

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE - FURG**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA**

CAPACIDADE DE REMOÇÃO DE NUTRIENTES E DA CARGA ORGÂNICA DA  
ÁGUA DE CULTIVO INTENSIVO DE CAMARÃO MARINHO POR MEIO DE  
TANQUES DE SEDIMENTAÇÃO ESTÁTICOS COM E SEM A PRESENÇA DA  
GRAMA HALÓFITA *Spartina alterniflora* Loisel.

JOAQUIM NEVES DA SILVA RIBEIRO

Rio Grande, RS

Junho 2013

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE - FURG**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA**

CAPACIDADE DE REMOÇÃO DE NUTRIENTES E DA CARGA ORGÂNICA DA  
ÁGUA DE CULTIVO INTENSIVO DE CAMARÃO MARINHO POR MEIO DE  
TANQUES DE SEDIMENTAÇÃO ESTÁTICOS COM E SEM A PRESENÇA DA  
GRAMA HALÓFITA *Spartina alterniflora* Loisel.

JOAQUIM NEVES DA SILVA RIBEIRO

Dissertação apresentada como parte dos  
requisitos para obtenção do grau de  
mestre em Aquicultura no Programa de  
Pós Graduação em Aquicultura da  
Universidade Federal do Rio Grande.

Orientador: Dr. César S. B. Costa

Rio Grande, RS

Junho 2013

## ÍNDICE

Agradecimentos .....	v
Resumo .....	vi
Abstract.....	viii
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. OBJETIVOS .....	7
3. MATERIAIS E MÉTODOS .....	8
3.1. Sistema de tratamento de água.....	8
3.2. Características de <i>Spartina alterniflora</i> .....	8
3.3. Produção de mudas de <i>Spartina alterniflora</i> , aclimação das plantas a condições hidropônicas .....	12
3.4. Desenho experimental.....	13
3.5. Origem da água .....	14
3.6. Monitoramento de parâmetros físico-químicos .....	15
3.7. Análises de clorofila <i>a</i> , MPS e nutrientes dissolvidos na água.....	15
3.8. Avaliação do desenvolvimento de <i>Spartina alterniflora</i> nos sistemas de tratamento TSEV.....	17
3.9. Análise dos dados.....	17
4. RESULTADOS .....	19
4.1. Parâmetros meteorológicos .....	19
4.2. Parâmetros físico-químicos da água, clorofila <i>a</i> e MPS .....	22
4.3. Nutrientes .....	29
4.4. Relacionamento temporal entre parâmetros físico-químicos, clorofila <i>a</i> , MPS e nutrientes.....	41
4.5. Avaliação do desenvolvimento de <i>Spartina alterniflora</i> nos sistemas de tratamento TSEV.....	43

5. DISCUSSÃO .....	47
5.1. Carga orgânica e a dinâmica do fosfato nos tanques de sedimentação estáticos. 49	
5.2. Dinâmica dos nitrogenados em tanques de sedimentação estáticos .....	52
5.3. Aspectos legais da água do cultivo intensivo de camarão marinho.....	55
6. CONCLUSÃO .....	61
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	63
8. ANEXOS .....	73

Agradeço:

À fantástica maneira das plantas de *Spartina alterniflora* (a popular macega-mole) habitarem esse mundo, espalhando seus rizomas e trazendo vida aonde só tinha restos de rocha.

Ao Prof. César pela orientação e ensinamentos, desde a iniciação científica até este estudo, assim como pela ajuda ao longo do experimento.

Aos amigos e colegas de laboratório de BioTecHalo Pirula, Adriana, Luis, Daiane, Alexandre, que me ajudaram em alguma fase do experimento.

Ao pessoal da EMA William, Júlio, Joaquín, André, que me ajudaram em algum momento, antes ou depois do meu experimento.

Ao Prof. Sampaio, por ceder gentilmente os tanques utilizados neste experimento.

À Vita, pelos dados do viveiro utilizado neste estudo, cedidos gentilmente.

Ao Gaona, pela disponibilização de seu manuscrito.

À Prof<sup>a</sup>. Maria da Graça e ao Vanderlen, por disponibilizarem o uso de equipamentos do Laboratório de Hidroquímica.

Ao Magnata Edi e Priscilla, pela ajuda nas análises químicas da água.

Ao Prof. Paulo Abreu, por disponibilizar o uso de equipamentos do Laboratório de Fitoplâncton e de Micro-organismos Marinhos.

A todos os professores, colegas e "DIVAS" da Ecoveco, assim como o pessoal do "Benthos", pelo convívio e doces confraternizações. Além do Caboclo Doceiro, pela iluminação via glicolítica.

Aos amigos Badá, Karl, Daniesse, Jajá, Oiapoque, Karina (Hidroquímica), Andréia, Priscilla, Pirula, Bahia, pelos encontros gastronômicos e/ou musicais.

Aos "Vizinhos do Bem", Gohan, Tropeço, Steve, pelos ensaios musicais com suingue e pulsação, parafraseando Jorge Ben Jor.

Ao CNPq, pela bolsa oferecida.

Ao povo brasileiro, por contribuir à minha educação pública.

A minha bem-querida Julia, por todos os momentos juntos.

A minha mãe e a meu pai, pelo apoio e força ao longo do mestrado.

## RESUMO

A alteração da qualidade da água dos cultivos de camarão ao longo do período de engorda pode propiciar condições desfavoráveis para o desenvolvimento, ou mesmo patologias aos animais, devido à elevação das concentrações de compostos nitrogenados e fosfatados, matéria orgânica em suspensão e dissolvida, além da acumulação de micro-organismos. A legislação ambiental brasileira prevê que os empreendimentos da carcinocultura na zona costeira possuam sistemas de sedimentação, opção tecnológica simples e de baixo custo, para manutenção da qualidade da água de cultivos e controle de efluentes. Sistemas de tratamento de água com plantas enraizadas podem ser integrados a sistemas de sedimentação para uma maior eficiência da depuração e geração de subprodutos a partir de efluentes. Este trabalho avaliou a capacidade de remoção de nutrientes e da carga orgânica da água de um cultivo intensivo de camarão marinho *Litopenaeus vannamei* por meio de Tanques de Sedimentação Estáticos com (TSEV) e sem (TSE) a presença de balsas flutuantes com a grama halófito *Spartina alterniflora* Loisel. Três tanques idênticos de cada tipo foram operados. Entre fevereiro-março 2012, foram realizados 3 ciclos de incubações consecutivas (C1, C2 e C3) de 500 L de água salina do cultivo de camarão. Durante cada incubação, foram realizadas análises da água em 4 diferentes tempos de retenção (0, 24, 48 e 72 horas) para quantificação dos teores de nitrogênio amoniacal total (NAT), nitrito, nitrato e fosfato, além da carga orgânica, estimada pelo material particulado em suspensão (MPS) e teor de clorofila *a*. A variação temporal dos sistemas de tratamento entre ciclos e tempos de retenção dos nutrientes, da carga orgânica e de parâmetros físico-químicos monitorados foi analisada através de Análises de Variância. C1 apresentou maior carga orgânica inicial na água (médias TSE e TSEV; MPS = 212-273 mg/L, clorofila *a* = 372-469 µg/L) e uma rápida regeneração do fosfato nos dois tipos de tanques (aumento médio de 1376% após 72h), que foi associada à remoção do MPS e clorofila *a* da coluna d'água e mineralização/dessorção do fósforo no material sedimentado junto ao fundo. Sob menores cargas orgânicas médias (MPS < 182 mg/L, clorofila *a* < 186 µg/L), C2 e C3 apresentaram taxas de remoção média para o fosfato de até 18%. Foi detectada uma correlação significativa negativa entre os teores de nitrato e de nitrito (correlação de Spearman  $r-s = -0,46$ ). Em C3, a concentração média do nitrato caiu continuamente e a

de nitrito aumentou continuamente ao longo das 72 h de retenção atingindo, respectivamente, uma remoção de 31% e um enriquecimento de 251% dos teores na água. Tanto o processo de desnitrificação do nitrato como de nitrificação (conversão da amônia a nitrito) parecem estar envolvidos na variação temporal destes nutrientes. Em todos os ciclos de incubação, as concentrações de nitrato em TSEV foram de 8-19% menores do que em TSE, possivelmente devido à comunidade periférica aderida às raízes de *S. alterniflora*. Os valores médios de NAT flutuaram diariamente em todos os ciclos de incubação, mas foram menores do que 15 µg/L, aspecto comum em sistemas de cultivo com biofloco onde ocorrem altas taxas de absorção de amônio por bactérias e pelo fitoplâncton. Ambos os tanques de sedimentação testados proporcionaram diminuição da carga orgânica, tornando a água com características mais próximas às exigidas pelas normas ambientais e possibilitariam a minimização dos impactos a ambientes aquáticos no entorno de empreendimentos da carcinocultura. Os resultados encontrados neste trabalho demonstram que a capacidade de remoção ou liberação de compostos da água oriunda de viveiros de carcinocultura intensiva por sistemas de tratamento estático pode variar em função das características da água do cultivo. A ocorrência de poucas diferenças no tratamento da carga orgânica e nutrientes entre TSE e TSEV foi atribuída ao crescimento depauperado de *S. alterniflora*, sendo necessárias mais pesquisas no desenvolvimento de estruturas de suporte flutuante e da aclimação desta halófito à hidroponia.

Palavras-chave: tratamento de água; bacia de decantação; regeneração de fosfato; dinâmica de viveiros.

## ABSTRACT

Title: Removing capacity of nutrients and organic load from the water of marine shrimp pond through Static Sedimentation Tanks with and without the halophyte grass *Spartina alterniflora* Loisel.

Changes in water quality in ponds throughout growth period may provide unfavorable conditions for shrimp's development or cause pathologies due to high concentrations of nitrogen and phosphorus compounds, solid or dissolved organic matter and the accumulation of micro-organisms. The Brazilian environmental laws foresee that the shrimp farming in the coastal zone have sedimentation systems, a simple low cost technological option, to maintain the water quality of the ponds and to control the effluent. Water treatment systems with rooted plants can be integrated to sedimentation systems to enhance purification efficiency and to generate by-products from the effluents. This study evaluated the ability to remove nutrients and organic load of the water from intensive culture of the marine shrimp cultivation of marine shrimp *Litopenaeus vannamei* through Static Sedimentation Tanks with ("TSEV") and without ("TSE") floating rafts with the halophytic grass *Spartina alterniflora* Loisel. Three identical tanks were operated for each type of tank. Between February-March 2012, three consecutive cycles of incubations (C1, C2 and C3) were performed and each tank received 500 L of saline water from a shrimp pond at the beginning of each cycle. In each incubation, water samples were obtained at 4 different retention times (0, 24, 48 and 72 hours) and the levels of total ammonia nitrogen (TAN), nitrite, nitrate and phosphate quantified. Furthermore, organic load was estimated by suspended particulate matter (SPM) and chlorophyll *a*. The temporal variation of the treatment systems among cycles and retention times concerning nutrients, organic load and monitored physical-chemical parameters were analyzed using Analysis of Variance. C1 water showed the highest initial organic load (averages of TSE and TSEV; SPM = 212-273 mg/L, chlorophyll *a* = 372-469 µg/L) and rapid regeneration of phosphate in both types of tanks (global average increased 1376% after 72h), which was associated with the water column removal of SPM and chlorophyll *a* and mineralization/desorption of phosphorus from particles settled over the tank bottom.



Under reduced averages of organic load (SPM < 182 mg/L, chlorophyll *a* < 186 µg/L), C2 and C3 reached average removal rates of up to 18% for phosphate. A significant negative correlation (Spearman correlation  $r-s = -0.46$ ) between individual concentrations of nitrate and nitrite was found. At C3, continuous decreasing and increasing average values of nitrate and nitrite were found throughout the 72 h of retention time, respectively, and rates of 31% removal and 251% enrichment were quantified in the water. Both the denitrification of nitrate and nitrification (conversion of ammonia to nitrite) seem to be involved in the temporal variation of these nutrients. In all incubation cycles, the concentration of nitrate in TSEV were 8-19% lower than in TSE, possibly due to periphyton community adhered to the roots of *S. alterniflora*. The average values of TAN fluctuated daily during in all incubation cycles but values were smaller than 15 µg/L. Similar low values are frequent in biofloc systems where high rates of absorption of the ammonia by bacteria and phytoplankton occur. Both types of sedimentation tanks decreased the organic load, making water characteristics more compatible with assigned environmental regulations and allowing the minimization of impacts to aquatic environments around the shrimp aquaculture enterprise. The results of this study demonstrated that the ability of static treatment systems to release or to remove compounds from water of intensive shrimp ponds may vary according to the standing water characteristics. The occurrence of few differences in the treatment of organic load and nutrients between TSE and TSEV was attributed to the depleted growth of *S. alterniflora*. More research is necessary to develop floating support structures and successful acclimation of this halophyte to hydroponics.

Key-words: water treatment; decantation basin; regeneration of phosphate; pond dynamics.

## 1. INTRODUÇÃO

A aquicultura de água salgada é uma importante atividade provedora de alimentos. A escala de produção é muito variável e o termo intensidade é usado para denotar o nível de controle ambiental ou manejo do sistema de cultivo (Fast & Lannan 1992). O grau de intensidade da atividade aquícola é determinado pela densidade de estocagem, quantidade de água, ração e fertilizantes utilizados, bem como pela necessidade de aeração suplementar (Fast & Lannan 1992, Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003, Macedo & Sipaúba-Tavares 2010). Desta forma, quanto maior for a magnitude dos fatores citados acima, mais intensivo será o cultivo e mais elevadas tenderão a ser as concentrações de compostos nitrogenados (N) e fosfatados (P), matéria orgânica em suspensão e dissolvida, além de micro-organismos na água do cultivo (Sandifer & Hopkins 1996, Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003). Todos estes produtos resultam principalmente da degradação da ração e da produção de excretas pelos organismos cultivados (Kibria *et al.* 1997). A alteração da qualidade da água dos cultivos ao longo do ciclo de crescimento dos organismos cultivados pode propiciar patologias ou condições desfavoráveis para o desenvolvimento ótimo dos mesmos, como a formação de florações de algas potencialmente nocivas (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003), a oclusão parcial de brânquias e diminuição do oxigênio dissolvido (ambas devido ao acúmulo de material em suspensão na água; Cripps & Bergheim 2000). A emissão de efluentes pode acarretar em efeitos deletérios para o ambiente do entorno do cultivo devido à grande quantidade de nutrientes e material em suspensão descartados durante as renovações de água e a despesca (Funge-Smith & Briggs 1998). O material lançado no corpo hídrico pode causar problemas decorrentes da eutrofização, como a depleção do oxigênio dissolvido e conseqüente mortandade de animais aquáticos, bem como, segundo Canary *et al.* (2009), alterar a estrutura da comunidade de organismos bentônicos. Além disso, em decorrência do lançamento de efluentes, a qualidade da água de corpos hídricos pode já estar comprometida, prejudicando o próprio abastecimento dos cultivos.

Cultivos semi-intensivos em viveiros são realizados com estocagens de 10-40 camarões/m<sup>2</sup> e geram 2-4 t de camarão/ha/safra (Krummenauer *et al.* 2010, Pusceddu *et al.* 2011), enquanto estocagens de sistemas intensivos elevam-se a 40-100 camarões/m<sup>2</sup>

e atingem uma produção de até 10 t de camarão/ha/safra (Sandifer & Hopkins 1996, Ruiz-Velazco *et al.* 2010, Wasielesky *et al.* 2011). Os princípios do cultivo de peixes e camarões em viveiros intensivos com limitada renovação de água foram desenvolvidos simultaneamente nos Estados Unidos e Israel no início da década de 1990 (Avnimelech 2007). Estes sistemas mantêm cultura mista de bactérias heterotróficas e algas em condições controladas dentro de viveiro de cultivo de peixes e camarões (Avnimelech 2006, Schryver *et al.* 2008) e são baseados na tecnologia de bioflocos (Bio-flocs Technology – BFT) (Avnimelech 2007). Sistemas intensivos com bioflocos oferecem a possibilidade de manter boa qualidade da água e simultaneamente produzir alimento adicional para os organismos-alvo (Schryver *et al.* 2008, Silva 2009, Ray *et al.* 2010, Crab *et al.* 2012). Os micro-organismos, principalmente as bactérias heterotróficas, ao consumirem as excretas dos organismos-alvo (Schryver *et al.* 2008), são responsáveis pela recirculação interna de nutrientes através da formação de nova biomassa microbiana (Avnimelech 2006, Burford *et al.* 2003). Desta forma, há metabolização de compostos potencialmente tóxicos da água, como amônia, e disponibilização de aglomerados bacterianos ricos em proteínas para os organismos-alvo consumirem, servindo para suplementar a ração. Sistemas superintensivos de cultivo de camarão (100-500 camarões/m<sup>2</sup>) baseados na formação de bioflocos microbianos em condição heterotrófica (BFT), de intensa aeração ou oxigenação, mínima troca de água e controle da ração/nutrientes oferecidos, atingem produtividades de até 20-30 t e proporcionam maior crescimento do camarão do que sistemas superintensivos convencionais (Thompson *et al.* 2002, Wasielesky *et al.* 2006, Ray *et al.* 2010, Krummenauer *et al.* 2012, Fróes *et al.* 2012), cujas taxas de renovação de água são altas.

Em cultivos intensivos com bioflocos e renovação limitada de água, além de processos de assimilação de amônio por bactérias e fitoplâncton, ocorre nitrificação por bactérias nitrificantes possivelmente estabelecidas no biofoco (Burford *et al.* 2003, Silva 2009). Nestes tipos de cultivos, Burford *et al.* (2003) observaram, em curtos períodos de tempo, flutuação da produção líquida de oxigênio pelo fitoplâncton (autotrofia) e do consumo líquido de oxigênio por bactérias (heterotrofia) relacionada com o rápido crescimento e morte de espécies fitoplanctônicas. Estes autores concluíram que, além do efeito da pastagem por parte de rotíferos e ciliados, a composição da comunidade fitoplanctônica era afetada por variações semanais de

nutrientes nitrogenados e fosfatados. As concentrações médias dos nutrientes encontradas em viveiros ao longo do cultivo podem variar em muitas ordens de magnitude. Por exemplo, de 0,130 a 2,760 mg/L para nitrogênio amoniacal total (NAT); de 0,010 a 2,480 mg/L para nitrito; de 0,010 a 8,620 mg/L para nitrato; de 6,7 a 21,3 mg/L para nitrogênio total (NT); de 0,070 a 1,170 mg/L para fosfato; e de 0,8 a 2,6 mg/L para fósforo total (PT) (Burford *et al.* 2003). Em viveiros de cultivo intensivo de camarão com renovação de água, cujos níveis de nutrientes estão entre 0,5-20,9 mg/L para NT e 200-690 µg/L para PT (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003) também é encontrada alta variabilidade diária da concentração de nutrientes e clorofila *a* (fitoplâncton) (Burford 1997; Burford & Glibert 1999), bem como da carga de sólidos em suspensão, NT e PT da água (Jackson *et al.* 2003).

