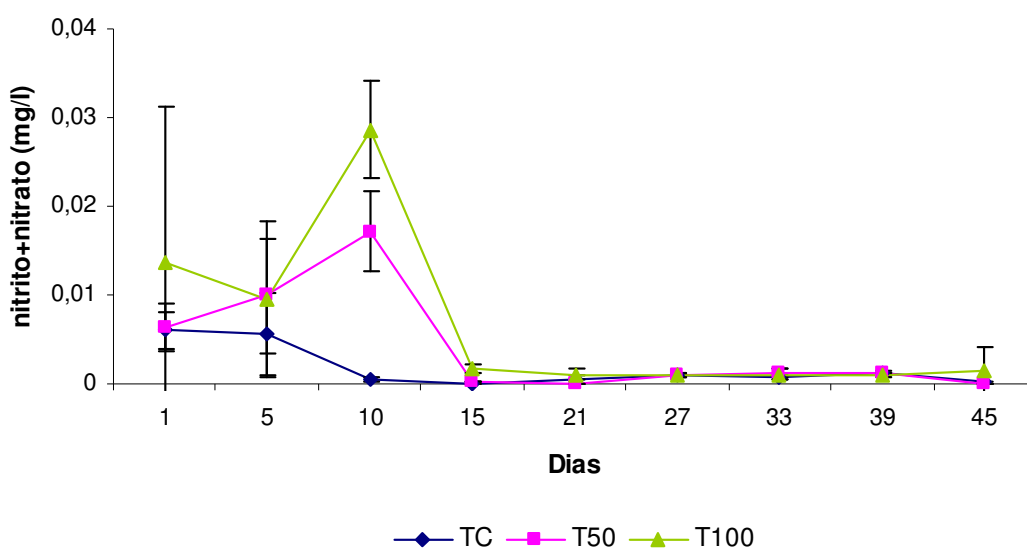


FIGURA 10 – Valores médios da concentração de nitrito+nitrato em mg/l obtidas através das análises de água durante os 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

Observando os resultados das análises de fosfato (P) (figura 11), pode-se ver que as concentrações deste nutriente seguem um padrão semelhante ao encontrado para a concentração de NAT. Tendo diferenças no tempo e entre os tratamentos. As variações foram de 0,28 mg/l ($\pm 0,03$) a 3,05 mg/l ($\pm 0,38$) para o tratamento TC, de 0,2 mg/l ($\pm 0,03$) a 3,1 mg/l ($\pm 0,3$) para o tratamento T50, e de 0,39 mg/l ($\pm 0,14$) a 3,22 mg/l ($\pm 0,69$) para o tratamento T100. A média na concentração de P, tanto do tratamento TC, quanto do tratamento T50 diminuem até o 15º dia. Já o tratamento T100 até o 5º dia de experimento não apresentou diferença dos demais tratamentos, mas tendo diferença significativa ($p < 0,05$) no 10º dia, no caso do P devido a uma elevação, não muito pronunciada, nas concentrações do tratamento T100, a qual entra em declínio voltando a se igualar aos outros tratamentos no 15º dia.

Cabe salientar, que embora os dados sobre a concentração de NAT e P tenham padrões semelhantes, isso só acontece até o 15º dia de experimento. Após esse período a concentração de P passa a sofrer uma elevação que se mantém até o final do experimento, o que não é observado para as concentrações de NAT.

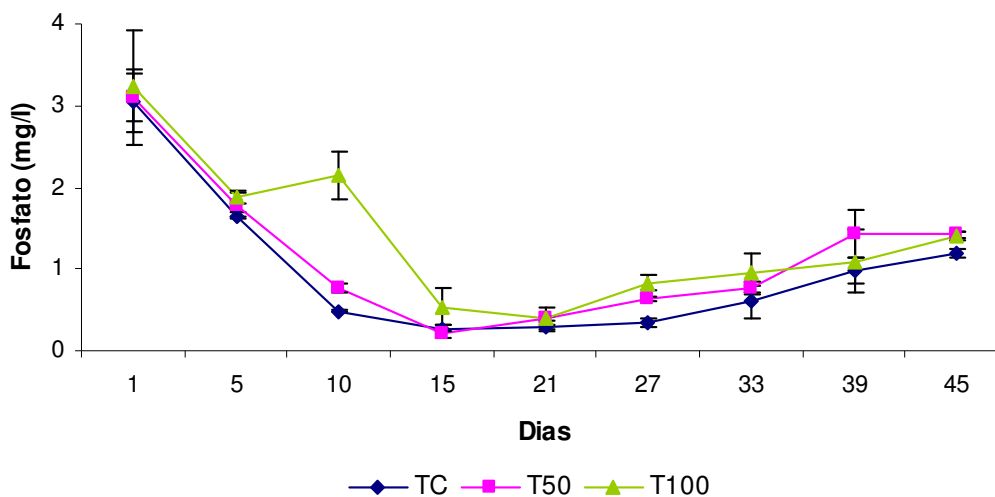


FIGURA 11 – Média da concentração de fosfato em mg/l obtidas através das análises de água durante os 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

Os níveis de matéria seca seguem o mesmo padrão de crescimento, sem apresentar diferenças entre os tratamentos (Figura 12). Os valores mínimo e máximo obtidos foram, respectivamente, 0,0353 g e 0,03429 g ($\pm 0,26$) para o tratamento TC, 0,0421 g ($\pm 0,01$) e 0,2383 g ($\pm 0,14$) para o tratamento T50; e 0,0263 g e 0,2850 g ($\pm 0,13$) para o tratamento T100.

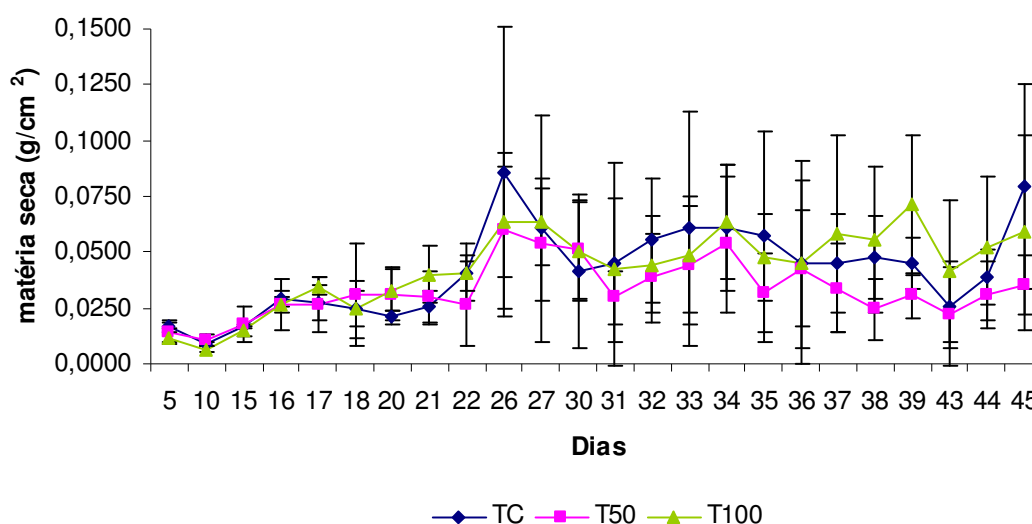


FIGURA 12 – Média dos valores de matéria seca em g/cm^2 obtidas através das análises do biofilme durante os 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

Os valores mínimos e máximos da concentração de clorofila *a* para o tratamento TC foram $0,09 \mu g/cm^2 (\pm 0,05)$ e $0,77 \mu g/cm^2 (\pm 0,06)$, para o tratamento T50 foram $0,01 \mu g/cm^2 (\pm 0,01)$ e $0,57 \mu g/cm^2 (\pm 0,18)$ e para o tratamento T100 foram zero e $1,0 \mu g/cm^2 (\pm 0,31)$, respectivamente. Não apresentando diferença significativa entre os tratamentos, mas sim ao longo do tempo.

Segundo as análises da concentração de clorofila *a* feitas no biofilme, observou-se que esta concentração se eleva para os três tratamentos até o 10º dia, a partir do qual

começa a haver uma diferenciação entre os tratamentos, porém, sem apresentar diferenças significativas. Os níveis de clorofila *a* do tratamento TC diminuem até o 20º dia, a partir do qual se mantém estável. No tratamento T50 a concentração se mantém estável até o 30º dia, quando começa a diminuir. Para o tratamento T100, que no 10º dia era o tratamento com menor quantidade de clorofila *a*, a concentração continua se elevando até chegar ao seu máximo no 25º dia, quando entra em declínio (figura 13).

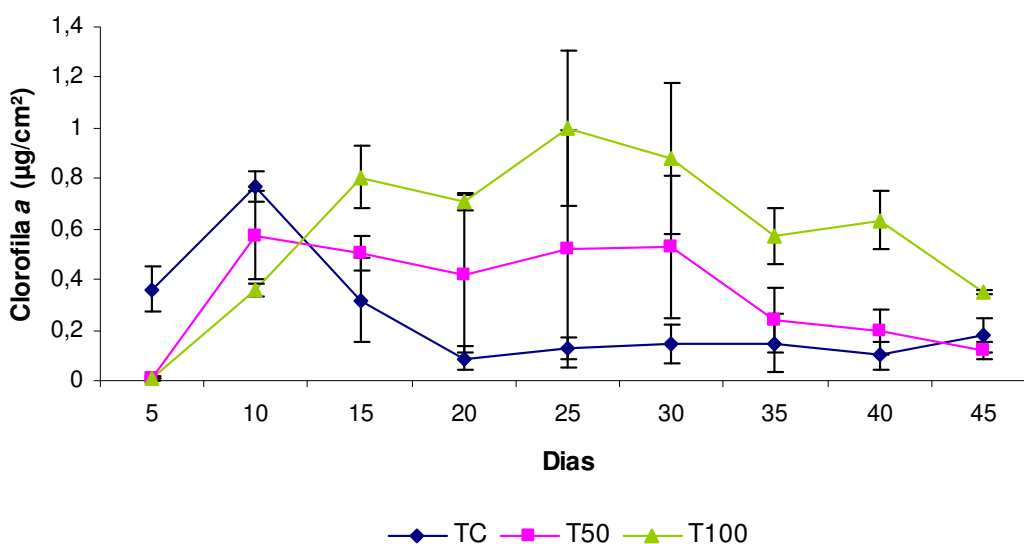


FIGURA 13 – Média das concentrações de clorofila *a* ($\mu\text{g}/\text{cm}^2$) obtidas através das análises do biofilme durante os 45 dias de experimento para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100).

De acordo com a contagem de microorganismos, tanto flagelados grandes quanto pequenos apresentaram a mesma tendência, não mostrando diferenças significativas no experimento (Figura 14). Em todos os tratamentos o número de flagelados é crescente nos primeiros 10 dias, quando ocorre um pico, voltando a diminuir nos dias subsequentes. Em todo o experimento, os menores valores encontrados foram para o tratamento T100. Já o tratamento TC começa com uma maior quantidade de organismos por litro, havendo uma inversão com o tratamento T50 a partir do 15º dia.