Os empreendimentos da carcinocultura na zona costeira do Brasil devem prever a utilização de sistemas de sedimentação para o controle do material particulado em suspensão (MPS) do efluente conforme a Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 312/2002 (Brasil 2002). Tal exigência vai ao encontro da Resolução CONAMA nº 430/2011 (Brasil 2011), sobre o lançamento de efluentes em corpos hídricos, e da Resolução do CONAMA nº 357/2005 (Brasil 2005), que classifica os corpos hídricos de acordo com os usos preponderantes e estabelece seus respectivos níveis de qualidade da água. O processo de sedimentação é uma das mais simples tecnologias para a remoção de partículas sólidas de efluentes e é frequentemente levado a cabo em bacias de sedimentação (BS) que precisam de uma mínima entrada de energia (elétrica) no sistema de tratamento, possuem baixos custos de manutenção, instalação e operação, além do operador da BS não necessitar de habilidades especiais para mantê-la (Stickney 2000). BS utilizadas para o tratamento de efluentes da carcinocultura removem entre 15-88% de material particulado em suspensão (Teicher-Coddington *et al.* 1999, Jackson *et al.* 2003, Canary *et al.* 2009) e se caracterizam por receber grandes volumes de água, conforme o manejo do cultivo, estando na faixa de centenas de milhares de metros cúbicos (1.000.000 L). Tanques de sedimentação (TS) são empregados para o tratamento de menores volumes de efluentes da aquacultura (até dois metros cúbicos; 2.000 L), removendo entre 25-82% de material particulado em suspensão (Johnson & Cheng 2006, Sandu *et al.* 2008, Ray *et al.* 2010, Gaona *et al.* 2011). A remoção do material em suspensão possibilita incremento significativo da

biomassa do camarão cultivado em sistema superintensivo com biofloco (BFT) (Gaona *et al.* 2011, Ray *et al.* 2010). Os sistemas de tratamento de água por sedimentação podem ser operados em regime hídrico de fluxo contínuo, com determinado volume de água entrando constantemente por um período de tempo (L/min, litros por minuto); ou em regime hídrico estático, também denominado de batelada (*batch*, em inglês), quando o volume de água que entrou no sistema é mantido por um certo tempo até ser liberado.

Sistemas de tratamento da qualidade da água com plantas enraizadas (“fitorremediação”) podem ser integrados ou acoplados a sistemas de sedimentação para uma maior eficiência da depuração (Michael 2003). As raízes, caules e folhas das plantas podem assimilar, degradar, imobilizar e/ou volatilizar os contaminantes presentes em solos e efluentes, mas também estimular a presença de micro-organismos degradadores junto ao sistema radicular (Gratão *et al.* 2005). As plantas vasculares de ambientes frequentemente alagados como banhados (*wetlands*) possuem parênquimas esponjosos (aerênquimas - espaços de ar internos) que oxigenam o solo encharcado e anaeróbico (Jung *et al.* 2008, Mendonça & Costa 2008), modificando as condições físico-químicas de sua rizosfera (volume do solo envolvido pela raiz), como o pH e o potencial de oxirredução (Eh). A presença das plantas pode intensificar os processos de nitrificação e de oxidação de compostos reduzidos (Kögel-Knabner *et al.* 2010, Buhmann & Papenbrock 2012), reduzindo teores de nitrogênio e fósforo (Mendonça & Costa 2008, Zhi & Ji 2012). Plantas tolerantes à salinidade (halófitas) podem ser utilizadas para construir banhados artificiais para o tratamento de efluentes salinos (Buhmann & Papenbrock 2012). Estes sistemas com halófitas podem remover entre 48-69% do nitrogênio total (NT) e 24-89% do fósforo total (PT) (Sansanayuth *et al.* 1996, Tilley *et al.* 2002, Limbery *et al.* 2006, Shi *et al.* 2011, Sousa *et al.* 2011) e 23-82% de compostos nitrogenados inorgânicos e 20-89% de fosfato (Sousa 2003, Greis 2009, Sousa *et al.* 2011, Webb *et al.* 2012) de efluentes salinos de aquacultura.

A mescla do processo físico de sedimentação com processos biológicos para o tratamento da água de cultivos tem recebido atenção de diversos pesquisadores. Tanques de sedimentação vegetados vêm sendo empregados para tratar efluentes da aquacultura, utilizando-se comumente macrófitas flutuantes como *Eichhornia crassipes* (aguapé) para águas doces (Sipaúba-Tavares *et al.* 2002, Henares 2008, Henry-Silva & Camargo 2006, 2008) ou macroalgas para águas salinas (Jones *et al.* 2001, Neori *et al.*

2004, Copertino *et al.* 2009). O uso de plantas flutuantes está restrito a ambientes dulcícolas, pois não existem plantas desse tipo capazes de crescer em concentrações salinas como da água do mar. Por outro lado, as macroalgas marinhas, apesar de absorverem nutrientes diretamente da água através de seus talos, têm a produção primária e o crescimento limitados pelo material em suspensão, que reduz a quantidade de luz que penetra na água. Uma alternativa para utilizar plantas halófitas no tratamento de efluentes salinos são sistemas compostos por plantas de marisma (ambiente costeiro frequentemente alagado por marés), presas a alguma estrutura flutuante, com suas raízes diretamente em contato com a água. Estes sistemas hidropônicos são denominados de banhados flutuantes (*floating wetlands*) (Tanner & Headley 2011).

*Spartina alterniflora* (Loiseleur, 1807) é uma grama halófito emergente com grande potencial de utilização no tratamento de efluentes salinos. Ela é encontrada ao longo da costa Atlântica das Américas onde domina a zona baixa entremarés, frequentemente alagada por água salgada e com sedimento anóxico (Bertness 1991, Costa *et al.* 2003). Plantas de *S. alterniflora* são capazes de oxigenar eficientemente suas raízes e rizosfera através de um sistema aerenquimatoso muito desenvolvido (Bertness 1991). Elas tornam os sedimentos mais oxidados do que sedimentos sem cobertura vegetal, favorecendo a precipitação de oxi-hidróxidos de Fe e Mn (Lacerda *et al.* 1997), que se ligam ao P dissolvido. Em uma marisma de *S. alterniflora* em formação, Mendonça & Costa (2008) encontraram concentrações de P dissolvido na água intersticial 55% menores em áreas mais oxidadas e densamente vegetadas do que em áreas de pequeno adensamento. Marismas artificiais com cobertura de *S. alterniflora* podem ser usadas para tratar efluentes salinos oriundos da indústria do petróleo (Negri *et al.* 2003, Gomes Neto & Costa 2009). Tanques de sedimentação com banhado flutuante de *S. alterniflora* em regime hídrico de fluxo contínuo (Canary 2007) e banhados artificiais com *S. alterniflora* plantada em substrato em regime hídrico de fluxo subsuperficial e de recirculação (Sousa 2003, Sousa *et al.* 2011) foram testados no tratamento de efluentes da carcinocultura marinha para redução de macronutrientes de efluentes salinos despejados na zona costeira (detalhes: Tabela anexada na página 76).

Canary (2007) observou que tanques de sedimentação com e sem *S. alterniflora* apresentaram taxas de remoção de NAT altas (75-85%; sem diferença significativa entre os dois). Entretanto, tanques com *S. alterniflora* removeram menos eficientemente

nitrito e fosfato do efluente de carcinocultura (respectivamente, 28% e 20%) do que tanques não vegetados (respectivamente, 93% e 60%). A causa da menor eficiência dos tanques de sedimentação vegetados na remoção de nitrito e fosfato não foi esclarecida pela autora. Sousa *et al.* (2011) não encontraram diferenças significativas entre as taxas de remoção de NAT (82-94%), nitrato (34-42%) e fosfato (59-64%) de banhados artificiais com *S. alterniflora* e de filtros de drenagem não vegetados.

O uso de *Spartina alterniflora* como forma de tratar o efluente de carcinocultura intensiva com renovação limitada de água poderia resultar em sistemas mais eficientes de manutenção da qualidade da água e ainda gerar subprodutos a partir do efluente, aproveitando-se a biomassa vegetal como adubo orgânico para cultivares (Chung 2006, Marangoni & Costa 2010), ração animal, extratos com funções imunológicas à saúde humana e para produção de biogás (Chung 2006). Entretanto, é necessário ampliar o conhecimento da potencialidade de remoção de nutrientes e da carga orgânica por parte desta planta em sistemas de tratamento com outros tipos de regimes hídricos, como o estático, por exemplo.

## 2. OBJETIVOS

### Objetivo Geral

- Avaliar a capacidade de remoção de nutrientes e da carga orgânica da água de um cultivo intensivo de camarão marinho da Estação Marinha de Aquicultura (EMA), Instituto Oceanográfico (IO), FURG, por meio de Tanques de Sedimentação Estáticos com e sem a presença da grama halófito *Spartina alterniflora* Loisel.

### Objetivos Específicos

- Monitorar modificações das características físico-químicas da água salina do cultivo intensivo de camarão (pH, potencial redox, temperatura e salinidade) induzidas por diferentes tempos de retenção em Tanques de Sedimentação Estáticos com ou sem vegetação halófito.

- Avaliar a capacidade de remoção de nutrientes (nitrogênio amoniacal total, nitrito, nitrato e fosfato) e da carga orgânica (material particulado em suspensão e clorofila *a*) da água salina do cultivo intensivo de camarão induzidas por diferentes tempos de retenção em Tanques de Sedimentação Estáticos com ou sem vegetação halófito.

- Avaliar a repetibilidade das respostas observadas no tratamento da água salina de um cultivo intensivo de camarão frente à variabilidade das características da água ao longo do período de engorda.

- Comparar as características físico-químicas e os valores da carga orgânica e nutrientes da água salina do cultivo intensivo de camarão antes e após tratamento em Tanques de Sedimentação Estáticos com ou sem vegetação halófito frente às condições e padrões existentes na legislação ambiental brasileira ligada ao lançamento de efluentes e qualidade dos corpos hídricos.



### 3. MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1. Sistema de tratamento de água

O teste dos sistemas de tratamento da água de cultivo de camarão marinho foi realizado na Estação Marinha de Aquacultura da FURG (EMA), localizada na praia do Cassino (Rio Grande, RS). Foram utilizados como recipiente para os sistemas de tratamento de água seis tanques de fibra de vidro de formato octaédrico (dimensões: altura = 0,68 m; lado = 0,95 m; diâmetro = 2,21 m; área = 3,83 m<sup>2</sup>). Três tanques foram usados como Tanques de Sedimentação Estáticos (TSE) e três tanques receberam a incorporação de balsas flutuantes com a grama halófito fitorremediadora *Spartina alterniflora*. Os tanques com a halófito enraizada (detalhes abaixo) serão doravante denominados Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados (TSEV). Os tanques, com capacidade total de 2.570 L, foram preenchidos com volume útil de 500 litros (coluna d'água de 0,12 m). Em cada tanque foi acoplado um registro no fundo permitindo a saída de água. Foi usada uma bomba de recalque de 1 HP para puxar água do viveiro de cultivo intensivo do camarão *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) para os tanques (**Figura 1A**).

#### 3.2. Características de *Spartina alterniflora*

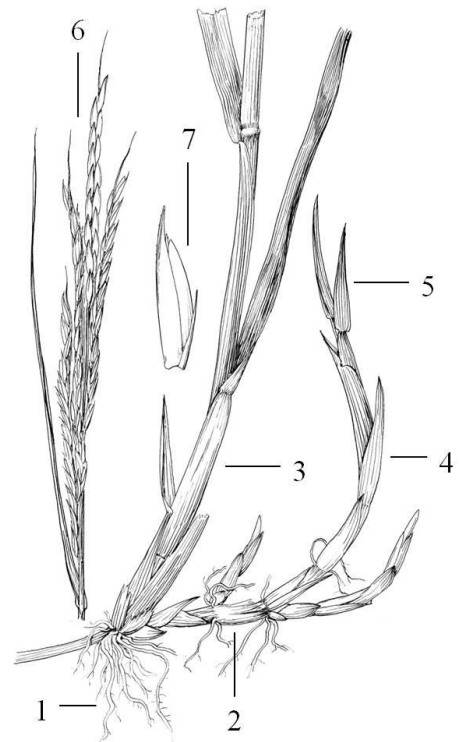
*Spartina alterniflora* é uma gramínea emersa tolerante à salinidade (halófito) e ao alagamento periódico. Ela habita marismas, que são banhados salinos sujeitos a alagamentos periódicos (**Figura 2A-B**). A descrição da espécie a seguir é baseada em Chase (1991).

*Spartina alterniflora* é uma planta herbácea cujas hastes ou caules aéreos são denominados de colmos. As folhas intercalam-se sucessivamente desde a base do colmo, próximo às raízes. As folhas envolvem o colmo como um tubo fendido de um lado, de cima para baixo. Os caules subterrâneos são chamados de rizomas, que surgem na base do colmo principal e espalham-se horizontalmente. Com o tempo, a partir do rizoma, brotam novas plantas chamadas de brotos inicialmente e, quando estes estão mais desenvolvidos, de perfilhos. Por serem caules subterrâneos, os rizomas se distinguem das raízes por apresentarem escamas, que são folhas reduzidas (geralmente esbranquiçadas). Mais detalhes podem ser vistos na **Figura 2C**. Neste estudo, a parte

**Figura 1.** Viveiro de cultivo intensivo do camarão *Litopenaeus vannamei* na Estação Marinha de Aquacultura – EMA/FURG (A). Tanques instalados na EMA/FURG utilizados como recipientes para os sistemas de tratamento de água (B). Aclimação à hidroponia da grama de marisma *Spartina alterniflora* em bandejas de isopor (C) nos tanques com água (D). Transferência das plantas de *Spartina alterniflora* para balsas de tela plástica (E). Plantas de *Spartina alterniflora* presas à balsa com flutuadores de isopor (F). Tanque de Sedimentação Estático Vegetado com quatro balsas de *Spartina alterniflora* (G). (Fontes: A – Ricardo Freitas; B a G – César Costa)







**C**

Legenda:

- 1- Raiz
- 2- Rizoma
- 3- Colmo
- 4- Bainha da folha
- 5- Lâmina da folha
- 6- Inflorescência
- 7- Espigueta (em detalhe)

**Figura 2.** *Spartina alterniflora* na porção mais alagada da marisma da Ilha da Pólvora, Rio Grande, RS (A). *Spartina alterniflora* (B). Partes que compõe *Spartina alterniflora* (C). (Fontes: A- Joaquim Ribeiro; B- César Costa; C- imagem modificada disponível em: <<http://128.2.22.159/HIBD-Image/DBART-06010/HIT-0500/6010.0520.jpg>> acesso em 18 de abril de 2013)

aérea de *Spartina alterniflora*, composta pelo colmo e suas folhas, será designada como haste.

### 3.3. Produção de mudas de *Spartina alterniflora*, aclimação das plantas a condições hidropônicas

Mudas de *S. alterniflora* foram produzidas por propagação vegetativa em bandejas com sedimento, na casa de vegetação do Laboratório de Biotecnologia de Halófitas (IO-FURG), conforme protocolo descrito por Mendonça & Costa (2008). Após 40-60 dias de crescimento, as mudas tiveram suas raízes separadas do sedimento, através de enxágue com água de torneira, e foram individualizadas em unidades formadas por um colmo com fragmento de rizoma e raízes. Seiscentos e quarenta (640) plantas, com tamanho médio de 25 cm, foram obtidas e transferidas para 21 bandejas de isopor (0,35 x 0,67 m) (32 plantas por bandeja), que serviram como suporte de fixação e flutuação para as plantas nos tanques instalados na EMA (**Figuras 1B-D**). De forma a aclimatar as plantas de *S. alterniflora* à condição de hidroponia (contato direto das raízes da planta com a água), estas foram mantidas nos tanques em água com salinidade 15 (mistura de água do mar com água doce de torneira) durante 59 dias. Antes da colocação da água e das plantas nos tanques para aclimação, a superfície interna dos mesmos foi lavada por escovação com solução de 5% de água sanitária (solução de hipoclorito de sódio com 2,0-2,5% de cloro ativo). Semanalmente, a partir da primeira semana após o início da aclimação, foram adicionados 9 mL de algicida de sulfato de cobre 8,6% (marca: Hidroazul) nos 500 L de cada tanque. Quinzenalmente, toda água nos tanques foi drenada e repostada, sendo também adicionadas 100 g de fertilizante NPK (20:20:20; marca Ourofertil) em cada tanque. Nestas datas, tanto as paredes dos tanques como o fundo das bandejas de isopor e as raízes das plantas foram lavados com jato de mangueira para remover epífitas e biofilme. Visando estimular o enraizamento, duas semanas antes do final da aclimação, 5 L de solução nutritiva Hoagland plena foram colocados em cada tanque.

Após os 59 dias de aclimação, as estruturas rígidas das bandejas de isopor demonstraram-se restritivas à expansão das novas hastes (perfilhos), que muitas vezes cresciam para o interior do tanque (submersos) e não para a atmosfera. De forma a eliminar esta restrição, as plantas foram transferidas para outro tipo de suporte de

fixação e flutuação, que era composto por balsa de tela plástica de 1,5 cm de malha, com formato retangular e área de 0,7 m<sup>2</sup>, mantida por flutuadores de isopor. As raízes das plantas foram inseridas em buracos na tela e os colmos foram presos por presilhas plásticas na tela (**Figuras 1E-G**), desta forma as raízes das plantas permaneceram em contato com a água e as folhas expostas a atmosfera. As plantas presas às balsas foram mantidas em aclimatação à condição de hidroponia por mais 11 dias em salinidade 15, sendo colocados nesse período duas vezes algicida.

#### 3.4. Desenho experimental

Em fevereiro de 2012, foram montados os sistemas de tratamento. Em cada um dos três tanques vegetados (TSEV), foram colocadas 4 balsas, sendo que cada balsa, continha 15 plantas de *S. alterniflora* e, em média, cada planta possuía 2,9 perfilhos, totalizando cerca de 170 hastes por tanque (**Figura 1G**). Considerando-se os três tanques vegetados juntos, havia um total de 520 hastes no início do experimento. Em cada um dos três tanques TSE, foram colocadas 4 balsas de tela sem plantas, objetivando um controle do efeito do aparato utilizado para sustentação das plantas. Cada tanque (TSE e TSEV) possuía uma área recoberta pelas telas das balsas de 2,8 m<sup>2</sup>. O experimento foi composto por três (3) ciclos de incubações consecutivas em fluxo estático (sem renovação) da água de cultivo de carcinocultura marinha intensiva nos tanques TSE e TSEV. Cada ciclo de incubação durou 72 horas e os ciclos serão doravante denominados C1, C2 e C3. A replicação temporal (ciclos consecutivos) avaliou a eficiência e repetibilidade do processo de tratamento da água, que ocorreu nos tanques, frente à evolução temporal do processo de engorda do camarão, ao manejo do viveiro de cultivo (renovação de água, quantidade de ração etc.) e às variações ambientais de uma mesma época do ano (flutuações de temperatura, chuva etc.). Durante cada ciclo de incubação foram testados três tempos de retenção da água através da coleta de amostras da água em cada tanque: no início do período de incubação (15 minutos após enchimento do tanque; dia zero = d0), após 24 horas (dia 1 = d1), após 48 horas (dia 2 = d2) e após 72 horas (dia 3 = d3). Ao final de cada ciclo de incubação, a água foi descartada. No início de cada ciclo, a superfície interna dos tanques foi lavada por escovação com solução de 5% de água sanitária (solução de hipoclorito de sódio

com 2,0-2,5% de cloro ativo), bem como as balsas flutuantes e as raízes das plantas foram lavadas com jato de mangueira.

A captação da água do viveiro de cultivo de camarão aconteceu nos dias 14 de fevereiro de 2012 (C1), 24 de fevereiro de 2012 (C2) e 8 de março de 2012 (C3). Desta maneira, C1 e C2 foram intercalados por um período de dez (10) dias, enquanto C2 e C3, por período de 13 dias. Nestes períodos, os tanques TSE e TSEV foram mantidos com água de salinidade 15 (mistura de água do mar com água doce de torneira).

### 3.5. Origem da água

A água utilizada no experimento foi captada de cultivo intensivo de camarão realizado em um viveiro com superfície de 500 m<sup>2</sup>, escavado com fundo revestido com geomembrana de polietileno de alta densidade, localizado na EMA. A densidade de estocagem foi de 50 camarões/m<sup>2</sup> (25.000 indivíduos) realizada dia 18 de novembro de 2011. O sistema de aeração do viveiro consistia em aeradores tipo pás giratórias (“paddle wheel”). A água usada no viveiro provinha do mar e do subsolo. No início da estocagem foi corrigido o pH da água com cal. Utilizou-se 1,5 a 2 kg de melão de cana-de-açúcar (*Saccharum sp.*) como fonte de carbono para indução de flocos microbianos. A quantidade de ração ofertada aos camarões do viveiro por dia foi de 1 a 7,5 kg ao longo do período de estudo.