Os valores mínimos e máximos encontrados para o número de flagelados grandes por litro no tratamento TC foram 129 ($\pm 119,51$) e 1388 ($\pm 447,32$), no tratamento T50 foram 215 ($\pm 37,18$) e 844 ($\pm 344,99$), e no tratamento T100 foram 29 ($\pm 32,79$) e 580 ($\pm 279,03$) (figura 14A). Já a variação que ocorreu para flagelados pequenos por litro no tratamento TC foi de 844 ($\pm 129,38$) a 1932 ($\pm 851,29$), no tratamento T50 foi de 808 ($\pm 187,53$) a 1753 ($\pm 1021,59$), e no tratamento T100 foi de 315 ($\pm 125,77$) a 966 ($\pm 495,07$) (figura 14B).

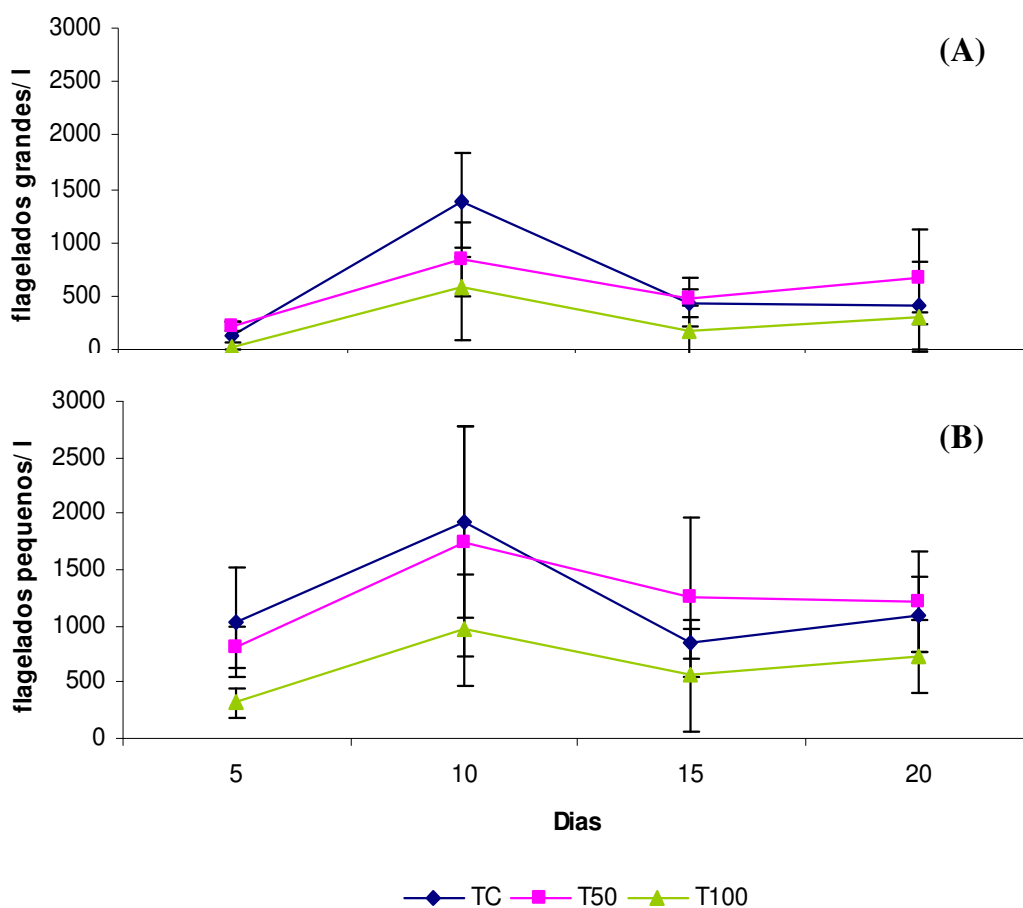


FIGURA 14 – Média dos valores obtidos na contagem de flagelados grandes (A) e flagelados pequenos (B), através das análises do biofilme dos dias 5, 10, 15 e 20 para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100), expressa em número de indivíduos por litro.

Conforme pode ser observado na figura 15, a contagem de ciliados mostra que o número de organismos por litro, no tratamento TC é crescente com seu máximo no 10º dia, a partir do qual volta a diminuir. O tratamento T50 se mantém praticamente estável durante todos os dias analisados. E para o tratamento T100 há uma pequena elevação do 5º ao 10º, havendo um pico no número de ciliados no 15º dia, voltando a diminuir no 20º dia. No entanto, sem diferenças significativas.

A variação do número de ciliados por litro dos tratamentos TC, T50 e T100 foram de 43 ($\pm 21,46$) a 207 ($\pm 81,26$), de 36 ($\pm 44,68$) a 72 ($\pm 86,75$) e de 7 ($\pm 12,39$) a 200 ($\pm 182,55$), respectivamente. Os resultados obtidos não apresentaram diferenças significativas.

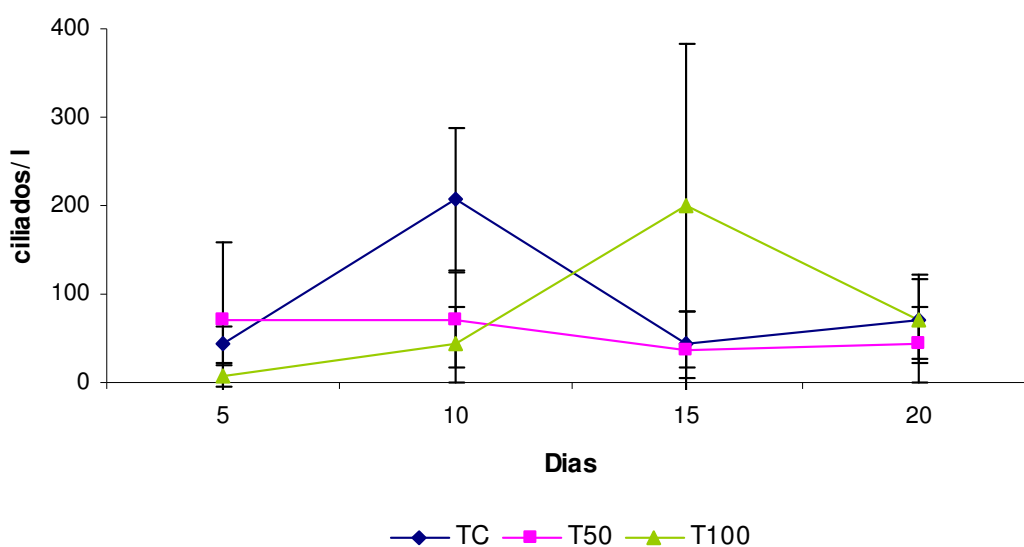


FIGURA 15 – Média dos valores obtidos pela contagem de ciliados através das análises do biofilme dos dias 5, 10, 15 e 20 para os tratamentos: controle (TC), sem substrato artificial vertical; tratamento com 50% de acréscimo de SAV (T50); e tratamento com 100% de acréscimo de SAV (T100), expressa em número de indivíduos por litro.

4. DISCUSSAO

Para minimizar o aporte de nutrientes e matéria orgânica para o meio ambiente, de acordo com a resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº312/2002, os produtores utilizam bacias de sedimentação como forma de tratamento primário destas águas. No Rio Grande do Sul, o tamanho das bacias de sedimentação variam entre 7 e 10% da área de cultivo da fazenda e possibilitam um tempo de residência, em condições normais de manejo, de 8 dias em média. Durante este período ocorre uma diminuição de nutrientes e da carga orgânica que é eliminada para o meio ambiente. Este processo de redução de nutrientes e matéria orgânica deve-se, principalmente, à ação de microorganismos. Dentre os diferentes grupos de microorganismos que atuam na bacia de sedimentação podem-se citar as microalgas, o zooplâncton e também bactérias, protozoários e metazoários presentes no biofilme. Segundo Thompson *et al.* (2002), a presença do biofilme reduz significativamente a quantidade de elementos nitrogenados, especialmente amônia, presentes na água. Isto se dá pela incorporação deste e de outros nutrientes na biomassa dos microorganismos e também pelos processos de nitrificação e desnitrificação mediado por bactérias.

Em função destas informações é que se estabeleceu a hipótese de que um aumento de área para o crescimento de biofilme em bacias de sedimentação teria uma maior eficiência na redução da concentração de nutrientes. No entanto os resultados deste trabalho não apoiaram esta hipótese. Na verdade houve até uma redução na performance de absorção de nutrientes especialmente no tratamento T100.

Os parâmetros salinidade e temperatura parecem não ter contribuído para as diferenças observadas entre os tratamentos do experimento com relação à remoção de nutrientes, devido ao fato desta remoção ter acontecido até o 15º dia, período em que a salinidade e temperatura se mantinham estáveis no sistema.

Por outro lado, a concentração de oxigênio dissolvido apresentou diferença significativa entre os tratamentos e ao longo do tempo. Até o 14º dia do experimento o oxigênio apresentou valores crescentes, sendo que foi significativamente menor no tratamento T100. No mesmo período em que este tratamento apresentava uma tendência a

ter menores valores de pH. Após o 15º dia o oxigênio se manteve estável e sem diferença entre os tratamentos, com média de 10mg/L ($\pm 1,4$). Sabe-se que o oxigênio se dissolve por difusão, a qual é ajudada pela movimentação do vento ou ação mecânica, e pela atividade fotossintética das algas (Moriarty, 1997). No entanto, o aumento de substrato parece ter causado problemas de oxigenação nos tanques do tratamento T100, devido à diminuição da circulação da água, e provocou uma maior respiração microbiana, além de gastar mais oxigênio usado no processo de nitrificação (Moriarty 1997, Lin *et al.*, 2003; Schulz *et al.*, 2004). Sendo que neste mesmo período o tratamento T100 apresentava as menores concentrações de clorofila *a* dos três tratamentos, o que vai de encontro com os trabalhos de Paniagua-Michel & Garcia (2003) e Bender *et al* (2004), que justificaram que à produção fotoautotrófica por microalgas e cianobactérias presentes no substrato artificial foram os responsáveis pelos altos valores na concentração de oxigênio encontrada em seus experimentos.

No processo de mineralização o efluente rico em matéria orgânica é degradado, fazendo com que sejam decompostos em substâncias inorgânicas, tornando-os novamente disponíveis à absorção. Com relação ao nitrogênio, em condições aeróbicas atuam bactérias quimioautotróficas que oxidam a amônia a nitrito, e depois a nitrato. Em condições anaeróbicas ocorre o processo inverso, muitos organismos podem usar nitratos ou outros compostos oxidados de nitrogênio no processo de respiração. Tal processo heterotrófico é denominado denitrificação (Peng & Zhu 2006). Já o fósforo é adsorvido pelos íons Fe^{+3} e Ca^{+2} ou por partículas de argilominerais e matéria orgânica. Este tende a ser adsorvido em ambientes aeróbicos e desorvido em ambientes anóxicos. Porém não apresenta nenhuma rota de saída do sistema (Alongi, 1997).

De maneira similar, houve uma tendência do tratamento T100 apresentar os menores valores de pH até o 15º dia, em comparação com os outros dois tratamentos. Isto também pode ter ocorrido em consequência da maior quantidade de substrato para o crescimento de biofilme, pois o maior crescimento da comunidade microbiana ocasiona uma maior produção de CO_2 (Moriarty 1997). Os menores valores de pH apresentado pelo tratamento T100 parecem ter afetado a atividade bacteriana, já os tratamentos com valores de pH maiores tiveram melhores resultados na remoção de nutrientes. Resultado diferente

do sugerido por Boyd (1979), que salienta que as reações de nitrificação são mais rápidas com pH entre 7 e 8.