Um dia antes da coleta de água para C1, foi colocado 15 kg de calcário no viveiro. Durante os 10 dias que antecederam o início do experimento, foram introduzidos 1,5-2,0 kg/dia de melão no viveiro em 4 ocasiões, como também em 7 ocasiões antes de C2, mas nenhuma antes de C3. Renovação de aproximadamente 25% da água do viveiro de cultivo de camarão aconteceu três (3) dias antes do início de C1 e sete (7) dias antes do início de C3. Antes de C2, não houve renovação. A temperatura da água superficial do viveiro, às 9 h da manhã, foi de 24,7 °C no dia 14 de fevereiro de 2012 (captação de água para C1), 27,2 °C no dia 24 de fevereiro de 2012 (C2) e 26,8 °C no dia 8 de março de 2012 (C3); o teor de oxigênio na água nestas datas foi de, respectivamente, 5,03 mg/L (C1), 6,58 mg/L (C2) e 5,40 mg/L (C3) (Vitalina Barbosa, comunicação pessoal, 12 de julho de 2012) [Vitalina Barbosa era estudante de mestrado no PPG de Aquicultura e realizou pesquisa nos viveiros de cultivo de camarão marinho na EMA, FURG].

As águas usadas para iniciar os ciclos de incubação C1, C2 e C3 foram captadas na superfície do viveiro através de bomba de recalque de 1 HP, decorridos, respectivamente, 89, 99 e 112 dias do início do cultivo de camarão.

### 3.6. Monitoramento de parâmetros físico-químicos

Durante o período de aclimação e ao longo dos ciclos de incubação foram monitorados os seguintes parâmetros físicos da qualidade da água dos tanques de tratamento: pH e potencial redox (Eh) através de eletrodos com um medidor DigiSense; salinidade com refratômetro; temperatura da água através de termômetro de mercúrio para piscina; temperatura do ar através de termômetro mercúrio de máximas e mínimas; e quantidade local de chuva através de pluviômetro plástico. Durante o período de aclimação, os parâmetros foram medidos a cada 7-15 dias. Durante os ciclos de incubação, a frequência de medição destes parâmetros foi de uma vez ao dia. Adicionalmente, a evaporação média diária dos sistemas de tratamento foi estimada em milímetros (mm) pela redução da coluna d'água dos tanques após 72 horas de incubação. Dados horários meteorológicos foram obtidos da estação automática do INMET/FURG, localizada a cerca de 20 km do local de estudo. Em d0 de C3, houve problema no aparelho de leitura de Eh, não sendo possível obter a medida no dia. No tempo inicial (d0) de C1, C2 e C3, não foi medida a temperatura da água dos tanques, sendo usada a temperatura média do viveiro do dia (manhã + tarde / 2).

### 3.7. Análises de clorofila *a*, MPS e nutrientes dissolvidos na água

Os teores de clorofila *a*, do material particulado em suspensão (MPS) e nutrientes dissolvidos na água dos sistemas de tratamento foram monitorados através da coleta periódica durante o experimento. Foram coletadas um total de 72 amostras de 3 L dos seis (6) tanques, sendo estas obtidas em quatro (4) diferentes tempos de retenção (d0, d1, d2 e d3) nos três (3) ciclos de incubação. Cada amostra de água foi coletada na superfície da porção central dos tanques, entre 13 h e 15 h, utilizando-se uma garrafa plástica de 5 L.

Logo após a coleta, 110 mL da amostra foram filtrados em microfiltro de fibra de vidro MN GF-3 (capacidade de retenção média de 0,60  $\mu\text{m}$ ) para separação do MPS e estimativa do mesmo através do método gravimétrico (Baumgarten *et al.* 2010), onde



os filtros pré-pesados foram secos (em estufa a 60 °C por, pelo menos, 16 h) e pesados novamente. Um volume de 50 mL de cada amostra foi filtrado em microfiltro de fibra de vidro MN GF-5 (capacidade de retenção média de 0,40 µm) para quantificação da clorofila *a* através do método Welschmeyer (1994). Estas amostras de clorofila *a* foram extraídas através de acetona 90% no escuro a -18 °C por 24 h e analisadas fluorimetricamente (Fluorímetro TD-700, Turner, EUA). Para a análise de nutrientes de cada amostra de água, as duas subamostras anteriormente filtradas e o volume adicional de 250 mL, filtrado com o microfiltro de fibra de vidro GF-3, foram reunidos (cerca de 400 mL). O volume total do filtrado foi posteriormente subdividido em 4 frascos plásticos com tampa de enroscar de 120 mL, que foram congelados a -18 °C para a quantificação por colorimetria das frações dissolvidas de nitrogênio amoniacal total (NAT), nitrito, nitrato e ortofosfato (Baumgarten *et al.* 2010). Todas as amostras foram analisadas espectrofotometricamente (espectrofotômetro SP1105, BEL Engineering, Itália). O tempo máximo que estas subamostras ficaram no *freezer* foi de 7 meses. As colunas redutoras (de cádmio e cobre) utilizadas para a análise de nitrato apresentaram rendimentos superiores a 94% para redução de nitrato a nitrito; valores próximos ao recomendado por Baumgarten *et al.* (2010; p. 127).

As equações das retas padrão obtidas para análise dos nutrientes e seus coeficientes de correlação de Pearson (R) foram os seguintes: NAT:  $y = 0,0187x + 0,0115$  (R= 0,9948); nitrito:  $y = 0,2227x + 0,0039$  (R= 0,9998); nitrato: idem a nitrito; fosfato:  $y = 0,0986x - 0,0083$  (R= 0,9964). Os limites de detecção referentes aos nutrientes citados acima foram de, respectivamente: 0,90 µg/L N-NAT; 0,28 µg/L N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>; 1,40 µg/L N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>; 1,24 µg/L P-PO<sub>4</sub><sup>-3</sup>, conforme as cubetas de 5 cm de comprimento ótico utilizadas (Baumgarten *et al.* 2010). As amostras de NAT que apresentaram valores de concentração negativos (9 em C1, 9 em C2 e 2 em C3) foram consideradas como de concentração “zero”.

Os dados de MPS do C3 não foram obtidos devido a danos nos filtros durante o processo de secagem em estufa. Devido à precisão da balança analítica utilizada ( $\pm 10$  mg), 1 amostra em C1 e 3 amostras em C2 não puderam ter os seus pesos após secagem quantificados. Os valores de MPS destas amostras foram estimados através de regressão linear. A função significativa entre MPS e clorofila *a* (Clo *a*) obtida (coeficiente de correlação de Pearson  $r = 0,54$ ;  $n = 44$ ), sem a inclusão dos quatro

valores nulos, foi utilizada para estimar os MPS das amostras (MPS est) que não puderam ser pesadas. A regressão linear destes parâmetros foi obtida pela equação 1:

$$\text{MPS est} = 0,7275 * [\text{Clo } a] \quad [1]$$

### 3.8. Avaliação do desenvolvimento de *Spartina alterniflora* nos sistemas de tratamento TSEV

O crescimento das plantas de *Spartina alterniflora* nos tanques TSEV foi avaliado por biometria de 12 plantas representativas do lote utilizado (4 plantas marcadas com arames encapados por tanque) no início de C2 e 2 dias após a conclusão de C3, totalizando 21 dias. Para a caracterização biométrica de cada uma destas plantas, foi medido com régua milimétrica o comprimento da maior folha de todas as hastes (principal e perfilhos) e foi contabilizado o número de folhas vivas. As hastes destas plantas foram classificadas segundo os seguintes intervalos de tamanho (cm): 0,1 – 1 cm; 1,1 - 10 cm; 10,1 - 25 cm; e > 25 cm. Adicionalmente, no início de C2 e no final de C3, o número total de hastes por tanque foi quantificado.

### 3.9. Análise dos dados

Os dados do experimento foram analisados através de Análise de Variância (ANOVA), sendo previamente testados quanto à normalidade e homocedasticidade, além de transformados para a análise quando necessário (Zar 2010). Quando diferenças significativas ( $p < 0,05$ ) foram detectadas, o teste *a posteriori* de Tukey da diferença honestamente significativa (*honestly significant difference* – HSD) foi usado para comparação das médias com significância de 5%.

Os dados meteorológicos e do manejo do viveiro de origem da água de cultivo foram utilizados para caracterizar as condições experimentais dos ciclos de incubação. Os valores da evaporação média da água dos tanques foram comparados entre os sistemas TSE e TSEV através de ANOVA de dois fatores (sistema de tratamento e ciclos de incubação, incluso a interação entre ambos).

Os dados referentes aos demais parâmetros físico-químicos (pH, Eh, temperatura da água, salinidade), MPS, clorofila *a* e nutrientes dissolvidos da água de cultivo de camarão (fosfato, nitrato, nitrito, NAT) foram comparados entre os sistemas de

tratamento TSE e TSEV e os diferentes tempos de retenção (d0, d1, d2 e d3) dos ciclos de incubação (C1, C2 e C3) através de Análises de Variância (ANOVA) de três fatores. O modelo de ANOVA adotado incluiu apenas interações de segunda ordem entre os três fatores. Interações de terceira ordem não foram incluídas no desenho experimental das ANOVAs devido à complexidade de interpretação. Também foram realizadas ANOVAs bifatoriais considerando apenas o sistema de tratamento e o tempo de retenção (incluindo sua interação) para cada ciclo de incubação, uma vez que foi detectada uma grande variação temporal na qualidade da água captada do viveiro de cultivo entre as incubações (veja seção de Resultados). Quanto à carga orgânica e aos nutrientes dissolvidos, uma significância estatística do fator sistema de tratamento foi considerada indicadora da diferença no comportamento global da água do cultivo entre os tanques de sedimentação estáticos não vegetados e vegetados. Já os fatores tempo de retenção e ciclo de incubação, quando significativos, foram considerados indicativos de diferenças temporais nas variáveis analisadas, enquanto as interações de segunda ordem Sistema x Tempo de Retenção ou Sistema x Ciclo de Incubação significativas foram interpretadas com variações temporais nos parâmetros dependentes do sistema de tratamento utilizado. Adicionalmente, a proporção da variação explicada por cada fator envolvido na ANOVA (ou seja, o tamanho do efeito de cada fator) foi estimada pelo índice *eta* quadrado (Zar 2010), utilizando a soma dos quadrados de cada componente dividida pelo total da soma dos quadrados (variância total dos dados). Este índice foi indicado no texto como “%Var”. Os valores de clorofila *a*, NAT e fosfato sofreram transformação logarítmica (na base 10) para se aproximarem dos requisitos para ANOVA (Zar 2010).

As diferenças percentuais entre os valores médios iniciais dos nutrientes, MPS e clorofila *a* (d0) e os valores nos outros tempos de retenção da água de cultivo foram utilizadas como estimativas da taxa de remoção (R%) destes parâmetros conforme a Equação 2. Esta estimativa foi realizada para cada ciclo de incubação.

$$R\% = 100 - (C_i/C_{d0} * 100) \quad [ 2 ]$$

Onde:  $C_i$  é a concentração do parâmetro no tempo de retenção “i” de d1, d2 ou d3;  $C_{d0}$  é a concentração do parâmetro no tempo inicial d0.

Quando a concentração nos tempos de retenção d1, d2 ou d3 foi maior do em d0, a equação da taxa de remoção gerou valores negativos. Nestes casos foi ressaltado na descrição do resultado que ocorreu um aumento da concentração ao invés de remoção, devido a processos de ciclagem ou dessorção dos nutrientes, bem como ressuspensão de MPS ou produção de fitoplâncton.

O grau de relacionamento entre todos os parâmetros físico-químicos, clorofila *a* e nutrientes dissolvidos foi avaliado através de uma matriz de correlação de postos de Spearman (*r-s*) (Zar 2010).

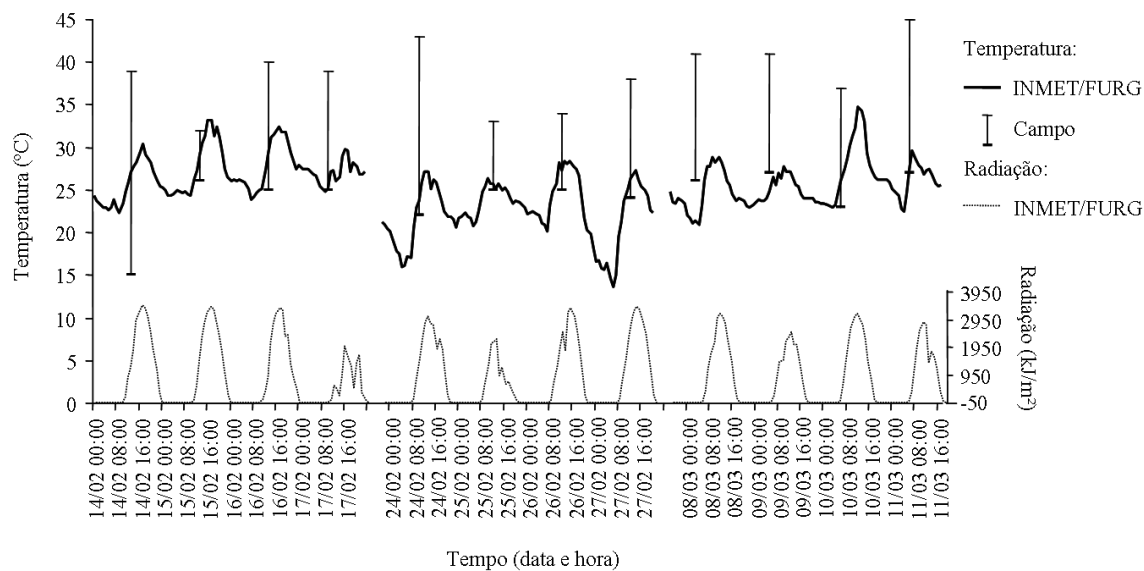
## 4. RESULTADOS

### 4.1. Parâmetros meteorológicos

Foram observadas em todos os ciclos de incubação temperaturas máximas do ar próximas a 40 °C no local de estudo. As temperaturas do ar oscilaram de 15 a 39 °C, 22 a 43 °C e 23 a 45 °C, respectivamente, no primeiro (C1), segundo (C2) e terceiro (C3) ciclos de incubação (**Figura 3**). Os dados de temperatura do ar medida na Estação Meteorológica INMET/FURG, localizada a cerca de 20 km do local de estudo, permitem visualizar a variabilidade horária, mas apresentaram uma menor amplitude térmica diária do que no local de estudo, variando de 22 a 33 °C, 14 a 28 °C e 21 a 35 °C, respectivamente, em C1, C2 e C3 (**Figura 3**).

Não choveu no local do estudo durante os ciclos de incubação. O experimento foi desenvolvido em dias claros, com nebulosidades parciais observadas apenas no 3º (terceiro) dia de C1 e no 2º (segundo) dia de C2. A radiação solar foi muito semelhante nos três ciclos, sendo que as máximas oscilaram entre 3.474 kJ/m<sup>2</sup> (C1) e 3.215 kJ/m<sup>2</sup> (C3) (**Figura 3**).

A evaporação diária média da água dos tanques ficou entre 4,7 e 5,6 mm/dia e não apresentou diferenças significativas (ANOVA;  $p > 0,05$ ) entre ciclos de incubação ou entre tipos de sistema de tratamento, além de não haver interação entre estes fatores (**Tabela 1**).



**Figura 3.** Médias horárias de temperatura do ar e radiação solar medidas na Estação Meteorológica INMET/FURG, bem como amplitude diária de temperatura do ar no local de estudo (barra vertical: temperatura mínima e máxima diária) durante o experimento (ciclo 1: 14 a 17 de fevereiro; ciclo 2: 24 a 27 de fevereiro; e ciclo 3: 8 a 11 de março).

**Tabela 1.** Média  $\pm$  erro padrão e resultados da Análise de Variância (ANOVA) da evaporação média diária em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) ao final das 72 h de cada ciclo de incubação (C1, C2 e C3) da água de cultivo intensivo de camarão marinho. Legenda: F= valor do teste F; p= probabilidade; NS= não significativo.

Ciclos	Evaporação Diária (mm/dia)	
	TSE	TSEV
C1	5,1 $\pm$ 0,3	5,6 $\pm$ 0,7
C2	4,7 $\pm$ 0,3	5,2 $\pm$ 0,4
C3	4,7 $\pm$ 0,1	5,0 $\pm$ 0,7
ANOVA	F	P
Ciclo (C)	0,57	NS
Sistema (S)	1,22	NS
C*S	0,03	NS

#### 4.2. Parâmetros físico-químicos da água, clorofila *a* e MPS

Em relação às características da água tratada no experimento, a ANOVA de três fatores mostrou que o fator ciclo de incubação teve um efeito altamente significativo ( $p < 0,0001$ ) e marcadamente maior do que os demais fatores para os parâmetros pH (média global:  $C1 < C3 < C2$ ; teste Tukey  $p < 0,05$ ), salinidade ( $C3 < C1 < C2$ ), Eh ( $C1 = C2 < C3$ ) e clorofila *a* ( $C3 < C2 < C1$ ), representando de 64 a 80% da variância total (**Tabela 2**). O material particulado em suspensão (MPS) e a temperatura da água dos tanques foram menos afetados pelo fator ciclo que explicou, respectivamente, 12% ( $C2 < C1$ ,  $p < 0,01$ ) e 2% (não significativa) do total de suas variâncias no experimento (**Tabela 2**). O fator tempo de retenção foi significativo ( $p < 0,01$ ) e representou de 9 a 26% da variância total dos parâmetros físico-químicos da água, da clorofila *a* e do MPS (**Tabela 2**). A interação significativa ( $p < 0,0001$ ) entre ciclo e tempo de retenção (C x T) para todos os parâmetros, exceto MPS, mostrou que as respostas ao longo das 72 horas de retenção variaram marcadamente entre ciclos (**Tabelas 3 e 4**). O MPS apresentou grande variabilidade entre os tanques, o que resultou na variância residual ser o principal componente da variância total deste parâmetro (46% da variância total) (**Tabela 2**). O fator sistema de tratamento e as demais interações (ciclo x sistema e sistema x tempo de retenção) foram significantes apenas para o pH, mas tiveram uma pequena relevância na análise global do experimento (ANOVA de três fatores) para este parâmetro; representaram menos de 2% de sua variância total).

Devido às marcadas diferenças entre os ciclos de incubação e a significância para maioria dos parâmetros da interação C x T (ciclo x tempo), foram efetuadas ANOVAs individuais para cada ciclo de incubação incluindo apenas os fatores sistema de tratamento e tempo de retenção. Os resultados destas ANOVAs de dois fatores estão sintetizados nas **Tabelas 3 e 4**.

Nestas análises, o pH foi o único parâmetro físico-químico que variou significativamente ( $p < 0,001$ ) entre os sistemas de tratamento, o que ocorreu em C1 e C3 (**Tabela 4**). Em ambos os casos, maiores médias ( $\pm$  erro padrão) ocorreram no sistema TSEV ( $9,11 \pm 0,06$  em C1 e  $9,45 \pm 0,04$  em C3) e menores médias em TSE ( $8,94 \pm 0,03$  em C1 e  $9,39 \pm 0,04$  em C3). Considerando-se a faixa de precisão do phmetro, em que a segunda casa decimal depois da vírgula representa a casa de erro, estas diferenças entre os sistemas TSE e TSEV não são muito expressivas.

**Tabela 2.** Resultados das Análises de Variância dos parâmetros físico-químicos e clorofila *a* do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão marinho em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: GL= graus de liberdade, % Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade do teste F; NS= não significativo; \*= p<0,05; \*\*= p<0,01; \*\*\*= p<0,001; \*\*\*\*=p<0,0001.