Outro fator que pode ter alterado o pH, mas de forma similar nos três tratamentos, foram as chuvas ocorridas durante experimento. Após o 25º dia o pH, que estava com uma média de 9,8 ($\pm 0,1$) para os três tratamentos, começou a cair. Pois as chuvas que caem na região apresentam um pH de, em média, 5,2, segundo Mirlean *et al* (2000).

As concentrações de clorofila *a* também podem ter influenciado nas alterações de pH, mas, neste caso, elevando o pH da água. Nota-se que no final do experimento os valores de pH do tratamento T100 foram os mais elevados, o que pode ser justificado pela atividade fotossintética do fitoplâncton (Tucker *et al* 2002), pois neste mesmo período o tratamento T100 apresentava as maiores concentrações de clorofila *a*.

Observando os dados de clorofila *a* nota-se que as concentrações deste pigmento no tratamento T100, que começaram sendo os mais baixos dos três tratamentos, passaram a ser os mais elevados a partir do 15º dia. O aumento de clorofila *a* é uma indicação de que as microalgas presentes no biofilme do tratamento T100 estavam sofrendo um processo de sombreamento, provavelmente causado pela grande quantidade de telas nos tanques. As microalgas presentes no tratamento T100 parecem ter sido afetadas pelo sombreamento causado pela maior quantidade de tela, afetando o processo de absorção de nutrientes, já que as microalgas precisam de luz para realizar a fotossíntese, quando então absorvem nutrientes para produzir biomassa nova (Gosselin *et al* 1990, Alongi, 1997, Sekar *et al.* 2002, Yusoff *et al.* 2001, Dodds 2003).

Por outro lado, comparando os três tratamentos observa-se que quando os níveis de todos os nutrientes apresentam concentrações muito baixas, a partir do 15º dia, a concentração de clorofila *a* continuava crescente, especialmente no tratamento T100, provavelmente porque as microalgas estavam utilizando uma outra fonte de nutrientes para converter em biomassa diferente dos nutrientes inorgânicos medidos neste experimento.

A partir do 25º dia a concentração de clorofila *a* passou a diminuir. Comparando com os dados de temperatura, salinidade e pH, observa-se que esta mudança corresponde ao período de chuvas e frente fria, quando estes parâmetros apresentaram uma diminuição. Portanto, neste período a queda na concentração de clorofila *a* pode ter sido provocada pela

menor intensidade luminosa, e diminuições na temperatura e principalmente redução de salinidade na água dos tanques, o que afeta o crescimento das microalgas, como o observado por diversos autores estudando o crescimento de diferentes espécies de microalgas (Syrett 1980, Gómez e González 2005, Göksan *et al* 2007).

Os valores da concentração de NAT, assim como o esperado, apresentaram diferença significativa ao longo do tempo. Por outro lado, a diferença ocorrida entre os tratamentos foi o oposto da esperada. Os tratamentos TC e T50, em 10 dias de experimento, reduziram o NAT em 96 e 94%, respectivamente. Já o tratamento com maior quantidade de biofilme, tratamento T100, apresentou uma menor velocidade de absorção de nutrientes, chegando a 99% de remoção de NAT em 15 dias de experimento. A bacia de sedimentação sem biofilme (TC) demonstrou uma melhor eficiência do que a encontrada por Jones *et al.* (2001), trabalhando com efluente de um viveiro de camarão, o qual encontrou uma redução de nitrogênio total para 70% da concentração inicial. Por outro lado, o tratamento com biofilme teve resultados semelhantes ao encontrado por Paniagua-Michel & Garcia (2003) trabalhando com substrato para fixação de biofilme no tratamento de efluentes de camarão, onde a eficiência média de remoção de nitrogênio na forma de amônia foi de 97%, em um período de 20 dias de tratamento.

Muitos autores atribuem o decréscimo na concentração da amônia a ação das bactérias nitrificantes (Blackburn 1998, Thompson *et al* 2002, Burford *et al* 2003, Vinatea-Arana 1997, Peng e Zhu 2006, Erler *et al* 2007). Essas bactérias necessitam de condições aeróbicas para realizar a nitrificação (Vinatea-Arana 1997, Chen *et al.* 2006), que é uma seqüência de processos de oxidação que envolve dois grupos diferentes de bactérias. A primeira etapa da nitrificação é a oxidação da amônia em nitrito pelas bactérias do gênero *Nitrosomonas*, e a segunda etapa é a oxidação do nitrito em nitrato pelas bactérias do gênero *Nitrobacter* (Vinatea 1997, Peng & Zhu 2006). Isto de fato pode ter ocorrido, pois nos tratamentos com acréscimo de biofilme (T50 e T100) a diminuição do NAT é correspondente ao aumento da concentração de nitrito + nitrato, assim como o encontrado por Thompson *et al* (2002). Apesar disso, os menores valores na concentração de OD para o tratamento T100 nos primeiros dias de experimento parecem ter afetado sua eficiência na redução do NAT, devido à dependência das bactérias nitrificantes por oxigênio para

realizar este processo. No entanto, comparando os valores da concentração de NAT e nitrito + nitrato observa-se que a redução das concentrações de NAT é muito maior que a elevação que ocorre nas concentrações de nitrito + nitrato, demonstrando que a nitrificação não foi o principal fator causador da diminuição nas concentrações de NAT.

Outro fator importante é que quando as concentrações do NAT e P do tratamento T100 apresentaram um pico, este mesmo tratamento apresentava as mais baixas concentrações de clorofila *a*. Neste período este tratamento pode ter sido afetado pelo sombreamento causado pela maior quantidade de SAV, pois Syrett (1980) em um experimento com *Chlamydomonas* mostrou que a assimilação de NO_3^- e NH_4^+ é dependente da fotossíntese, pois requerem luz e CO_2 . Além disso, a produtividade algal é regulada por muitos fatores, entre eles estão a concentração de nutrientes, especialmente nitrogênio e fósforo (Moriarty 1997). A relação com a concentração de nutrientes acontece porque as microalgas utilizam os nutrientes para produzir biomassa (Dodds 2003). Sendo assim, quando há menor quantidade de clorofila *a* deve haver uma maior disponibilidade de nutrientes, como foi observado até o 10º dia para o tratamento T100. Depois desse período a concentração da amônia diminui, e a de clorofila *a* sobe. Resultados semelhantes foram observados por Thompson *et al* (2002), que analisaram a absorção de nutrientes durante a larvicultura de camarões em laboratório.

Como o esperado, a concentração de P diminuiu ao longo do tempo. Semelhante aos resultados da concentração de NAT, a concentração de P nos tratamentos TC e T50, já nos primeiros 10 dias de experimento, tiveram uma redução bem significativa, de 84 e 75%, respectivamente. O tratamento T100 apresentou uma diminuição mais lenta, reduzindo 83% da concentração de P em 15 dias de experimento. Os resultados obtidos mostraram uma melhor eficiência na remoção de P do que a encontrada por Canary (2007) trabalhando com diferentes biorremdiadores sobre os efluentes de cultivo de camarão, onde encontraram para a bacia de sedimentação e substrato artificial vertical uma redução na concentração de P de 60 e 54%, respectivamente.

Segundo Schlegel (1993) e Dodds (2003), trabalhando em ambientes de água doce, o fosfato pode levar a eutrofização das águas, pois é um nutriente limitante nestes ambientes. Já em ambientes marinhos o nitrogênio é o nutriente limitante. Entretanto,

diversos trabalhos foram realizados com fosfato em água marinha (Barak *et al.* 2003, Burford *et al.* 2003, Boyd *et al.* 2006, Lacerda *et al.* 2006). De acordo com os resultados deste experimento a bacia de sedimentação sem biofilme ou com 50% de acréscimo de substrato para a fixação de biofilme foram eficientes na redução do fosfato. Burford *et al.* (2003) trabalhando com altas densidades de *Litopenaeus vannamei* em viveiros sem renovação de água estimou que a disponibilidade de fósforo tenha estimulado o crescimento do fitoplâncton. Devido ao fato das microalgas consumirem o fosfato para produzir biomassa (Dodds 2003). Neste experimento a grande adição de substrato na bacia de sedimentação, demonstrada pelo tratamento T100, tornou o sistema menos eficiente na redução do fosfato pelo maior sombreamento provocado pela grande quantidade de substrato, o que afetou a retenção do fosfato pelas microalgas presentes no biofilme.

Nota-se ainda que, apesar das diferenças nas taxas de absorção de fosfato entre os tratamentos, todos os tanques apresentaram um incremento das concentrações deste nutriente a partir do 15º dia até o final. Isso indica que existe uma capacidade máxima de assimilação deste elemento pelos microorganismos. Após atingir essa capacidade máxima o sistema parece entrar em colapso, não conseguindo mais absorver o excesso de fosfato. Este fato indica a necessidade de um controle do tempo no gerenciamento da bacia de sedimentação, isto é, é necessário se estabelecer prazos para a liberação da água da bacia de sedimentação para o corpo de água receptor em função das condições onde a lagoa de sedimentação apresenta as menores concentrações dos nutrientes.

Apesar de estudos demonstrarem que a bacia de sedimentação tem pouca eficiência na remoção de sólidos finos e nutrientes dissolvidos (Funge-Smith & Briggs 1998, Michael 2003, Piedrahita 2003), os resultados deste experimento mostraram que a bacia de sedimentação sem biofilme, ou com 50% de acréscimo de substrato, foram eficientes na remoção dos nutrientes. Além disso, a adição de substrato artificial vertical na bacia de sedimentação proporciona uma menor velocidade da água ajudando a deposição de materiais finos. No entanto, o esperado seria o encontrado por Azim *et al.* (2004), que trabalhando com diferentes quantidades de substrato em viveiros de policultivo de peixes em água doce, observou que as maiores concentrações de amônia foram encontrados no tratamento sem substrato.

Estima-se que os problemas relacionados ao sombreamento e concentração de oxigênio, nos primeiros dias de experimento para o tratamento T100, tenham afetado sua eficiência na redução dos nutrientes. Como o biofilme tem um tempo de maturação de 15 dias em laboratório (Thompson *et al* 2002), se no substrato adicionado no tratamento T50 o biofilme já estivesse maturo, poderiam ter sido encontrados melhores resultados na absorção de nutrientes.

Contudo, indica-se que seria adequado liberar o efluente da bacia de sedimentação após 10-15 dias de tempo de residência, período suficiente para reduzir mais de 80% do nitrogênio amoniacal total e fosfato, e não haver novamente a elevação dos níveis de fosfato. No entanto, necessita-se de mais estudos para verificar se com o biofilme já formado o tempo de residência poderia ser inferior a 10 dias.

5. CONCLUSÕES

- A bacia de sedimentação sem substrato artificial vertical (SAV) para a fixação de biofilme, ou com 50% de acréscimo de SAV, ambos são eficientes na remoção de nutrientes.
- A grande quantidade de substrato artificial vertical (tratamento T100) faz com que haja um maior sombreamento, e problemas de oxigenação na água, causando um atraso na redução dos nutrientes.
- Para que haja a remoção de mais de 80% do nitrogênio amoniacal total e fosfato indica-se 10-15 dias de tempo de residência do efluente na bacia de sedimentação de.