Fator	GL	Salinidade			Temperatura			Eh			
		% Var	F	p	% Var	F	P	GL	% Var	F	p
Ciclo (C)	2	80,2	470,24	****	1,5	1,19	NS	2	67,6	292,52	****
Sistema (S)	1	0,0	0,12	NS	1,9	3,15	NS	1	0,2	1,53	NS
Tempo (T)	3	8,6	103,82	****	20,2	10,98	****	2	22,4	96,87	****
C*S	2	0,1	0,13	NS	0,2	0,14	NS	2	0,1	0,63	NS
C*T	6	7,9	28,74	****	42,4	11,54	****	4	4,9	10,65	****
S*T	3	0,1	0,83	NS	0,8	0,42	NS	2	0,2	0,66	NS
Erro	54	3,0			33,1			40	4,6		
Total	71							53			
Fator	GL	pH			Clorofila <i>a</i>			MPS			
		% Var	F	p	% Var	F	P	GL	% Var	F	p
Ciclo (C)	1	65,0	387,53	****	63,5	470,24	****	1	11,9	8,95	**
Sistema (S)	1	1,4	17,21	***	0,0	0,12	NS	1	0,0	0,02	NS
Tempo (T)	2	16,6	66,10	****	21,0	103,82	****	3	25,6	6,43	**
C*S	2	0,7	4,19	*	0,0	0,13	NS	1	0,1	0,08	NS
C*T	5	10,6	21,03	****	11,6	28,74	****	3	4,8	1,21	NS
S*T	3	1,2	4,66	**	0,2	0,83	NS	3	11,1	2,80	NS
Erro	49	4,5			3,6			35	46,4		
Total	65							47			



**Tabela 3.** Média  $\pm$  erro padrão, amplitude de variação e resultados das Análises de Variância (ANOVA) da salinidade, temperatura e Eh da água de cultivo intensivo de camarão marinho em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) em três ciclos de incubação e quatro tempos de retenção (0, 1, 2, 3 dias) durante cada ciclo. Diferentes letras indicam diferença significativa entre médias dentro de cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). (Legenda: F= teste F; p= probabilidade do teste F; NS= não significativo; \*=  $p < 0,05$ ; \*\*=  $p < 0,01$ ; \*\*\*\*= $p < 0,0001$ ).

<b>Salinidade<sup>1</sup></b>	Ciclo 1		Ciclo 2		Ciclo 3	
	TSE	TSEV	TSE	TSEV	TSE	TSEV
d0	19,3 ± 0,3 b	19,3 ± 0,3 b	19,0	19,0	15,0 ± 0,0 ab	14,6 ± 0,3 a
d1	19,0 ± 0,0 b	19,0 ± 0,0 b	19,0	19,0	15,0 ± 0,0 ab	15,0 ± 0,0 ab
d2	17,7 ± 0,3 a	18,3 ± 0,3 ab	20,0	20,0	16,3 ± 0,3 bc	16,3 ± 0,3 bc
d3	19,0 ± 0,0 b	19,3 ± 0,3 b	21,0	21,0	17,0 ± 0,6 c	17,0 ± 0,0 c
Amplitude	17 - 20	18 - 20	19- 21	19- 21	15 - 18	14 - 17
ANOVA	F	p	F	p	F	p
Sistema (S)	1,80	NS	1,80	NS	0,17	NS
Tempo (T)	10,33	****	10,33	****	26,39	****
S*T	0,73	NS	0,73	NS	0,17	NS
<b>Temperatura</b> (°C)	Ciclo 1		Ciclo 2		Ciclo 3	
	TSE	TSEV	TSE	TSEV	TSE	TSEV
d0 <sup>2</sup>	26,7 a	26,7 a	25,4 a	25,4 a	28,3	28,3
d1	30,7 ± 1,3 ab	30,0 ± 2,0 ab	25,0 ± 0,6 a	24,0 ± 1,2 a	27,7 ± 0,9	27,0 ± 1,0
d2	33,0 ± 1,0 b	31,7 ± 2,3 ab	31,7 ± 0,9 b	30,3 ± 1,2 b	28,7 ± 1,5	27,3 ± 2,2
d3	25,7 ± 0,3 a	25,7 ± 0,3 a	32,7 ± 0,9 b	31,0 ± 1,5 b	29,0 ± 1,2	26,7 ± 2,8
Amplitude	25 - 34	25 - 34	24 - 34	22 - 33	26 - 31	21 - 30
ANOVA	F	p	F	p	F	p
Sistema (S)	0,32	NS	2,29	NS	1,04	NS
Tempo (T)	12,45	***	32,43	****	0,13	NS
S*T	0,13	NS	0,30	NS	0,22	NS
<b>Eh</b> (mV)	Ciclo 1		Ciclo 2		Ciclo 3	
	TSE	TSEV	TSE	TSEV	TSE	TSEV
d0	119 ± 1 ab	119 ± 2 ab	148 ± 2 bd	150 ± 1 cd	-	-
d1	123 ± 7 ab	118 ± 3 a	133 ± 12 ad	122 ± 12 ac	213 ± 2 b	206 ± 3 b
d2	126 ± 2 ab	121 ± 1 ab	109 ± 12 ab	98 ± 7 a	173 ± 2 a	174 ± 1 a
d3	147 ± 5 c	137 ± 4 bc	165 ± 4 d	168 ± 6 d	244 ± 8 c	253 ± 10 c
Amplitude	110 - 157	115 - 144	90 - 173	89 - 179	168 - 258	171 - 269
ANOVA	F	p	F	p	F	p
Sistema (S)	3,30	NS	0,54	NS	0,10	NS
Tempo (T)	16,43	****	22,15	****	326,20	****
S*T	0,53	NS	0,46	NS	0,90	NS

Notas: <sup>1</sup> valores sem erro padrão em Ciclo 2: as amostras dos três tanques apresentaram medidas iguais nos dias de coleta; valores 0,0: EP < 0,05. <sup>2</sup> valores médios diários medidos nos viveiros.

**Tabela 4.** Média  $\pm$  erro padrão, amplitude de variação e resultados das Análises de Variância (ANOVA) do pH, material particulado em suspensão (MPS) e clorofila *a* da água de cultivo intensivo de camarão marinho em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) em três ciclos de incubação e quatro tempos de retenção (0, 1, 2, 3 dias) durante cada ciclo. Diferentes letras indicam diferença significativa entre médias dentro de cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). (F= teste F; p= probabilidade de F; NS=não significativo; \*= $p < 0,05$ ; \*\*= $p < 0,01$ ; \*\*\*\*= $p < 0,0001$ ).

<b>pH<sup>1</sup></b>	Ciclo 1		Ciclo 2		Ciclo 3	
	TSE	TSEV	TSE	TSEV	TSE	TSEV
d0	8,9 abc	8,9 ab	9,4 ab	9,3 a	9,5 bc	9,5 bc
d1	9,1 ad	9,2 cd	10,0 c	9,9 c	9,5 bc	9,6 c
d2	9,0 ad	9,3 d	9,9 c	10,0 c	9,4 b	9,5 bc
d3	8,8 a	9,1 bd	9,5 ab	9,6 b	9,2 a	9,2 a
Amplitude	8,7 - 9,1	8,8 - 9,4	9,3 - 10,1	9,3 - 10,1	9,1 - 9,5	9,2 - 9,6
ANOVA	F	p	F	p	F	p
Sistema	14,13	**	0,90	NS	11,52	**
Tempo	7,19	**	74,25	***	91,54	***
S*T	3,91	*	0,88	NS	1,56	NS
<b>MPS<sup>2</sup></b> (mg/L)	Ciclo 1		Ciclo 2			
	TSE	TSEV	TSE	TSEV		
d0	212 ± 30 ab	273 ± 52 b	121 ± 30	182 ± 52		
d1	242 ± 30 b	121 ± 30 ab	132 ± 27	122 ± 30		
d2	152 ± 30 ab	121 ± 30 ab	91	97 ± 6		
d3	70 ± 21 a	152 ± 30 ab	121 ± 30	91		
Amplitude	29 - 273	91 - 364	123 - 182	94 - 273		
ANOVA	F	p	F	p		
Sistema	0,01	NS	0,12	NS		
Tempo	6,13	**	1,63	NS		
S*T	3,97	*	0,97	NS		
<b>Clorofila a</b> (µg/L)	Ciclo 1		Ciclo 2		Ciclo 3	
	TSE	TSEV	TSE	TSEV	TSE	TSEV
d0	469 ± 45 d	372 ± 13 d	181 ± 12 b	186 ± 14 b	40 ± 3 c	36 ± 3 bc
d1	109 ± 18 c	123 ± 19 c	149 ± 15 ab	151 ± 13 b	30 ± 2 ac	30 ± 1 ac
d2	81 ± 5 bc	68 ± 15 ac	132 ± 4 ab	152 ± 6 b	21 ± 1 a	24 ± 4 ac
d3	39 ± 5 a	52 ± 10 ab	100 ± 7 a	101 ± 12 a	24 ± 5 ab	24 ± 2 ac
Amplitude	31 - 559	35 - 396	87 - 202	78 - 204	16 - 44	19 - 41
ANOVA	F	p	F	p	F	p
Sistema	0,01	NS	0,65	NS	0,03	NS
Tempo	93,20	***	19,00	***	10,02	***
S*T	1,55	NS	0,32	NS	0,41	NS

Notas: <sup>1</sup> erro padrão omitido da tabela variou de 0,01 a 0,1; <sup>2</sup> valores sem erro padrão: as três amostras apresentaram medidas iguais.

Adicionalmente, a interação entre sistema de tratamento e tempo de retenção (S x T) foi significativa apenas para pH e MPS em C1 ( $p < 0,05$ ), aparentemente relacionada a uma queda mais acentuada destes parâmetros nos tanques TSE entre d1 e d3 (**Tabelas 4**).

Exceto por MPS em C2 e pela temperatura da água em C3, os parâmetros físico-químicos e a clorofila *a* apresentaram diferenças significativas ( $p < 0,01$ ) entre os tempos de retenção nas ANOVAs de dois fatores (**Tabelas 3 e 4**). O fator tempo de retenção contabilizou de 80 a 93% da variância total da salinidade da água nos três ciclos de incubação, quando a salinidade aumentou progressivamente ao longo das 72 horas. Aumentos significativos da salinidade foram detectados em C2 no d2 e em C3 no d3 (**Tabela 3**). Estas respostas foram compatíveis com as taxas de evaporação diária e as altas temperaturas da água e do ar medidas no local de estudo (**Tabelas 1 e 3; Figura 3**). Diferenças significativas na temperatura da água dos tanques entre os tempos de retenção foram observadas em C1 e C2 (**Tabela 3**), associadas à temperatura do ar (**Figura 3**). O fator tempo representou, respectivamente, em C1, C2 e C3, 69%, 84% e 2% da variância total da temperatura da água. Ao longo dos três ciclos de incubação, o padrão temporal do Eh não foi igual entre os ciclos de incubação, entretanto os maiores valores deste parâmetro foram observados no terceiro dia (d3), ocorrendo diferença significativa entre os tempos de retenção (**Tabela 3**). O fator tempo representou 70 a 93% da variância total do Eh.

O pH da água, além de diferir entre os tipos de sistema de tratamento nas ANOVAs de dois fatores ( $p < 0,01$ ) em C1 e C3, apresentou valores significativamente maiores no d2 e d3 (**Tabela 3**). O fator tempo representou 34 a 92% da variância total deste parâmetro, enquanto o fator sistema contabilizou menos de 22%.

O MPS reduziu significativamente com o aumento do tempo de retenção em C1 (**Tabela 4**), onde este fator representou 40% da variância total. Em C1, a taxa de remoção média diária de MPS em TSEV foi de 56%, 56% e 44%, respectivamente, em d1, d2 e d3; enquanto para TSE, houve aumento de 14% do MPS em d1 e remoção de 29% e 67%, respectivamente, em d2 e d3. Durante C2 a maior parte da variação total do MPS foi contabilizada pela variância residual (67%; entre tanques). Em C2, a taxa de remoção média diária de MPS em TSEV foi de 33%, 46% e 50%, respectivamente, em d1, d2 e d3; enquanto para TSE, houve aumento de 9% do MPS em d1 e remoção de

25% e 0%, respectivamente, em d2 e d3. Considerando os dois sistemas juntos, a taxa de remoção do MPS, em C1, foi de 21%, 42% e 56%, respectivamente, em d1, d2 e d3 (média conjunta de TSE e TSEV em d0: 243 mg/L; e d3: 111 mg/L); enquanto em C2, foi de 12%, 36% e 25%, respectivamente (d0: 152 mg/L; e d3: 106 mg/L). Quando realizou-se lavagem das raízes de *S. alterniflora* antes de cada ciclo de incubação, a água que escorreu das raízes apresentou coloração marrom, evidenciando a presença de partículas e/ou organismos aderidos às mesmas.

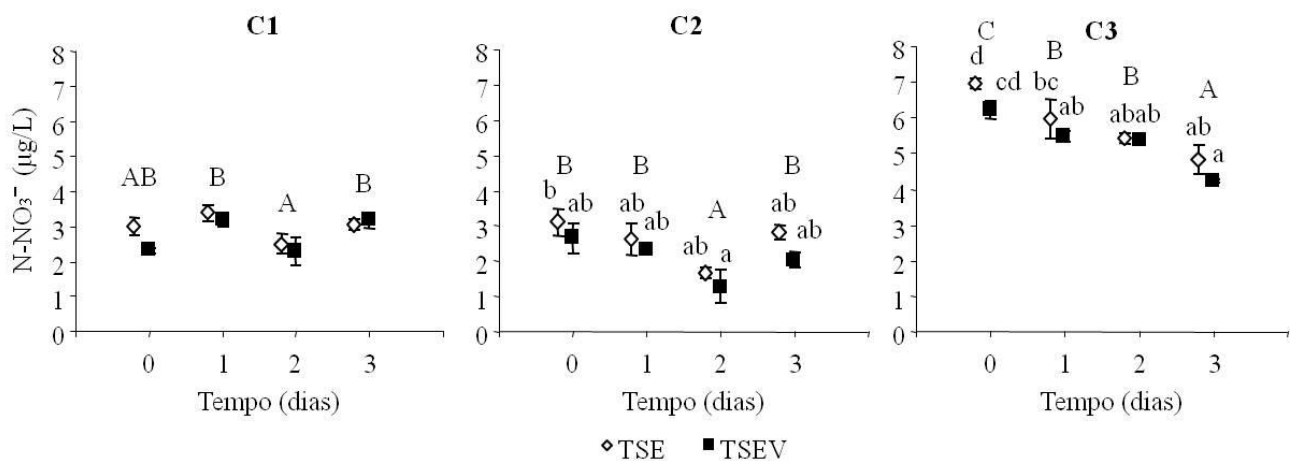
A concentração de clorofila *a* na água reduziu marcadamente ao longo do tempo de retenção, entretanto, a taxa de remoção média conjunta de TSE e TSEV foi marcadamente maior em C1 (71%, 82% e 89%, respectivamente, em d1, d2 e d3; concentração média inicial= 421 µg/L) do que em C2 (18%, 22% e 44%; média inicial= 184 µg/L) e C3 (20%, 41% e 37%; média inicial= 38 µg/L) (**Tabela 4**). O fator tempo de retenção representou em C1, C2 e C3, respectivamente, 93%, 76% e 63% da variância total da clorofila *a*, enquanto a variância não explicada (residual) representou 5%, 21% e 34%. Conseqüentemente, o tamanho do efeito do tempo de retenção na concentração de clorofila *a* foi relacionado à quantidade inicial de fitoplâncton (carga orgânica) nos ciclos de incubação.

#### 4.3. Nutrientes

Através da análise global do experimento utilizando ANOVAs de três fatores (**Tabela 5**), pôde-se observar que o fator ciclo de incubação contabilizou a maior parte da variância total (de 73 a 79%) e diferenças altamente significativas entre ciclos ( $p < 0,0001$ ) foram encontradas para os valores médios globais de nitrato ( $C2 < C1 < C3$ ; teste Tukey,  $p < 0,05$ ) e nitrito ( $C1 < C3 < C2$ ) (**Figuras 4 e 5**). Ocorreu também diferença significativa ( $p < 0,001$ ) para NAT entre os ciclos de incubação ( $C1 = C2 < C3$ ), que explicou 16% da variância total deste parâmetro, enquanto as médias globais de fosfato não foram significativamente diferentes entre os ciclos ( $p > 0,05$ ) (**Tabela 5; Figuras 6 e 7**). O principal componente da variância para o NAT foi a interação C x T, que representou 33% da variância total e refletiu flutuações deste parâmetro ao longo do tempo de retenção distintas entre os ciclos (**Figura 6**).

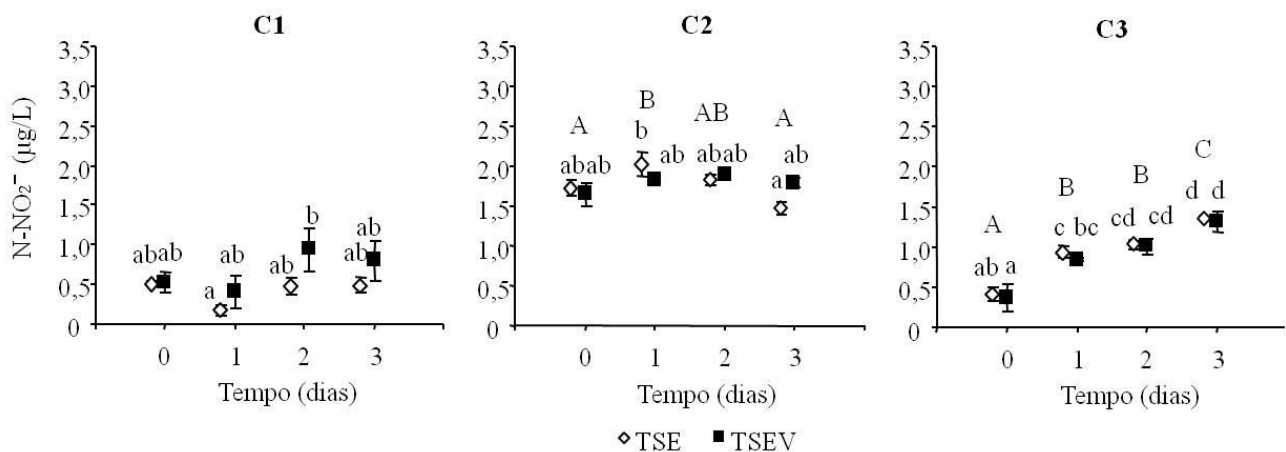
**Tabela 5.** Resultados das Análises de Variância dos nutrientes dissolvidos do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão marinho em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: NAT= nitrogênio amoniacal total; GL= graus de liberdade, %Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade de F; NS= não significativo; \*= p<0,05; \*\*= p<0,01; \*\*\*= p<0,001; \*\*\*\*=p<0,0001.

Fator	GL	Nitrato			Nitrito			NAT			Fosfato		
		% Var	F	p	% Var	F	p	% Var	F	p	% Var	F	p
Ciclo (C)	2	79,1	322,37	****	73,1	213,87	****	16,1	10,46	***	5,3	3,05	NS
Sistema (S)	2	1,6	12,73	***	0,4	2,62	NS	0,3	0,42	NS	7,4	8,50	**
Tempo (T)	1	5,6	15,16	****	5,8	11,26	****	1,9	0,83	NS	5,5	2,10	NS
C*S	4	0,1	0,53	NS	1,2	3,53	*	2,1	1,36	NS	15,6	8,94	***
C*T	2	6,7	9,14	****	9,5	9,22	****	33,0	7,16	****	16,1	3,08	*
S*T	2	0,2	0,63	NS	0,8	1,50	NS	5,2	2,24	NS	2,8	1,05	NS
Erro	36	6,6			9,2			41,5			47,2		
Total	53												

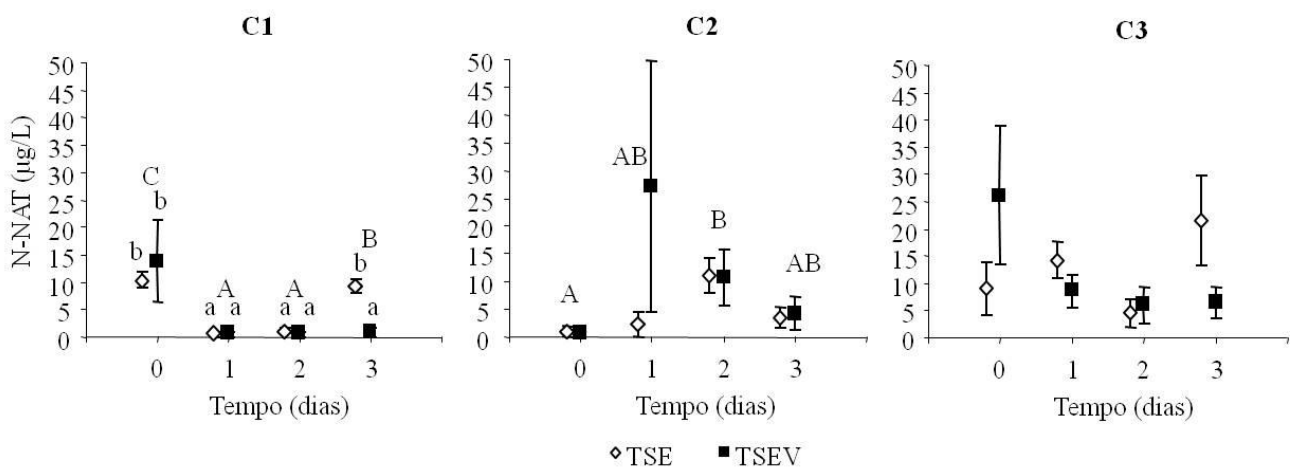


**Figura 4.** Concentração média de nitrato ( $N-NO_3^-$ ) em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) nos diferentes ciclos de incubação (C1, C2 e C3) da água de cultivo de camarão marinho e tempos de retenção avaliados. Barras verticais indicam o erro padrão. Diferentes letras maiúsculas sobre os símbolos indicam diferenças significativas entre médias globais (conjunta de TSE e TSEV) dos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). Diferentes letras minúsculas indicam diferenças significativas entre médias dos sistemas de tratamento nos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ).

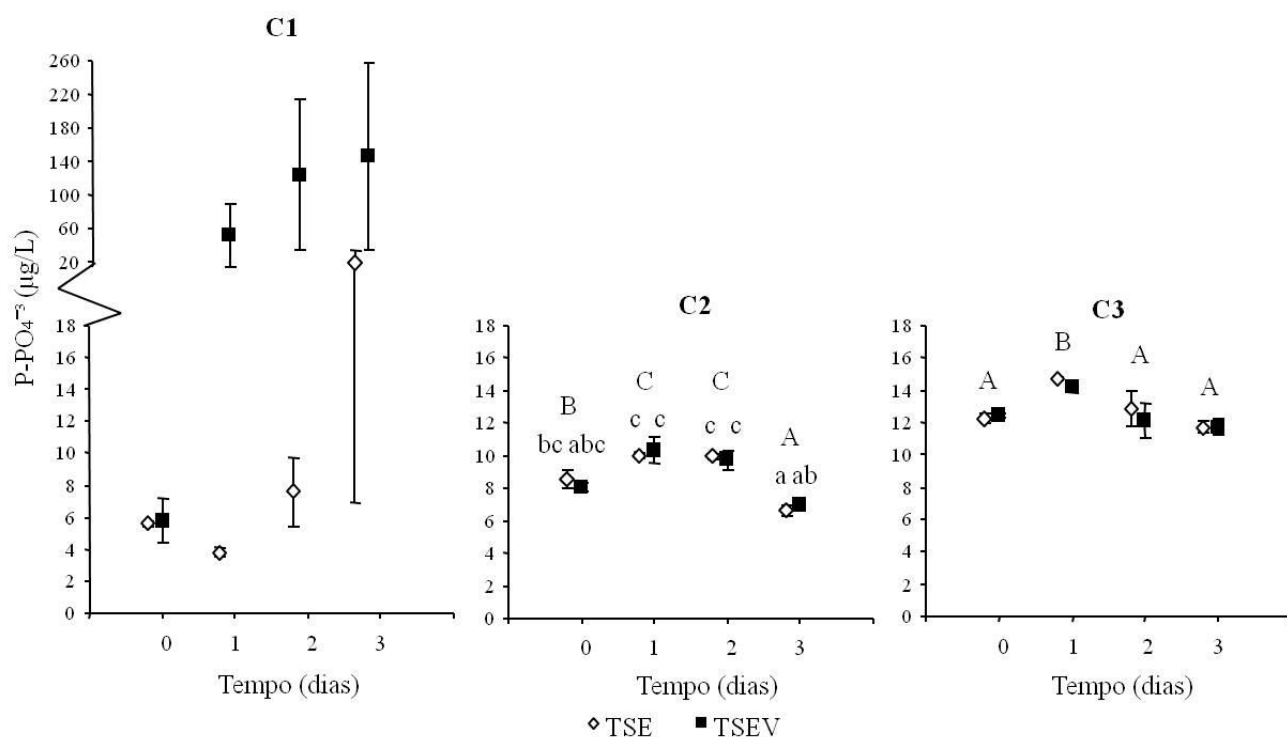




**Figura 5.** Concentração média de nitrito ( $\text{N-NO}_2^-$ ) em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) nos diferentes ciclos de incubação (C1, C2 e C3) da água de cultivo de camarão marinho e tempos de retenção avaliados. Barras verticais indicam o erro padrão. Diferentes letras maiúsculas sobre os símbolos indicam diferenças significativas entre médias globais (conjunta de TSE e TSEV) dos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). Diferentes letras minúsculas indicam diferenças significativas entre médias dos sistemas de tratamento nos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ).



**Figura 6.** Concentração média de nitrogênio amoniacal total (N-NAT) em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) nos diferentes ciclos de incubação (C1, C2 e C3) da água de cultivo de camarão marinho e tempos de retenção avaliados. Barras verticais indicam o erro padrão. Diferentes letras maiúsculas sobre os símbolos indicam diferenças significativas entre médias globais (conjunta de TSE e TSEV) dos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). Diferentes letras minúsculas indicam diferenças significativas entre médias dos sistemas de tratamento nos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ).



**Figura 7.** Concentração média de fosfato ( $P-PO_4^{-3}$ ) em sistemas de tratamento TSE (Tanques de Sedimentação Estáticos) e TSEV (Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados) nos diferentes ciclos de incubação (C1, C2 e C3) da água de cultivo de camarão marinho e tempos de retenção avaliados. Barras verticais indicam o erro padrão. Diferentes letras maiúsculas sobre os símbolos indicam diferenças significativas entre médias globais (conjunta de TSE e TSEV) dos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ). Diferentes letras minúsculas indicam diferenças significativas entre médias dos sistemas de tratamento nos tempos de retenção em cada ciclo (Teste Tukey,  $p < 0,05$ ).

**Tabela 6.** Resultados das Análises de Variância das concentrações de nitrato ( $\text{N-NO}_3^-$ ) do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos (C1, C2 e C3) e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: GL= graus de liberdade, SQ= soma dos quadrados, %Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade de F, NS= não significativo; \*=  $p < 0,05$ ; \*\*=  $p < 0,01$ ; \*\*\*= $p < 0,001$ .

Efeitos	GL	C1				C2				C3			
		SQ	%Var	F	p	SQ	%Var	F	p	SQ	%Var	F	p
Tempo (T)	3	3,061	46,2	5,91	**	6,358	48,5	6,58	**	13,047	71,2	20,05	***
Sistema (S)	1	0,332	5,0	1,92	NS	1,407	10,7	4,36	*	1,350	7,4	6,23	*
T*S	3	0,468	7,1	0,90	NS	0,197	1,5	0,20	NS	0,457	2,5	0,70	NS
Erro	16	2,763	41,7			5,157	39,3			3,471	18,9		
Total	23	6,623				13,119				18,325			

**Tabela 7.** Resultados das Análises de Variância das concentrações de nitrito ( $\text{N-NO}_2^-$ ) do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos (C1, C2 e C3) e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: GL= graus de liberdade, SQ= soma dos quadrados, % Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade de F, NS= não significativo; \*=  $p < 0,05$ ; \*\*=  $p < 0,01$ ; \*\*\*= $p < 0,001$ .

Efeitos	GL	C1				C2				C3			
		SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p
Tempo (T)	3	0,708	27,1	2,85	NS	0,353	35,4	4,42	*	2,890	85,9	33,63	***
Sistema (S)	1	0,412	15,8	4,96	*	0,004	0,4	0,15	NS	0,013	0,4	0,47	NS
T*S	3	0,165	6,3	0,66	NS	0,214	21,4	2,67	NS	0,003	0,1	0,04	NS
Erro	16	1,327	50,8			0,427	42,8			0,458	13,6		
Total	23	2,613				0,998				3,364			

**Tabela 8.** Resultados das Análises de Variância das concentrações de nitrogênio amoniacal total (N-NAT) do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos (C1, C2 e C3) e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: GL= graus de liberdade, SQ= soma dos quadrados, %Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade de F, NS= não significativo; \*= p<0,05; \*\*= p<0,01; \*\*\*=p<0,001.

Efeitos	GL	C1				C2				C3			
		SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p
Tempo (T)	3	3,41	65,3	22,85	***	2,33	35,8	3,53	*	0,87	20,9	1,86	NS
Sistema (S)	1	0,32	6,1	6,41	*	0,10	1,6	0,47	NS	0,03	0,8	0,22	NS
T*S	3	0,70	13,3	4,66	*	0,56	8,6	0,85	NS	0,76	18,4	1,64	NS
Erro	16	0,80	15,2			3,52	54,0			2,49	59,9		
Total	23	5,22				6,51				4,15			

**Tabela 9.** Resultados das Análises de Variância das concentrações de fosfato ( $P-PO_4^{-3}$ ) do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos (C1, C2 e C3) e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo. Legenda: GL= graus de liberdade, SQ= soma dos quadrados, % Var= porcentagem de variação, F= teste F, p= probabilidade de F, NS= não significativo; \*=  $p < 0,05$ ; \*\*=  $p < 0,01$ ; \*\*\*= $p < 0,001$ .

Efeitos	GL	C1				C2				C3			
		SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p	SQ	% Var	F	p
Tempo (T)	3	1,870	21,7	2,60	NS	0,121	82,5	27,29	***	0,029	55,3	7,04	**
Sistema (S)	1	2,150	24,9	8,95	**	0,000	0,0	0,01	NS	0,000	0,9	0,33	NS
T*S	3	0,770	8,9	1,07	NS	0,002	1,3	0,44	NS	0,001	2,0	0,25	NS
Erro	16	3,842	44,5			0,024	16,1			0,022	41,9		
Total	23	8,631				0,147				0,052			

Os sistemas de tratamento TSE e TSEV diferiram significativamente ( $p < 0,01$ ) quanto aos teores médios apenas para o nitrato (menores em TSEV) e fosfato (menores em TSE), mas estas diferenças contabilizaram menos do que 8% da variância total das ANOVAs de três fatores. As taxas de remoção média de nitrato em TSEV foram de 8-19%, sendo menores do que as de TSE em todos os ciclos de incubação. No caso do fosfato, as interações significativas ( $p < 0,05$ ) C x S e C x T contabilizaram individualmente 16% da variância total, caracterizando o rápido aumento dos teores dissolvidos nos tanques TSEV ao longo do tempo de retenção restrito ao C1 (**Figura 7**). O fator tempo de retenção foi altamente significativo ( $p < 0,0001$ ) apenas para o nitrato e o nitrito (de forma geral, respectivamente, redução e aumento com o tempo de retenção).

Como observado para os parâmetros físico-químicos, MPS e clorofila *a* monitorados, devido às marcadas diferenças na concentração média dos nutrientes entre os ciclos de incubação foram efetuadas ANOVAs individuais para cada ciclo, incluindo apenas os fatores sistema de tratamento e tempo de retenção. Os resultados destas ANOVAs de dois fatores para os nutrientes estão sintetizados nas **Tabelas 6, 7, 8 e 9**.

Foram detectadas diferenças significativas nas concentrações dos nutrientes da água entre os sistemas de tratamento, entretanto, estas diferenças foram restritas a diferentes ciclos de incubação.

Em C1, concentrações de fosfato, nitrito e NAT foram diferentes entre TSEV e TSE. As concentrações de fosfato nos tanques TSEV (média global=  $81,9 \pm 35,9 \mu\text{g/L}$ ) foram marcadamente maiores ( $p < 0,01$ ) do que nos TSE ( $9,4 \pm 3,6 \mu\text{g/L}$ ), devido a uma rápida incorporação deste nutriente na coluna d'água ao longo das 72 horas de retenção, sendo que a diferença entre os sistemas de tratamento representou 25% da variância total deste nutriente (**Tabela 9; Figura 7**). Maiores concentrações de nitrito também ocorreram em TSEV (média global=  $0,7 \pm 0,1$ ; TSE =  $0,4 \pm 0,2 \mu\text{g/L}$ ) e a diferença entre os sistemas de tratamento explicou cerca de 16% da variância total deste nutriente (**Tabela 7; Figura 5**). Maiores concentrações de NAT ocorreram em TSE ( $5,3 \pm 1,4 \mu\text{g/L}$ ; TSEV =  $3,9 \pm 2,3 \mu\text{g/L}$ ) (**Tabela 8; Figura 6**) e as concentrações finais em tanques TSEV de d1 a d3 foram abaixo do limite de detecção deste nutriente.

Em C2 e C3, apenas as concentrações de nitrato foram significativamente ( $p < 0,05$ ) diferentes entre TSEV (média global=  $2,1 \pm 0,2$  e  $5,3 \pm 0,2 \mu\text{g/L}$ , respectivamente,



em C2 e C3) e TSE (C2=  $2,6 \pm 0,2$   $\mu\text{g/L}$ ; C3=  $5,8 \pm 0,3$   $\mu\text{g/L}$ ) (**Tabela 6; Figura 4**). O sistema vegetado (TSEV) apresentou em todos os tempos de retenção menores médias de nitrato dissolvido, mas a diferença entre os sistemas de tratamento explicou apenas 5 a 11% da variância total nos ciclos (**Tabela 6; Figura 4**).

Além das diferenças entre sistemas de tratamento, para todos os nutrientes foram observadas variações nas concentrações entre os tempos de retenção, mas nem sempre durante todos os três ciclos de incubação.

As concentrações de nitrato variaram de 1 a 7  $\mu\text{g/L}$  (medidas individuais) entre os ciclos e ocorreram diferenças significativas ( $p < 0,01$ ) entre os tempos de retenção em todos os ciclos de incubação (**Tabela 6; Figura 4**). A variação do nitrato entre as amostras foi sendo progressivamente melhor explicada pelo fator tempo de retenção à medida que o experimento prosseguiu entre os ciclos de incubação. O tempo de retenção contabilizou em C1, C2 e C3, respectivamente, 46%, 49% e 71% da variância total do nitrato (**Tabela 6**). Em C1 e C2, houve pequenas flutuações das concentrações médias de nitrato ao longo dos tempos de retenção, exceto no d2 em C2 quando houve redução significativa (**Figura 4**). Em C3, as concentrações de nitrato caíram continuamente do início ao fim do ciclo de incubação. A taxa de remoção média de nitrato (dados integrados de tanques TSE e TSEV) foi de 13%, 18% e 31%, respectivamente, em d1, d2 e d3. Este processo de diminuição foi igual nos dois tipos de sistemas TSE e TSEV (interação S x T não significativa).

Para o nitrito, as concentrações variaram de zero a 2,3  $\mu\text{g/L}$  (medidas individuais) entre os ciclos. Também houve aumento da contribuição do tempo de retenção para explicação da variância total entre os ciclos (de 27% a 86% entre C1 e C3) (**Tabela 7**). Entretanto, a flutuação temporal do nitrito (em C2 e C3) apresentou um comportamento antagônico a do nitrato citado acima (**Figuras 4 e 5**; Teste de Tukey relativo ao Tempo de retenção). Em C2, houve aumento de 14% da concentração média de nitrito em d1, seguido de retorno para os níveis iniciais em d3. Em C3, ocorreu aumento significativo de nitrito continuamente do início ao fim do ciclo de incubação, A taxa de aumento médio foi de 131%, 166% e 251%, respectivamente, nos dias d1, d2 e d3. (**Figura 5**).

O NAT apresentou concentrações de zero a 72  $\mu\text{g/L}$  (medidas individuais) entre os ciclos. A concentração média global de NAT aumentou ao longo do experimento

(veja ANOVA de três fatores), sendo em C1, C2 e C3, respectivamente,  $4,6 \pm 1,4 \mu\text{g/L}$ ;  $7,5 \pm 3,0 \mu\text{g/L}$ ; e  $12,0 \pm 2,4 \mu\text{g/L}$  (**Figura 6**). Concomitantemente, ocorreu uma diminuição da contribuição do tempo de retenção na explicação da variância total ao longo do experimento (C1= 65%, C2= 36% e C3= 21% da variância total) (**Tabela 8**). Este último resultado ocorreu devido à grande variabilidade entre tanques réplicas e flutuações (subidas e descidas) dos teores de NAT ao longo do tempo de retenção.

O fosfato apresentou concentrações variando de 3 a 368  $\mu\text{g/L}$  (medidas individuais) entre os ciclos. O fator tempo de retenção em C1, C2 e C3 representou, respectivamente, 22%, 83% e 55% da variância total (**Tabela 9**). Em C1, as concentrações de fosfato foram significativamente ( $p < 0,01$ ) diferentes entre os sistemas, sendo maiores em TSEV. Ocorreu uma grande variação entre os tanques dos tratamentos e a porcentagem de variação não explicada (residual) contabilizou 45% da variância total. Também em C1, houve rápida regeneração do fosfato nos dois tipos de tanques, com aumento médio de 1376% após 72h (em ambos os sistemas de tratamento), mas este processo teve início em TSEV em d1, enquanto em TSE ocorreu no último dia (d2 para d3) (**Figura 7**). Em C2 e C3, as concentrações de fosfato demonstraram uma variação diária significativa ( $p < 0,05$ ) com um pequeno aumento em d1, seguido de queda até d3 quando as concentrações de fosfato chegaram a valores médios semelhantes (taxa de remoção média de 5% em C3) ou mesmo abaixo (taxa de remoção média de 18% em C2) do tempo inicial (d0) (**Figura 7**).

#### 4.4. Relacionamento temporal entre parâmetros físico-químicos, clorofila *a*, MPS e nutrientes

Os valores da matriz de correlações temporal entre os parâmetros físico-químico, o MPS e a clorofila *a*, obtidos através do índice de Spearman, foram marcadamente influenciados pelas diferenças na qualidade da água do viveiro entre os ciclos de incubação (**Tabela 10**). Considerando apenas os valores mais significativos ( $r-s > 0,40$  e  $r-s < -0,40$ ), a salinidade foi o mais importante caracterizador da qualidade da água. A salinidade correlacionou-se positivamente com a clorofila *a* ( $r-s = 0,67$ ), sendo que ambos os parâmetros apresentaram baixos valores em C3. A salinidade ( $r-s = -0,53$ ) e clorofila *a* ( $r-s = -0,67$ ) foram negativamente correlacionadas com o Eh, cujos maiores valores ocorreram em C3. Adicionalmente, em todos os ciclos, maiores valores de Eh

**Tabela 10.** Coeficiente de correlação de postos de Spearman dos parâmetros físico-químicos (potencial redox (Eh), pH, salinidade (Sal) e temperatura da água (Temp), clorofila *a* (Clo *a*), material particulado em suspensão (MPS) e nutrientes (fosfato: PO<sub>4</sub><sup>-3</sup>; nitrito: NO<sub>2</sub><sup>-</sup>; nitrato: NO<sub>3</sub><sup>-</sup>; nitrogênio amoniacal total: NAT) da água de cultivo de camarão submetida aos sistemas de tratamento por tanques de sedimentação estáticos. Dados individuais de tanques não vegetados e vegetados de todos os tempos de retenção dos três ciclos de incubação foram utilizados nessa análise. Valores sublinhados indicam correlações significantes (p<0,05).