6. BIBLIOGRAFIA

- ALONGI, D. M. 1997. Coastal Ecosystem Processes. 419 pp.
- ALONSO-RODRIGUEZ, R & F PÁEZ-OSUNA. 2003. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*, 219: 317-336.
- AZIM ME, A MILSTEIN, MA WAHAB & MCJ VERDEGAM. 2003. Periphyton–water quality relationships in fertilized fishponds with artificial substrates. *Aquaculture*, 228:169–187.
- AZIM, ME, MA WAHAB, PK BISWAS, T ASAEDA, T FUJINO & MCJ VERDEGEM. 2004. The effect of periphyton substrate density on production in freshwater polyculture ponds. *Aquaculture*, 232: 441-453.
- BARAK, Y, E CYTRYN, L GELFAND, M KROM & JV RIJN. 2003. Phosphorus Removal in a Marine Prototype, Recirculating Aquaculture System, *Aquaculture*, 220: 313-326.
- BENDER, J, R LEE, M SHEPPARD, K BRINKLEY, P PHILLIPS, Y YEBOAH & RC WAH. 2004. A waste effluent treatment system based on microbial mats for black sea bass *Centropristis striata* recycled-water mariculture. *Aquacultural Engineering*, 31: 73-82.
- BEVERIDGE, MCM, MJ PHILLIPS & DJ MACINTOSH. 1997. Aquaculture and the Environment: The Supply of and Demand for Environmental Goods and Services by Asian Aquaculture and the Implications for Sustainability. *Aquaculture Research*, 28: 797-807.
- BLACKBURN, TH. 1998. The microbial nitrogen cycle. In: KRUMBEIN, WE (ed.). Microbial Geochemistry. 3: 63-88.
- BOYD, CE. 1979. Water quality in warmwater fish ponds. Auburn University, Craftmaster Printers Inc. (Opelika), Alabama, USA; 359 pp.

- BURFORD, MA & WILLIAMS, KC. 2001. The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Aquaculture*, 198:79-93.
- BURFORD, MA, PJ THOMPSON, RP MCINTOSH, RH BAUMAN & DC PEARSON. 2003. Nutrient and microbial dynamics in high-intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture*, 219: 393–411.
- CANARY, ACCM. 2007. O potencial poluidor da carcinocultura sobre o meio ambiente aquático e suas alternativas de tratamento de efluentes. Tese de mestrado. Fundação Universidade Federal do Rio Grande, Brasil. 98p.
- CHEN S, J LING & JP BLANCHETON. 2006. Nitrification kinetics of biofilm as affected water quality factors. *Aquacultural Engineering*, 34: 179–197
- DECHO, AW. 1990. Microbial exopolymer secretions in oceans environments: their role(s) in food webs and marine processes. *Oceanogr. Mar. Biol. Annu. Rev.*, 28:73-153.
- DODDS, WK. 2003. The role of periphyton in phosphorus retention in shallow freshwater aquatic systems. *J. Phycol.*, 39: 840-849.
- ERLER, D, P SONGSANGJINDA, T KEAWTAWEE & K CHAIYAKAM. 2007. Nitrogen dynamics in the settlement ponds of a small-scale recirculating shrimp farm (*Penaeus monodon*) in rural Thailand. *Aquacult. Int.*, 15: 55-66.
- FAO. 2007. Disponível em: <http://www.fao.org>
- FAO. 2004. The State of World Fisheries and Aquaculture. Disponível em: <http://www.fao.org>
- FAO. 2006. State of world aquaculture: 2006. Disponível em: <http://www.fao.org>
- FRANKIC, A & C HERSHNER. 2003. Sustainable aquaculture: developing the promise of aquaculture. *Aquaculture International*, 11: 517–530.
- FUNGE-SMITH, SJ & MRP BRIGGS. 1998. Nutrient Budgets in Intensive Shrimp Ponds: Implications for Sustainability. *Aquaculture*, 164: 117-133.

- GÖKSAN, T, A ZEKERIYA OGLU & I AK. 2007. The Growth of *Spirulina platensis* in Different Culture Systems Under Greenhouse Condition. *Turk J Biol*, 31: 47-52.
- GÓMEZ, PI & MA GONZÁLEZ. 2005. The effect of temperature and irradiance on the growth and carotenogenic capacity of seven strains of *Dunaliella salina* (Chlorophyta) cultivated under laboratory conditions. *Biol Res*, 38: 151-162.
- GOSSELIN M, L LEGENDRE, JC THERRIAULT & S DEMERS. 1990. Light and nutrient limitation of sea-ice microalgae (Hudson Bay, Canadian Arctic). *J. Phycol*, 26: 220-232.
- IWAMA GK. 1991. Interactions between aquaculture and the environment. *Crit. Rev. Environ. Contr*, 21: 177–216.
- JACKSON, C, N PRESTON & PJ THOMPSON. 2004. Intake and discharge nutrient loads at three intensive shrimp farms. *Aquaculture Research*, 35: 1053-1061.
- JACKSON, C, N PRESTON, PJ THOMPSON & M BURFORD. 2003. Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture*, 218: 397-411.
- JACKSON, CJ, N PRESTON, MA BURFORD & PJ THOMPSON. 2003. Managing the development of sustainable shrimp farming in Australia: the role of sedimentation ponds in treatment of farm discharge water. *Aquaculture*, 226: 23–34.
- JÍMENEZ- MONTEALEGRE, R, M VERDEGEM, JE ZAMORA & J VERRETH. 2002. Organic matter sedimentation and resuspension in tilapia (*Oreochromis niloticus*) ponds during a production cycle. *Aquacultural Engineering*, 26:1-12.
- JONES, AB, WC DENNISON & NP PRESTON. 2001. Integrated treatment of shrimp effluent by sedimentation, oyster filtration and macroalgal absorption: a laboratory scale study. *Aquaculture*, 193: 155–178.
- KIBRIA, G, D NUGEGODA, R FAIRCLOUGH & P LAM. 1997. The nutrient content and release of nutrients from fish food and faeces. *Hydrobiologia*, 357: 165–171.