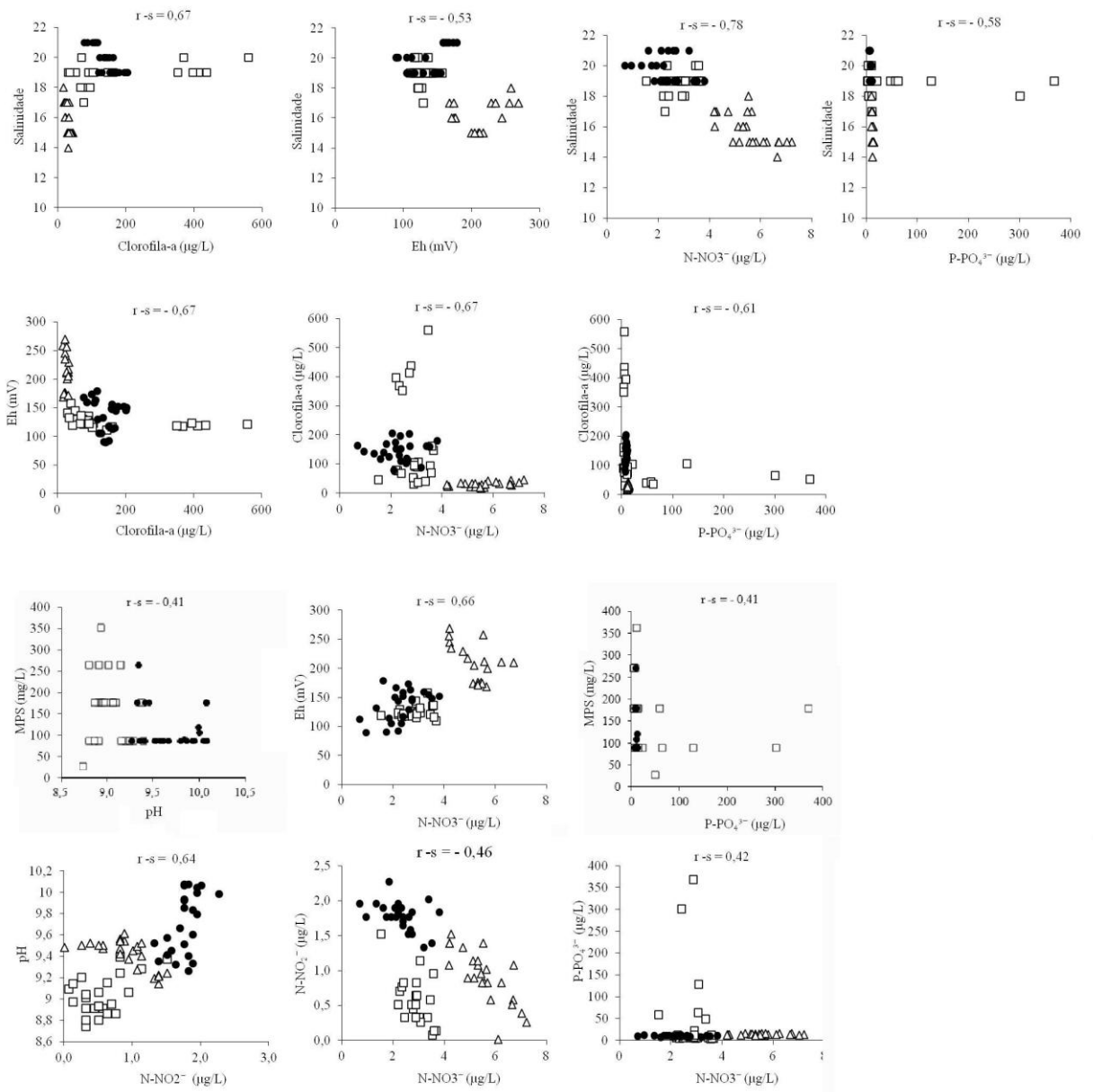
	n=66 <b>Eh</b>	n=72 <b>pH</b>	n=72 <b>Sal</b>	n=72 <b>Temp</b>	n=72 <b>Clo <i>a</i></b>	n=48 <b>MPS</b>	n=72 <b>PO<sub>4</sub><sup>-3</sup></b>	n=72 <b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup></b>	n=72 <b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	n=72 <b>NAT</b>
Eh	1,00									
pH	0,04	1,00								
Sal	<u>-0,53</u>	0,05	1,00							
Temp	-0,08	0,06	0,09	1,00						
Clo <i>a</i>	<u>-0,67</u>	-0,01	<u>0,67</u>	-0,19	1,00					
MPS	0,08	<u>-0,41</u>	-0,26	-0,09	<u>0,37</u>	1,00				
PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup>	<u>0,33</u>	0,21	<u>-0,58</u>	0,03	<u>-0,61</u>	<u>-0,41</u>	1,00			
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	0,06	<u>0,64</u>	<u>0,39</u>	-0,10	0,19	<u>-0,34</u>	-0,03	1,00		
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	<u>0,66</u>	-0,11	<u>-0,78</u>	-0,10	<u>-0,67</u>	0,17	<u>0,42</u>	<u>-0,46</u>	1,00	
NAT	0,15	0,13	<u>-0,26</u>	0,02	-0,21	-0,25	0,19	-0,02	0,21	1,00

(condições mais oxidadas) ocorreram ao final de 72 horas de incubação (d3), quando as células fitoplanctônicas tinham sido parcialmente removidas da coluna d'água. A correlação negativa entre pH e MPS ( $r-s = -0,41$ ) incluiu nos cálculos apenas valores de C1 e C2, sendo o pH maior em C2 enquanto o MPS foi maior em C1. As maiores correlações observadas ocorreram entre os nutrientes e os parâmetros de controle, demonstrando o efeito determinante da qualidade inicial da água sobre as concentrações dos nutrientes ao longo das incubações nos dois tipos de sistema de tratamento. O nitrato teve correlação negativa com a salinidade ( $r-s = -0,78$ ) e com a clorofila *a* ( $r-s = -0,67$ ), além de correlacionar-se positivamente com o Eh ( $r-s = 0,66$ ) (**Figura 8**). As correlações negativas foram marcadamente determinadas pelos maiores valores de nitrato, menores valores de salinidade e de clorofila *a* em C3, quando comparados com C1 e C2. Já a correlação positiva decorreu de maiores valores de nitrato e Eh em C3, comparados com C1 e C2. O nitrito teve correlação positiva com o pH ( $r-s = 0,64$ ) (**Figura 8**), sendo que os maiores valores de nitrito e pH distinguem C2 de C1, ambos os ciclos com águas mais salinas. Já as correlações negativas entre fosfato e a clorofila *a* ( $r-s = -0,61$ ) e fosfato e MPS ( $r-s = -0,41$ ) foram principalmente determinadas pelo aumento muito acentuado de fosfato nos tanques TSEV ao longo de C1, enquanto as concentrações de clorofila *a* caíram e as de MPS geralmente caíram (**Figura 8**). Além disso, o fosfato se correlacionou negativamente com a salinidade ( $r-s = -0,58$ ) (**Figura 8**).

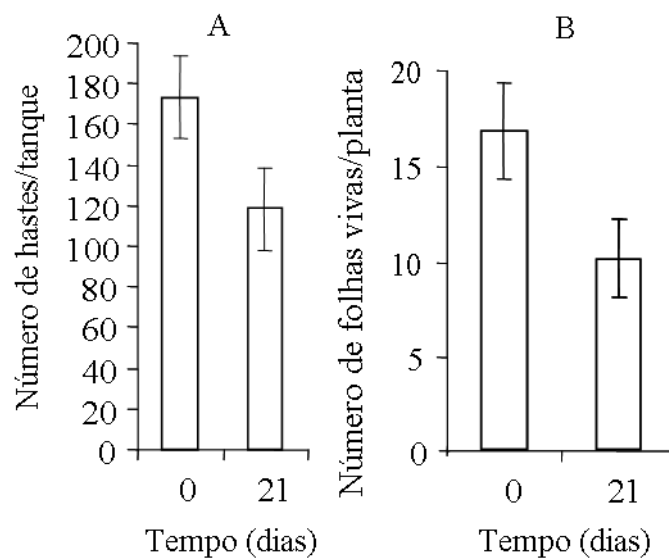
Entre os nutrientes, apenas o nitrato apresentou correlação significativa negativa com o nitrito ( $r-s = -0,46$ ) e positiva com o fosfato ( $r-s = 0,42$ ).

#### 4.5. Avaliação do desenvolvimento de *Spartina alterniflora* nos sistemas de tratamento TSEV

Os dados biométricos sugerem que as condições experimentais foram desfavoráveis para o crescimento de *S. alterniflora*. Do início ao fim do período de experimentação, transcorridos 21 dias, em média ( $\pm$  erro padrão),  $54,6 \pm 1,2$  hastes por tanque morreram (**Figura 9A**), representando mortalidade de 32% do número total de hastes do início do experimento.



**Figura 8.** Resultados dos coeficientes de correlação de postos de Spearman ( $r-s$ ) dos parâmetros físico-químicos potencial redox (Eh), pH, salinidade, clorofila  $a$ , material particulado em suspensão (MPS) e nutrientes (fosfato:  $PO_4^{3-}$ ; nitrito:  $NO_2^-$ ; nitrato:  $NO_3^-$ ) do experimento de tratamento de água de cultivo intensivo de camarão em sistemas de tanques de sedimentação com e sem vegetação, com três ciclos de incubação consecutivos e amostragens em quatro tempos de retenção durante cada ciclo (C1□, C2 ●, C3 Δ). (São apresentados  $r-s > 0,40$  e  $r-s < -0,40$ ).



**Figura 9.** Números médios de hastes por Tanque de Sedimentação Estático Vegetado (A) ( $n = 3$ ) e de folhas vivas por planta marcada (B) de *S. alterniflora* no início ( $n = 86$ ) e ao final ( $n = 55$ ) do experimento. Barras verticais indicam erro padrão.

**Tabela 11.** Número de hastes em plantas marcadas de *Spartina alterniflora*, em diferentes classes de altura, no início e ao final do experimento (21 dias). As diferenças entre os tempos inicial e final são apresentadas em valores absolutos e percentuais.

<b>Altura (cm)</b>	<b>Dia 0</b>	<b>Dia 21</b>	<b>Diferença</b>	<b>Diferença (%)</b>
0,1 – 1	16	4	-12	-75
1,1 - 10	46	27	-19	-41
10,1 – 25	13	13	0	0
> 25	11	11	0	0
Total	86	55	-31	-36

Em relação às plantas marcadas (4 por tanque), transcorridos 21 dias, houve mortalidade de 36% das mesmas (**Tabela 11**). A mortalidade se concentrou nas plantas menores do que 10 cm (75% das plantas com 0,1 - 1 cm; e 41% das plantas com 1,1 - 10 cm) e não ocorreu entre as hastes maiores do que 10 cm (**Tabela 11**). Ainda relativo às plantas marcadas, houve uma diminuição média de 40% do número total de folhas vivas marcadas do início do experimento (inicial =  $16,6 \pm 2,5$  folhas vivas por planta; final =  $10,0 \pm 2,1$  folhas vivas por planta) (**Figura 9B**).

## 5. DISCUSSÃO

Apesar do experimento com tanques de sedimentação estáticos ter sido desenvolvido ao longo de 23 dias e utilizar água de um único viveiro, tanto os parâmetros físico-químicos como os nutrientes e a carga orgânica na água do cultivo de camarão marinho variaram marcadamente ao longo do tempo. Cerca de 60 a 80% da variação destes parâmetros foi explicada pelas datas de coleta da água, separadas entre si por 10 a 13 dias. Estas variações nas características da água demonstraram ser determinantes ao resultado do tratamento da água pelos sistemas de sedimentação estáticos utilizados.

A salinidade, o Eh, e o pH da água, bem como a carga orgânica estimada pela clorofila *a* e o MPS, diferiram significativamente entre os ciclos de incubação. As concentrações dos nutrientes nitrogenados (nitrato, nitrito e NAT) também foram significativamente diferentes entre C1, C2 e C3, enquanto o fosfato teve concentrações médias globais semelhantes, mas as flutuações dos seus valores ao longo do tempo de retenção foram muito distintas entre os ciclos. Burford & Glibert (1999), Burford *et al.* (2003), Jackson *et al.* (2003) e Copertino *et al.* (2009) também mostraram marcas diferenças temporais na carga orgânica e nas concentrações de nitrogênio e fósforo na fase de engorda de cultivo intensivo de camarão. Diferenças temporais na qualidade da água dos viveiros têm sido relacionadas a práticas de manejo, como a quantidade de ração ofertada (Fast & Lannan 1992, Funge-Smith & Briggs 1998), a adição de fonte de carbono para controlar crescimento microbiano (Avnimelech 1999; ex. melaço), a aeração suplementar, a calagem e a renovação da água (Fast & Lannan 1992, Funge-



Smith & Briggs 1998). Processos biológicos como florações ou morte de fitoplâncton, zooplâncton e protozoários também podem influenciar a qualidade da água (Burford 1997).

No presente estudo, em todos os ciclos de incubação, a retenção nos tanques de sedimentação ao longo de 72 horas da água do viveiro de camarão resultou em modificações significativas da salinidade, Eh, pH e clorofila *a*, bem como de todos os nutrientes (NAT, nitrito, nitrato e fosfato). Entretanto, cada ciclo de incubação apresentou um padrão de resposta distinto, que pode ser associado às diferenças nas características da água do viveiro nas datas de captação. De forma geral, C1 com uma água com uma alta carga de MPS e clorofila *a* apresentou altas taxas de sedimentação e uma marcada regeneração do fosfato nos tanques de tratamento. A água utilizada em C2, com um menor estado eutrófico, apresentou flutuação pouco acentuada de todos os nutrientes. A incubação final em C3, com salinidade caracteristicamente reduzida por uma renovação da água do viveiro sete dias antes da captação, mostrou nos tanques de tratamento um processo de conversão de nitrato para nitrito, sem acúmulo de NAT. Estudos anteriores também demonstraram que, em estações de tratamento de esgoto, banhados artificiais e biofiltros com macroalgas (Asano *et al.* 2007, Buhmann & Papenbrock 2012, Neori *et al.* 2004), a eficiência do tratamento de efluentes varia conforme as características do efluente a ser tratado. Por exemplo, plantas enraizadas absorvem mais eficientemente os nutrientes quanto maior a carga orgânica (NT, PT, sólidos em suspensão) do efluente (Peterson & Teal 1996). Por outro lado, macroalgas apresentam reduzidas taxas de fotossíntese e assimilação de nutrientes quanto maior a quantidade de sólidos em suspensão (Jones *et al.* 2001, Neori *et al.* 2004).

A seguir, discute-se a dinâmica da carga orgânica e dos nutrientes da água do viveiro nos tanques de sedimentação estáticos com ou sem vegetação, buscando mostrar as particularidades dos ciclos de incubação, induzida pela variação na qualidade da água captada, e os possíveis processos abióticos e bióticos dominantes. Além disso, serão discutidos aspectos ligados à legislação ambiental brasileira quanto ao lançamento de efluentes.

### 5.1. Carga orgânica e a dinâmica do fosfato nos tanques de sedimentação estáticos

Os sistemas TSEV e TSE (conjuntamente) apresentaram taxas de remoção do MPS de 25-56% em três dias de retenção semelhantes ao sistema estático de tratamento com e sem macroalgas de Copertino *et al.* (2009), porém abaixo dos melhores rendimentos de sistemas como clarificadores (72-82%; Sandu *et al.* 2008, Johnson & Chen 2006) e bacias de sedimentação (60-88%; Jackson *et al.* 2003, Teicher-Coddington *et al.* 1999). Tanques de sedimentação de fluxo contínuo com macrófita aquática (*E. crassipes*) utilizados na aquicultura continental apresentaram taxas de remoção de MPS/turbidez da água de 83 a 91% (Henry-Silva & Camargo 2006, Henares 2010), valores estes maiores do que 59%, registrados em tanques não vegetados.

Em C1, ocorreu um intenso processo de regeneração do fosfato nos três dias de retenção da água do viveiro. Este processo regenerativo pode ter sido causado pela sedimentação de grande quantidade de fitoplâncton (clorofila *a*) e material em suspensão (MPS), que vieram a sofrer mineralização e induziram condições anaeróbicas junto ao fundo dos tanques. As correlações negativas significativas das concentrações de fosfato com as de MPS ( $r-s = -0,41$ ) e clorofila *a* ( $-0,61$ ) apoiam esta hipótese. Copertino *et al.* (2009) descreveram um processo de regeneração de fosfato que resultou na duplicação da concentração deste nutriente em dois dias (de 12  $\mu\text{g/L}$  para 24  $\mu\text{g/L}$ ) em tanques de sedimentação estáticos não vegetados durante teste de tratamento de efluente de carcinocultura marinha intensiva. Em trabalho revisional, Avnimelech & Ritvo (2003) afirmam que o consumo microbiano do material orgânico acumulado no fundo de viveiros diminui os níveis de oxigênio e libera fósforo orgânico para a coluna d'água, onde pode ser mineralizado. Segundo os mesmos autores, o sedimento acumulado no fundo de viveiros pode conter 24-84% do total de fósforo presente em cultivos intensivos de camarão. Adicionalmente, tornando o sedimento anóxico, a respiração microbiana possibilita a dessorção do fósforo inorgânico (fosfato) do sedimento e a consequente liberação para a coluna d'água (Avnimelech & Ritvo 2003). Lillebo *et al.* (2007) também atribuem à degradação de matéria orgânica em fundo anóxico a rápida incorporação de fosfato dissolvido na coluna d'água em seu experimento em microcosmo de degradação de detrito da macrófita aquática *Scirpus maritimus*. Adicionalmente, após a morte do fitoplâncton, a liberação de fosfato pode

ocorrer de forma muito acelerada. As fosfatases das próprias células fitoplanctônicas desfosforilam o fósforo orgânico particulado a fósforo orgânico dissolvido, uma forma de fósforo de mais rápida decomposição por bactérias, resultando na rápida liberação de fosfato (Esteves 1988). Logo, o fósforo da água captada do viveiro poderia estar predominantemente incorporado à biomassa fitoplanctônica (forma particulada) e esta alta carga, ao ser depositada principalmente no fundo dos tanques de sedimentação, foi decomposta por bactérias que mineralizaram o fósforo orgânico, bem como consumiram oxigênio gerando condições anaeróbicas para dessorção do fosfato adsorvido a partículas. Ambos os processos citados liberam rapidamente o fosfato para a coluna d'água.

Em condições de menor carga de material em suspensão aliada à renovação da água do cultivo, como em C3, ou não, como em C2, o fosfato apresentou um comportamento mais conservativo durante o tratamento, sem variações de grande amplitude como as ocorridas em C1. A concentração de fosfato em C2 e C3 não apresentou diferença entre os sistemas de tratamento. Em C2, houve remoção de 18% de fosfato para um teor inicial de 8 µg/L e, em C3, apenas 5% ao fim de 3 dias de retenção. De modo semelhante ao observado em C2, Canary (2007) obteve 20% de remoção de fosfato em tanques de sedimentação de fluxo contínuo (tempo de residência de 10 dias; volume de 110 L) com plantas de *S. alterniflora* em hidroponia para o tratamento de efluente de carcinocultura com concentração inicial de fosfato de 130 µg/L. No entanto, em tanque de sedimentação sem plantas, a remoção foi maior (60%). Segundo a autora, a aeração mantida nos tanques de sedimentação (vegetados ou não) limitou a remoção de MPS da coluna d'água, o que pode ter possibilitado a maior remoção de fosfato da coluna d'água devido à adsorção junto ao MPS. Estes resultados são contrastantes com maiores remoções de fósforo em tanques vegetados obtidos por Henry-Silva & Camargo (2006) e por Copertino *et al.* (2009). Os primeiros autores, em tanques de sedimentação de fluxo contínuo para tratamento da água de piscicultura continental (tempo de residência de 33 h; volume de 2.000 L), observaram a remoção de 72% e 34% de fósforo dissolvido (inorgânico incluso fosfato + orgânico), respectivamente, em tanques com e sem macrófitas aquáticas flutuantes de água doce (*Eichhornia crassipes*). Copertino *et al.* (2009) observaram 62% de remoção de fosfato após três (3) dias de retenção em tanques de sedimentação estáticos (volume 250 L)

com macroalga *Ulva clathrata* para tratar a água de carcinocultura marinha intensiva, enquanto em tanques de sedimentação não vegetados a remoção foi menor (14%). Este resultado pode ser explicado devido à taxa de assimilação estimada das macroalgas entre 20-570  $\mu\text{g P-PO}_4^{3-}/\text{g}$  de peso seco/dia (Copertino *et al.* 2009). Sousa *et al.* (2011) e Sousa (2003) observaram as mesmas taxas de remoção de fosfato (cerca de 60%) tanto em banhados artificiais vegetados com *S. alterniflora* quanto em filtros de drenagem com fluxo subsuperficial (não vegetados) usados para tratar água de carcinocultura marinha (concentração inicial de 1,570 mg/L; volume de 110 L por unidade amostral). Segundo estes autores, a remoção pode estar associada à coprecipitação deste nutriente junto ao carbonato de cálcio presente no substrato (conchas marinhas), bem como à assimilação por bactérias desnitrificantes na região mais profunda dos sistemas de tratamento. Em sistema de tratamento de maior dimensão, Greis (2009) observou 20% de remoção de fosfato após a passagem em banhado artificial (canteiro vegetado pela halófito *Sarcocornia ambigua* de 36 m<sup>2</sup>; tempo de residência de 15 minutos) para tratamento da água oriunda de carcinocultura marinha intensiva (concentração inicial de 219  $\mu\text{g/L}$ ).

O fato das concentrações médias de fosfato em C1 terem sido significativamente diferentes entre os sistemas de tratamento, sendo maiores em TSEV (média global =  $81,9 \pm 35,9 \mu\text{g/L}$ ) do que em TSE ( $9,4 \pm 3,6 \mu\text{g/L}$ ), deve ser analisado com cautela. O tanque vegetado que apresentou o maior valor individual de regeneração de fosfato também foi o com maior valor de MPS (364 mg/L) no tempo inicial (d0). Ao se retirar este tanque da ANOVA, passa a não haver diferença significativa entre os sistemas ( $F=3,17$ ;  $p=0,07$ ). Logo, a alta carga orgânica é o principal determinante ao processo de regeneração de fosfato nos tanques de sedimentação, e este processo pode ter ocorrido independentemente da presença de vegetação nos tanques. Alternativamente, a diferença apontada entre tipos de tratamentos pode ter se originado no bombeamento da água do viveiro e heterogeneidade no preenchimento dos tanques em d0. Considerando conjuntamente TSE e TSEV, a concentração de fosfato em C1 partiu de nível médio inicial de 6  $\mu\text{g/L}$  (d0) para nível médio final de 84  $\mu\text{g/L}$  (d3). É importante ressaltar que, quando da ocorrência de alta carga orgânica (MPS > 200 mg/L; Clo *a* > 180  $\mu\text{g/L}$ ), um dia apenas de sedimentação em TSE e TSEV seria o recomendável para melhorar

significativamente a qualidade da água e evitar processos de regeneração de fósforo a partir do material sedimentado.

## 5.2. Dinâmica dos nitrogenados em tanques de sedimentação estáticos

Durante C3, ciclo de incubação que apresentou água com menor carga orgânica do que C1 e C2 e captada poucos dias após renovação da água do viveiro de camarão marinho, a concentração média de nitrato por dia (dados integrados de tanques TSE e TSEV) caiu continuamente do início ao fim do ciclo de incubação, ocorrendo remoção de 13%, 18% e 31%, respectivamente, em d1, d2 e d3. A concentração de nitrito aumentou continuamente 131%, 166% e 251%, respectivamente, no mesmo período. Este padrão temporal foi também detectado na análise de correlação dos dados de todo experimento, onde o nitrato apresentou correlação significativa negativa com o nitrito ( $r-s = -0,46$ ). De maneira contrária ao presente estudo, Canary (2007) encontrou remoção de nitrito (28-93%; concentração inicial de 106  $\mu\text{g/L}$ ) em tanques de sedimentação vegetados ou não por *S. alterniflora*, o que sugere, segundo a autora, que esteja havendo nitrificação. Resultado similar foi encontrado por Henry-Silva & Camargo (2006) em tanques de sedimentação com macrófitas aquáticas flutuantes (*E. crassipes*) ou não vegetados para tratar água de cultivos de tilápia (remoção de 21-36%; concentração média do efluente: 9  $\mu\text{g/L}$ ). Sousa (2003) também relatou remoção de nitrito (66%; concentração inicial do efluente: 60  $\mu\text{g/L}$ ) em banhados artificiais com *S. alterniflora*. No entanto, em filtros de drenagem não vegetados houve um aumento da concentração muito pronunciado (533%). Segundo Sousa *et al.* (2011, referente ao mesmo trabalho que Sousa 2003), a remoção de nitrito nos banhados artificiais com *S. alterniflora* é devido à nitrificação, enquanto o acúmulo deste nutriente nos filtros de drenagem é creditado à menor atividade de bactérias *Nitrobacter* que convertem nitrito a nitrato. Além disso, os mesmos autores sugerem, devido à remoção de nitrato (34-42%; concentração inicial do efluente: 930  $\mu\text{g/L}$ ), a ocorrência de desnitrificação tanto em banhados artificiais quanto em filtros de drenagem.

A desnitrificação é um processo que ocorre principalmente em condições anaeróbicas onde o nitrato é reduzido sucessivamente a nitrito, óxido de nitrogênio, óxido de di-nitrogênio e, por fim, a nitrogênio molecular (Esteves 1988). Nos ecossistemas aquáticos, o principal local onde ocorre desnitrificação é o sedimento, pois

além das baixas condições de oxigenação, há disponibilidade de grande quantidade de substrato orgânico (Esteves 1988). Segundo Tanner & Headley (2011), os sedimentos sob banhados artificiais flutuantes, devido às condições reduzidas, proporcionam condições para remoção do nitrato via desnitrificação. Em condições predominantemente aeróbicas ocorre nitrificação, processo de conversão da amônia a nitrito por bactérias *Nitrossomonas* e do nitrito a nitrato por *Nitrobacter*. Burford *et al.* (2003) detectaram que cerca de 22% do oxigênio consumido na água de cultivo com bioflocos é decorrente da nitrificação. Portanto, a concomitante diminuição do nitrato e aumento do nitrito nos tanques de sedimentação, pode ser fruto da desnitrificação e da nitrificação.

Em todos os ciclos de incubação, as concentrações de nitrato em TSEV foram de 8-19% menores do que em TSE. A comunidade perifítica aderida às raízes pode ter sido responsável pela redução da concentração do nitrato em TSEV, visto que as plantas de *S. alterniflora*, por não terem crescido, provavelmente não assimilaram grandes quantidades de nitrato. Além das altas temperaturas durante o período experimental, o período relativamente pequeno de 70 dias de aclimatação das plantas antes do experimento pode ter resultado no pouco desenvolvimento. Segundo Sousa (2003), as plantas de *S. alterniflora* adaptaram-se às condições de um banhado artificial apenas após quatro (4) meses de seu plantio, quando apresentaram brotos e o dobro da densidade inicial de folhas. A comunidade de algas fotoautotróficas e micro-organismos heterotróficos aderidos a superfícies submersas que forma o perifíton é responsável pela assimilação de nutrientes, decomposição e condições de oxirredução em ambientes aquáticos naturais e antropizados (Esteves 1998, Tundisi & Matsumura-Tundisi 2008). Outro fator que pode ter possibilitado a remoção de nitrato no presente estudo foi a assimilação deste nutriente por bactérias e/ou fitoplâncton aderidos às raízes das plantas. Henry-Silva & Camargo (2006) relataram remoção de nitrato, respectivamente, de 56% e 28% em tanques com e sem macrófitas aquáticas flutuantes (*E. crassipes*). Isto poderia indicar assimilação pelo perifíton, além daquela realizada pelas plantas. Outra hipótese que é de que em meio ao perifíton, em zonas anaeróbicas, possa estar ocorrendo desnitrificação, contribuindo para a remoção de nitrato e aumento de nitrito.

A concentração média de NAT de todos os ciclos de incubação foi menor do que 15 µg/L. Burford (1997) observou concentrações semelhantes na água de cultivo

intensivo de camarão marinho em fase de engorda, especificamente em um viveiro. Os sistemas estáticos de sedimentação utilizados no presente estudo não tiveram impacto marcante nas concentrações de NAT. As concentrações de NAT encontradas na água captada do viveiro no presente estudo foram menores do que as encontradas em cultivo de camarão em fase de engorda com indução de biofloco, de 0,130 a 2,760 mg/L (Burford *et al.* 2003, Fróes *et al.* 2012). Nestes sistemas, a concentração de NAT é influenciada pela taxa de absorção de amônia de bactérias (12-41  $\mu\text{g/L/h}$ ) e do fitoplâncton (0-63  $\mu\text{g/L/h}$ ) (Burford *et al.* 2003). As bactérias heterotróficas presentes no biofloco, ao consumir as excretas dos organismos-alvo (Schryver *et al.* 2008), são responsáveis pela recirculação interna de nutrientes através da formação de nova biomassa microbiana (Burford *et al.* 2003, Avnimelech 2006).

Em cultivos de camarão onde maiores teores de NAT são acumulados, sistemas de tratamento mostram-se mais eficientes na remoção deste nutriente. Copertino *et al.* (2009) observaram 80% de remoção de NAT (concentração inicial de 900  $\mu\text{g/L}$ ) após 3 dias de retenção em tanques de sedimentação estáticos (volume 250 L) com macroalga *Ulva clathrata*, enquanto em tanques de sedimentação não vegetados a remoção destes compostos foi menor (60%). Por outro lado, Sousa (2003) e Canary (2007) não encontraram diferença expressiva entre as taxas de remoção de NAT de sistemas de tratamento com ou sem *S. alterniflora* (Sousa (2003): acima de 50%, concentração inicial: 2,300 mg/L; Canary (2007): acima de 70%, concentração inicial: 900  $\mu\text{g/L}$ ). Canary (2007) sugere que ocorreu nitrificação nos tanques de sedimentação devido à alta remoção de NAT e que o longo tempo de residência da água (cerca de 10 dias) permitiu que os micro-organismos presentes no sedimento e nas paredes dos tanques assimilassem grande parte deste nutriente. De acordo com Sousa (2003) e Sousa *et al.* (2011), a alta taxa de remoção de NAT nos dois sistemas foi devido à volatilização da amônia e à nitrificação. Em sistema de tratamento com maior dimensão, Greis (2009) observou 56% de remoção de NAT após a passagem em banhado artificial para tratamento da água oriunda de carcinocultura marinha intensiva (concentração inicial de 1,660 mg/L). A nitrificação e a assimilação por parte de bactérias e produtores primários, são processos que podem estar atuando como sumidouros do NAT no presente estudo, além da volatilização para atmosfera da porção gasosa do NAT, a amônia.

### 5.3. Aspectos legais da água do cultivo intensivo de camarão marinho

A Resolução CONAMA nº 430/2011 estipula as condições e padrões de lançamentos de efluentes em corpos hídricos (art. 16, Brasil 2011). Alguns destes parâmetros com maior relevância para as características da água oriunda da aquacultura são apresentados na **Tabela 12**. Além disso, esta resolução determina que a qualidade da água do corpo receptor de efluentes seja mantida em conformidade à sua classificação (art. 5º e 12 da Res. 430), de modo a não prejudicar as condições e os padrões de qualidade definidos para cada classe. Esta classificação é realizada conforme os usos preponderantes das águas definidos através da Resolução CONAMA nº 357/2005 (Brasil 2005). O nível de exigência de qualidade da água determinado por esta resolução é decrescente em relação ao número da classe (ou seja, quanto menor o número da classe mais exigências quanto à qualidade e vice-versa). A **Tabela 13** apresenta as condições e padrões das classes das águas doces, salinas e salobras. As águas da classe especial não são apresentadas na tabela, pois nelas é vedado o lançamento de efluentes ou disposição de resíduos domésticos, agropecuários, de aquacultura, industriais e de quaisquer outras fontes poluentes, mesmo que tratados (art. 11 da Res. 430).

Para avaliar se determinado lançamento de efluentes estará causando prejuízo ao uso preponderante do corpo hídrico são necessários estudos sobre a capacidade de suporte do corpo receptor para estimar a região denominada de zona de mistura, que é compreendida desde o ponto de lançamento do efluente até a porção onde ocorre o equilíbrio de mistura entre os parâmetros físicos, químicos e biológicos do efluente e os do corpo receptor (Ver Resolução CONAMA 430/2011: inciso XIV art. 4º; parágrafos 1º e 2º do art. 7º). A zona de mistura é estimada através de modelos teóricos, é delimitada na superfície do corpo hídrico e é específica para cada parâmetro. Na zona de mistura são admitidas concentrações de substâncias em desacordo com os padrões de qualidade estabelecidos para o corpo receptor, desde que não comprometam os usos previstos para o mesmo (art. 13). No entanto, vale lembrar que, após a zona de mistura, tais padrões de qualidade deverão estar em conformidade com a classe do corpo hídrico (art. 5º e 12 da Res. 430). Além disso, é previsto que todos os empreendimentos potencialmente poluidores enviem anualmente uma Declaração de Carga Poluidora, que



**Tabela 12.** Condições e padrões para lançamento de efluentes da Resolução CONAMA 430/2011 relacionados à aquicultura (não foram incluídos os padrões de: metais, metais pesados, compostos orgânicos e testes ecotoxicológicos). Legenda: DBO – demanda bioquímica de oxigênio.

Condições para lançamento de efluentes (CONAMA 430/2011)	
pH	5 a 9
Temperatura	< 40 °C
DBO (5 d, 20 °C) (mg/L O <sub>2</sub> )	Remoção mínima de 60%
Materiais sedimentáveis	≤ 1 mL/L
Materiais flutuantes	Virtualmente ausentes
Padrões para lançamento de efluentes (CONAMA 430/2011)	
Nitrogênio Amoniacal Total	20 mg/L N
Fósforo	De acordo com órgão ambiental

**Tabela 13.** Condições e padrões para classificação das águas doces, salinas e salobras da Resolução CONAMA 357/2005. Legenda: DBO – demanda bioquímica de oxigênio; UNT – unidade nefelométrica de turbidez; NAT – nitrogênio amoniacal total; V.A. – virtualmente ausente(s); \* – em ambientes lênticos; \*\* em águas com pH > 8,5.

Condições	Doce 1	Doce 2	Doce 3	Doce 4	Salina 1	Salina 2	Salina 3	Salobra 1	Salobra 2	Salobra 3
pH	6 a 9	6 a 9	6 a 9	6 a 9	6,5 a 8,5	6,5 a 8,5	6,5 a 8,5	6,5 a 8,5	6,5 a 8,5	5 a 9
Oxigênio dissolvido (mg/L O <sub>2</sub> )	≥ 6	≥ 5	≥ 4	≥ 2	≥ 6	≥ 5	≥ 4	≥ 5	≥ 4	≥ 3
DBO (5 d, 20 °C) (mg/L O <sub>2</sub> )	≤ 3	≤ 5	≤ 10	-	-	-	-	-	-	-
Turbidez (UNT)	≤ 40	≤ 100	≤ 100	-	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.
Materiais flutuantes	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.
Resíduos sólidos objetáveis	V.A.	V.A.	V.A.	-	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	V.A.	-
Substâncias Facilmente Sedimentáveis	-	-	-	V.A.	-	-	-	-	-	V.A.
Padrões	Doce 1	Doce 2	Doce 3	Doce 4	Salina 1	Salina 2	Salina 3	Salobra 1	Salobra 2	Salobra 3
Clorofila a (µg/L)	10	30	60	-	-	-	-	-	-	-
Cianobactérias (cel./mL)	20.000	50.000	100.000	-	-	-	-	-	-	-
Sólidos dissolvidos totais (mg/L)	500	500	500	-	-	-	-	-	-	-
Fósforo total (mg/L P)	0,020*	0,030*	0,050*	-	0,062	0,093	-	0,124	0,186	-
Nitrato (mg/L N)	10,00	10,00	10,00	-	0,40	0,70	-	0,40	0,70	-
Nitrito (mg/L N)	1,00	1,00	1,00	-	0,07	0,20	-	0,07	0,20	-
NAT (mg/L N)	0,50**	0,50**	1,00**	-	0,40	0,70	-	0,40	0,70	-

é uma caracterização qualitativa e quantitativa dos efluentes, destinada ao órgão ambiental competente (art. 28 da Res. 430).

A seguir, a caracterização da água do viveiro e a eficácia do tratamento de sedimentação frente às exigências básicas para o lançamento de efluentes e comentários adicionais em relação à atividade de aquicultura:

#### 1) Parâmetros físico-químicos da água

- a temperatura da água captada estava abaixo do limite de 40 °C da Resolução CONAMA 430/2011. Não é um aspecto preocupante da atividade de aquicultura, pois dificilmente a água de cultivos excederá este limite. Após o período de tratamento a temperatura da água aumentou cerca de 5 °C. Vale ressaltar a pouca profundidade dos tanques de sedimentação, o que certamente favoreceu para a ocorrência desse aumento.

- o Eh (potencial de oxirredução) está relacionado ao nível de oxigênio dissolvido (OD) na água. No cultivo o OD não tende a ser um fator crítico uma vez que os níveis devem ser mantidos altos para que os organismos-alvo possam crescer e se desenvolver adequadamente. Devem ser considerados, no entanto, eventos ocasionais, como pane de equipamentos de aeração, que podem levar à diminuição dos níveis de oxigênio. Não é possível saber se o aumento do Eh ocorrido ao fim do experimento levou ao incremento de OD, uma vez que este parâmetro não foi medido. Este é um aspecto a ser considerado para um possível reúso da água.

- o pH da água captada do viveiro em C2 e C3 estava acima de 9, o limite da Resolução CONAMA 430/2011. Após o tratamento, o pH não diminuiu para valores abaixo do limite, o que exigiria medidas para corrigir o pH, como adição de calcário.

- a salinidade não está presente entre as condições de lançamento de efluentes, mas deveria estar, pois não é garantia que um empreendimento da aquicultura vá descartar efluente sempre em águas salinas e salobras. Deve-se, portanto, considerar o grande impacto do lançamento de efluentes salinos/salobros em corpos hídricos de água doce sobre a fauna e flora, principalmente. Considerando que a salinidade da água captada do cultivo de camarão estava entre 15 e 20 e que, após o tratamento, a salinidade manteve-se ou aumentou duas unidades, os organismos do

corpo d'água doce que recebesse esta água salina/salobra teriam provavelmente sérios prejuízos na sua fisiologia.

## 2) Carga orgânica

O material sedimentável da água captada do viveiro, apesar de não ter sido mensurado, provavelmente estava acima do limite de 1 mL/L, tendo em vista a alta carga orgânica, representada pelos teores médios de MPS (C1 e C2, respectivamente: 152 e 243 mg/L) e de clorofila *a* (C1, C2 e C3: 421, 184 e 38 µg/L). A Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO), igualmente, apesar de não ter sido medida, deve ter atingido valores bastante expressivos relacionados à alta carga orgânica. Desta forma, o lançamento sem tratamento prévio da água de cultivo teria forte potencial de impacto na diminuição dos níveis de OD (oxigênio dissolvido) do corpo d'água receptor.

Após três dias de tratamento nos tanques de sedimentação estáticos, vegetados ou não, houve remoção de 25-56% do MPS e de 41-89% de clorofila *a* (teores médios de MPS, ao fim do tratamento, foram 106 mg/L (C2) e 111 mg/L (C1) e de clorofila *a*, foram 46 µg/L (C1), 100 µg/L (C2) e 24 µg/L (C3)). Considerando-se a condição de remoção mínima de 60% da DBO para os parâmetros MPS e clorofila *a*, nota-se que somente em C1 o tratamento alcançou remoções próximas (no caso do MPS) ou superiores (clorofila *a*) a este valor (60%), justamente quando havia maior quantidade de carga orgânica.