- LACERDA LD, AG VAISMAN, LP MAIA, CA RAMOS E SILVA & EMS CUNHA. 2006. Relative importance of nitrogen and phosphorus emissions from shrimp farming and other anthropogenic sources for six estuaries along the NE Brazilian coast. *Aquaculture*, 253: 433–446.
- LIN, YF, SR JING & DY LEE. 2003. The potential use of constructed wetlands in a recirculation aquaculture system for shrimp culture. *Environmental Pollution*, 123: 107–113.
- MEYER-REIL, M. 1994. Microbial life in sedimentary biofilms – the challenge to microbial ecologists. *Mar. Ecol.: Prog. Ser.*, 112: 303–311.
- MICHAEL, JHJ. 2003. Nutrients in Salmon Hatchery Wastewater and Its Removal through the Use of a Wetland Constructed to Treat Off-Line Settling Pond Effluent. *Aquaculture*, 226: 213–225.
- MIRLEAN, N, A VANZ & P BAISCH. 2000. Níveis e origem da acidificação das chuvas na região do Rio Grande. *Química Nova*, 23(5).
- MORIARTY, DJW. 1997. The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Aquaculture*, 151: 333–349.
- NAYLOR, RL, RJ GOLDBURG, JH PRIMAVERA, N KAUTSKY, MCM BEVERIDGE, J CLAY, C FOLKE, J LUBCHENCOI, H MOONEY & M TROELL. 2000. Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature*, 405: 1017–1024.
- PÁEZ-OSUNA, F, SR GUERRERO-GALVÁN & AC RUIZ-FERNÁNDEZ. 1998. The Environmental Impact of Shrimp Aquaculture and the Coastal Pollution in México. *Marine Pollution Bulletin*, 36: 65–75.
- PÁEZ-OSUNA, F, SR GUERRERO-GALVÁN, AC RUIZ-FERNÁNDEZ & R ESPINOZA-ÂNGULO. 1997. Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in North-Western Mexico. *Marine Pollution Bulletin*, 34 (5): 290–297.
- PÁEZ-OSUNA, F. 2001. The Environmental Impact of Shrimp Aquaculture: Causes, Effects, and Mitigating Alternatives. *Environmental Management*, 28: 131–140.

- PANIAGUA-MICHEL, J & O GARCIA. 2003. Ex-situ bioremediation of shrimp culture effluent using constructed microbial mats. *Aquacultural Engineering*, 28: 131-139.
- PENG, Y & G ZHU. 2006. Biological nitrogen removal with nitrification and denitrification via nitrite pathway. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 73: 15-26.
- PIEDRAHITA, RH. 2003. Reducing the Potencial Environmental Impact of Tank Aquaculture Effluent through Intensification and Recirculation. *Aquaculture*, 226: 35-44.
- SAMPAIO, Y & E COUTO. 2003. Geração de empregos diretos e indiretos na cadeia produtiva do camarão marinho cultivado. Universidade Federal de Pernambuco.
- SCHLEGEL, HG. 1993. The place of microorganisms in nature. General microbiology. Cambridge University Press.
- SCHULZ, C, J GELBRECHT & B RENNERT. 2004. Constructed wetlands with free water surface for treatment of aquaculture effluents. *Journal Applied Ichthyology*, 20: 64-70.
- SEKAR R, KVK NAIR, VNR RAO & VP VENUGOPALAN. 2002. Nutrient dynamics and successional changes in a lentic freshwater biofilm. *Freshwater Biology*, 47: 1893-907.
- STRICKLAND, JDH & TR PARSONS. 1972. A practical handbook of seawater analysis. *Fish Research Board of Canada*. Ottawa, 310p.
- SYRETT, PJ. 1980. Nitrogen Metabolism of Microalgae. In: PLATT, T (ed.). Physiological bases of phytoplankton ecology. Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences, 182-210.
- TEICHERT-CODDINGTON, DR, DB ROUSE, A POTTS & CE BOYD. 1999. Treatment of harvest discharge from intensive shrimp ponds by settling. *Aquacultural Engineering*, 19: 147-161.
- THOMPSON, FL, PC ABREU & W WASIELESKY Jr. 2002. Importance of biofilm for water quality and nourishment in intensive shrimp culture. *Aquaculture*, 203: 263-278.

- TROTT, LA & DM ALONGI. 2000. The Impact of Shrimp Pond Effluent on Water Quality and Phytoplankton Biomass in a Tropical Mangrove Estuary. *Marine Pollution Bulletin*, 40: 947-951.
- TROTT, LA, AD MCKINNON, DM ALONGI, A DAVIDSON & MA BURFORD. 2004. Carbon and nitrogen processes in a mangrove creek receiving shrimp farm effluent. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 59: 197-207.
- TUCKER, CS, CE BOYD & JA HARGREAVES. 2002. Characterization and Management of effluents from warmwater aquaculture ponds. In: TOMASSO, J.R. (ed). *Aquaculture and the environment in the united States*. U.S. Aquaculture Society, A charper of the World aquaculture society Baton Rouge, Louisiana USA 32-76.
- UNESCO. 1983. Chemical methods for us in marine environmental monitoring. *Intergovernmental Oceanographic Commission Manual and Guides*, 12.
- UTERMÖHL, H. 1958. Zur Vervollkommung der quantitativen Phytoplankton Methodik. *Int. Ver. Theor. Angew. Limnologie*, 9: 1-38.
- VIGNESWARAN, S, HH NGO & KL WEE. 1999. Effluent recycle and waste minimization in prawn farm effluent. *Journal of Cleaner Production*, 7: 121–126.
- VINATEA-ARANA, L. 1997. Princípios químicos de qualidade da água em aqüicultura: uma revisão para peixes e camarões. 1^a ed., Florianópolis: EDUSSC, z.1-165p.
- YUSOFF, FM, HB MATIAS, ZA KHALID & SM PHANG. 2001. Culture of microalgae using interstitial water extracted from shrimp pond bottom sediments. *Aquaculture*, 201: 263–270.