A medida utilizada pela Resolução CONAMA 357/2005 para avaliar a concentração de sólidos em suspensão é a turbidez (em unidades nefelométricas de turbidez – UNT). Para fins de comparação, pode-se utilizar o fator teórico encontrado por Tomazoni *et al.* (2005) para estimar a quantidade de MPS através de valores de turbidez de maneira contrária, ou seja, utilizá-lo para estimar a turbidez através do MPS. A partir dos valores médios iniciais de 152 mg/L (C2) e 243 mg/L (C1) da água originada do viveiro, encontram-se valores estimados de 230 e 368 UNT (valores em MPS divididos por 0,66). A partir dos valores médios finais de 106 mg/L (C2) e 111 mg/L (C1) da água após três dias de tratamento por sedimentação, encontram-se valores estimados de 161 e 168 UNT (valores em MPS divididos por 0,66). Observando-se estes valores, é possível notar o quanto de

material em suspensão a zona de mistura do corpo d'água receptor teria de “capturar” para que ele não fuja do seu enquadramento estabelecido (ver os valores de turbidez na **Tabela 13**). Em águas doces, o valor de turbidez da classe de 1 é 40 UNT e das classes 2 e 3 é de 100 UNT. Já para nas três classes existentes das águas salinas e salobras, a turbidez não deve ser perceptível (virtualmente ausente). No item a seguir (nutrientes), será discutido outro aspecto deste acúmulo de material em suspensão na zona de mistura, com potencial de impacto não instantaneamente, mas talvez a curto prazo (em dias).

Observando-se os valores de clorofila *a*, é possível notar o quanto de material em suspensão a zona de mistura do corpo d'água receptor teria de “capturar” para que ele não fuja do seu enquadramento estabelecido (ver os valores de clorofila *a* na **Tabela 13**). Os valores de clorofila *a* em águas doces das classes 1, 2 e 3 são de, respectivamente, 10, 30 e 60 µg/L. Já em águas salinas e salobras, não há valor normatizado para este parâmetro.

### 3) Nutrientes

O nitrogênio amoniacal total (NAT) da água captada do viveiro ficou muito abaixo do limite exigido pela Resolução CONAMA 430/2011, de 20 mg/L N. O fósforo na água do viveiro, no caso o fosfato, manteve-se em baixos níveis, no entanto, este parâmetro merece grande atenção devido a sua relação com florações de cianobactérias nos cultivos de camarão (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003).

Após três dias de tratamento nos tanques de sedimentação estáticos, vegetados ou não, os níveis de nitrogenados não mudaram consideravelmente nos três ciclos de incubação, mantendo-se em concentrações menores do que 0,1 mg/L, o que não representa preocupação. A concentração de fosfato em C1 foi aumentando devido à regeneração deste nutriente, partindo de níveis médios de 0,006 mg/L para até 0,084 mg/L (6 e 84 µg/L, respectivamente). Comparando-se este valor do fosfato regenerado com os padrões de fósforo total (PT) da **Tabela 13**, nota-se o quanto de fosfato precisaria ser diluído na zona de mistura do corpo d'água receptor para que este não saia do seu enquadramento estabelecido. Em águas doces de lagos (lênticas), o valor de PT das classes 1, 2 e 3 é, respectivamente, 0,020 mg/L, 0,030 mg/L e 0,050 mg/L. Em águas salinas, o valor

de PT das classes 1 e 2 é, respectivamente, 0,062 mg/L e 0,093 mg/L. Em águas salobras, o valor de PT das classes 1 e 2 é, respectivamente, 0,124 mg/L e 0,186 mg/L.

Uma regeneração dessa magnitude é extremamente preocupante, pois mesmo o fósforo não sendo um parâmetro básico para o lançamento de efluentes, uma concentração elevada da porção dissolvida, que é o fosfato, poderia contribuir para a floração de cianobactérias na zona de mistura e levar à contaminação do corpo hídrico.

Outro aspecto a se ressaltar é que a carga orgânica aparentemente carrega consigo um “fósforo potencial”, capaz de ser regenerado. O fósforo da água descartada de viveiros com alta carga orgânica, sem nenhum tratamento prévio, que acumula no leito do corpo receptor pode levar à regeneração de fosfato, gerando desequilíbrios no ambiente aquático num curto prazo de dias.

Cabe acrescentar, por fim, que a Resolução CONAMA nº 430/2011 preconiza que as fontes potencial ou efetivamente poluidoras dos recursos hídricos deverão buscar práticas de gestão de efluentes com vistas ao uso eficiente da água, à aplicação de técnicas para redução da geração e melhoria da qualidade de efluentes gerados e, sempre que possível e adequado, proceder à reutilização (art. 27 da Res. 430).

## **6. CONCLUSÕES**

Os resultados encontrados neste trabalho demonstram que a capacidade de remoção ou liberação de compostos da água oriunda de viveiros de carcinocultura intensiva por sistemas de tratamento estático podem variar em função das características da água do cultivo, que modifica-se durante o desenvolvimento do camarão e através do manejo dos viveiros.

A grande variação temporal da carga orgânica em suspensão (neste trabalho caracterizada pelos teores de MPS e clorofila *a*) influenciou a eficácia da remoção deste material da coluna d'água e orientou os processos de remoção/conversão de nutrientes nitrogenados e regeneração de fosfato. Considerando-se condições de

alta carga orgânica (MPS > 200 mg/L; Clo *a* > 180 µg/L), é recomendado apenas um dia de sedimentação em TSE e TSEV de forma a obter uma melhora significativa da qualidade da água e evitar processos de regeneração de nutrientes, particularmente fósforo, a partir do material sedimentado.

Além disso, seria indicado realizar um sistema com tanques dispostos sequencialmente para aumentar a eficiência do tratamento da água, especialmente quanto aos sólidos em suspensão, e tornar possível o lançamento no meio com o mínimo de impacto ou mesmo o reúso em outros cultivos. Como o volume tratado é pequeno, os tanques de sedimentação seriam indicados para cultivos que utilizam menos água, como os superintensivos, possibilitando a manutenção da qualidade da água.

Considerando-se o princípio de funcionamento de Tanques de Sedimentação Estáticos (TSE), que vale-se somente da força da gravidade como forma de tratamento da água, este tipo de sistema possibilitaria que o carcinicultor tratasse o efluente de seu cultivo de maneira satisfatória, realizando um investimento de baixo custo para tal e contribuindo para a minimização dos impactos a ambientes aquáticos no entorno do seu empreendimento. Além disso, o uso do sistema de sedimentação é uma forma de adequar legalmente a atividade de carcinocultura, pois vai ao encontro do que é preconizado nas Resoluções CONAMA 312/2002, 357/2005 e 430/2011.

Mesmo com um pobre desenvolvimento de *Spartina alterniflora* durante o experimento, os micro-organismos possivelmente aderidos às raízes das plantas aparentemente atuaram na assimilação/conversão de compostos nitrogenados nos Tanques de Sedimentação Estáticos Vegetados (TSEV). Um maior investimento no desenvolvimento de estruturas de suporte flutuante para plantas halófitas e pesquisa na melhoria da aclimação de *Spartina alterniflora* à hidroponia poderiam viabilizar uma maior eficiência e praticidade de utilização destes sistemas hidropônicos de tratamento da água da carcinocultura.

Como perspectivas para futuros trabalhos, seria interessante ressaltar alguns pontos:

- 1) Devido à mortalidade dos perfilhos pequenos de *S. alterniflora* durante o experimento, seria aconselhável não transferir as plantas para balsas de tela plástica

e mantê-las sempre em bandejas de isopor, mesmo que possa haver restrição à expansão das novas hastes (perfilhos).

2) Como forma de evitar o sobreaquecimento da água dos tanques de sedimentação, seria aconselhável a utilização de algum anteparo contra o sol, como telas sombrite.

3) Seria aconselhável o uso de tanque de equalização para tornar a água captada do viveiro mais homogênea quando for transferida para as unidades experimentais.

4) Necessidade de testar tempos de retenção menores (1 h, 2 h, 4 h e 6 h, por exemplo).

5) Utilizar os parâmetros usuais dos cultivos de camarão, visando avaliar a possibilidade de reúso de água (oxigênio dissolvido), além de parâmetros utilizados para caracterizar a água na legislação ambiental (turbidez, demanda bioquímica de oxigênio (DBO), materiais sedimentáveis).

## **7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

ALONSO-RODRÍGUEZ, 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.

ASANO, T, FL BURTON, HL LEVERENZ & R TSUCHIHASHI. 2007. Water reuse: issues, technologies and applications. New York, USA, McGraw Hill, 1570 p.

AVNIMELECH, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176: 227–235.

AVNIMELECH, Y. 2006. Bio-filters: The need for an new comprehensive approach. *Aquacultural Engineering*, 34: 172–178. (doi:10.1016/j.aquaeng.2005.04.001)

AVNIMELECH, Y. 2007. Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture*, 264: 140–147. (doi:10.1016/j.aquaculture.2006.11.025)



- AVNIMELECH, Y & G RITVO. 2003. Shrimp and fish pond soils: processes and management. *Aquaculture*, 220: 549–567. (doi:10.1016/S0044-8486(02)00641-5)
- BAUMGARTEN, MGZ, M WALLNER-KERSANACH & LFH NIENCHESKI. 2010. Manual de análises em oceanografia química. Rio Grande, Brasil, Ed. da Universidade Federal do Rio Grande, 2. ed., 172 p.
- BERTNESS, M.D. 1991. Zonation of *Spartina patens* and *Spartina alterniflora* in a New England salt marsh. *Ecology*, 72(1): 138-148.
- BRASIL. 2002. Resolução nº 312 do Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA, de 10/10/2002. Dispõe sobre o licenciamento ambiental dos empreendimentos de carcinicultura na zona costeira. Publicada no Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], nº 203, de 18/10/2002, Brasília, DF, Seção 1, págs. 60-61. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=334>> acesso em 29 de abril de 2013).
- BRASIL. 2005. Resolução nº 357 do Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA, de 17/03/2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências. Publicada no Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], nº 053, de 18/03/2005, Brasília, DF, págs. 58-63. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=459>> acesso em 29 de abril de 2013).
- BRASIL. 2011. Resolução nº 430 do Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA, de 13/05/2011. Dispõe sobre condições e padrões de lançamento de efluentes, complementa e altera a Resolução no 357, de 17 de março de 2005, do Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA. Publicada no Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], nº 092, de 16/05/2011, Brasília, DF, pág. 89. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=646>> acesso em 20 de junho de 2013).

- BROWN, JJ, EP GLENN, KM FITZSIMMONS & SE SMITH. 1999. Halophytes for the treatment of saline aquaculture effluent. *Aquaculture*, 175: 255–268.
- BUHMANN, A & J PAPENBROCK. 2012. Biofiltering of aquaculture effluents by halophytic plants: Basic principles, current uses and future perspectives. *Environmental and Experimental Botany*: disponível em <<http://dx.doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.07.005>> acesso em 29 de abril de 2013.
- BURFORD, MA. 1997. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. *Aquaculture Research*, 28: 351-360.
- BURFORD, MA & PM GLIBERT. 1999. Short-term nitrogen uptake and regeneration on early and late growth phase shrimp ponds. *Aquaculture Research*, 30: 215-227.
- 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. Potencial poluidor da carcinocultura sobre meio ambiente aquático e suas alternativas de tratamento de efluentes. 90 f. Dissertação de Mestrado (PPG Aquicultura). Universidade Federal do Rio Grande, FURG, Rio Grande, RS.
- CANARY, AC, L POERSCH & W WASIELESKY Jr. 2009. Impacto dos efluentes de cultivo semi-intensivo de camarão sobre a fauna bentônica no sul do Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 31(4): 345-353. (doi:10.4025/actascibiols.v31i4.3601)
- CHASE, MA. 1991. Primeiro livro de gramíneas: noções sobre a estrutura com exemplos da flora brasileira. Tradução e adaptação de Tatiana Sendulsky. São Paulo, Brasil, Instituto de Botânica, 125 p.
- CHUNG, C-H. 2006. Forty years of ecological engineering with *Spartina* plantations in China. *Ecological Engineering*, 27: 49–57. (doi:10.1016/j.ecoleng.2005.09.012)
- COPERTINO, MS, T TORMENA & U SEELIGER. 2009. Biofiltering efficiency, uptake and assimilation rates of *Ulva clathrata* (Roth) J. Agardh

- (Clorophyceae) cultivated in shrimp aquaculture waste water. *J. Appl. Phycol.*, 21: 31-45. (doi:10.1007/s10811-008-9357-x)
- COSTA, CSB, JC MARANGONI & AMG AZEVEDO. 2003. Plant zonation in irregularly flooded salt marshes: relative importance of stress tolerance and biological interactions. *J. of Ecology*, 91(6): 951-965.
- CRAB, R, T DEFOIRDT, P BOSSIER & W VERSTRAETE. 2012. Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. *Aquaculture*, 356–357: 351–356. (doi:10.1016/j.aquaculture.2012.04.046)
- CRIPPS, SJ & A BERGHEIM. 2000. Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. *Aquacultural Engineering*, 22: 33–56.
- ESTEVEES, FA. 1988. Fundamentos de limnologia. Rio de Janeiro, Brasil, Interciência: FINEP, 575 p.
- FAST, AW & JE LANNAN. 1992. Pond dynamic processes. In: FAST, AW & e JL LESTER (eds.). *Marine Shrimp Culture: Principles and practices*. Amsterdam, Netherlands, Elsevier science Publishers B.V., Chap. 21: 431-456.
- FRÓES, C, G FÓES, D KRUMMENAUER, E BALLESTER, LH POERSCH & W WASIELESKY Jr. 2012. Fertilização orgânica com carbono no cultivo intensivo em viveiros com sistema de bioflocos do camarão branco *Litopenaeus vannamei*. *Atlântica*, 34(1): 31-39. (doi: 10.5088/atl.2012.34.1.31)
- FUNGE-SMITH, SJ & MRP BRIGGS. 1998. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. *Aquaculture*, 164: 117–133.
- GAONA, CAP, LH POERSCH, D KRUMMENAUER, GK FOES & WJ WASIELESKY. 2011. The effect of solids removal on water quality, growth and survival of *Litopenaeus vannamei* in a Biofloc Technology Culture System. *International Journal of Recirculating Aquaculture*, 12: 54-73.
- GOMES NETO, A & CSB COSTA. 2009. Survival and growth of the dominant salt marsh grass *Spartina alterniflora* in an oil industry saline wastewater. *International Journal of Phytoremediation*, 11: 640–650. (doi:10.1080/15226510902861727)

- GRATÃO, PL, MNV PRASAD, PF CARDOSO, PJ LEA, & RA AZEVEDO. 2005. Phytoremediation: Green technology for the clean up of toxic metals in the environment. *Braz. J. of Plant Physiology*, 17(1): 53-64.
- GREIS, G. 2009. Cultivo de *Salicornia gaudichaudiana* MOQ. irrigada com efluente de camarão no clima temperado na costa sul do Brasil. 63 f. Dissertação de Mestrado (PPG Oceanografia Biológica). Universidade Federal do Rio Grande, FURG, Rio Grande, RS.
- HENARES, MNP. 2008. Utilização de macrófitas aquáticas flutuantes no tratamento de efluentes de carcinicultura. 81 f. Dissertação de Mestrado (PPG Aquicultura de Águas Continentais). Universidade Estadual Paulista, UNESP, Jaboticabal, SP.
- HENRY-SILVA, GG & AFM CAMARGO. 2006. Efficiency of aquatic macrophytes to treat Nile tilapia pond effluents. *Sci. Agric.*, 63(5): 433-438.
- HENRY-SILVA, GG & AFM CAMARGO. 2008. Tratamento de efluentes de carcinicultura por macrófitas aquáticas flutuantes. *R. Bras. Zootec.*, 37(2): 181-188.
- 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. (doi:10.1016/S0044-8486(03)00464-2)
- JOHNSON, W & S CHEN. 2006. Performance evaluation of radial/vertical flow clarification applied to recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 34: 47–55. (doi:10.1016/j.aquaeng.2005.05.001)
- 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.
- JUNG, J, SC LEE & HK CHOI. 2008. Anatomical Patterns of Aerenchyma in Aquatic and Wetland Plants. *Journal of Plant Biology*, 51(6): 428-439.
- KIBRIA, G, D NUGEGODA, R FAIRCLOUGH & P LAM. 1997. The nutrient content and the release of nutrients from fish food and faeces. *Hydrobiologia*, 357: 165–171.

- KÖGEL-KNABNER, I, W AMELUNG, Z CAO, S FIEDLER, P FRENZEL, R JAHN, K KALBITZ, A KÖLBL & M SCHLOTTER. 2010. Biogeochemistry of paddy soils. *Geoderma*, 157: 1–14. (doi:10.1016/j.geoderma.2010.03.009)
- KRUMMENAUER, D, RO CAVALLI, ELC BALLESTER & W WASIELESKY Jr. 2010. Feasibility of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* culture in southern Brazil: effects of stocking density and a single or a double crop management strategy in earthen ponds. *Aquaculture Research*, 41: 240-248. (doi:10.1111/j.1365-2109.2009.02326.x)
- KRUMMENAUER, D, CA SEIFERT Jr, LH POERSCH, GK FÓES, GR LARA & W WASIELESKY Jr. 2012. Cultivo de camarões marinhos em sistema de bioflocos: análise da reutilização da água. *Atlântica*, 34(2): 103-111. (doi:10.5088/atl.2012.34.2.103)
- LACERDA, LD, JL FREIXO, & SM COELHO. 1997. The effect of *Spartina alterniflora* Loisel on trace metals accumulation in inter-tidal sediments. *Mangroves and Salta Marshes*, 1(4): 201-209.
- LILLEBØ, AI, MR FLINDT, MA PARDAL, PG CARDOSO, SM FERREIRA & JC MARQUES. 2007. The faunal role in the degradation of the common intertidal salt marsh plant *Scirpus maritimus*. *Hydrobiologia*, 579: 369–378. (doi:10.1007/s10750-006-0535-z)
- LYMBERY, AJ, RG DOUPÉ, T BENNETT & MR STARCEVICH. 2006. Efficacy of a subsurface-flow wetland using the estuarine sedge *Juncus kraussii* to treat effluent from inland saline aquaculture. *Aquacultural Engineering*, 34: 1–7. (doi:10.1016/j.aquaeng.2005.03.004)
- MACEDO, CF & LH SIPAÚBA-TAVARES. 2010. Eutrofização e qualidade da água na piscicultura: consequências e recomendações. *Bol. Inst. Pesca*, 36(2): 149–163.
- MARANGONI, JC & CSB COSTA. 2010. Caracterização das atividades econômicas tradicionais no entorno das marismas no estuário da Lagoa dos Patos (RS). *Desenvolvimento e Meio Ambiente*, 21: 129-142.
- MENDONÇA, PT & CSB COSTA. 2008. Efeitos da disponibilidade de nitrogênio e fósforo no estabelecimento de *Spartina alterniflora* em um plano entremarés

- irregularmente alagado. *Neotropical Biology and Conservation*, 3(3): 135-148. (doi: 10.4013/nbc.20083.05)
- MICHAEL JR, JH. 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. (doi:10.1016/S0044-8486(03)00479-4)
- NEGRI, MC, RR HINCHMAN & TL SETTLE. 2003. Salt tolerant plants to concentrate saline waste streams. In: McCUTCHEON, SC & JL SCHNOOR (eds). 2003. Phytoremediation: transformation and control of contaminants. New Jersey, USA, John Wiley & Sons, Chap. 24: 753-762.
- NEORI, A, T CHOPIN, M TROELL, AH BUSCHMANN, GP KRAEMER, C HALLING, M SHPIGEL & C YARISH. 2004. Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern mariculture. *Aquaculture*, 231: 361–391.
- PETERSON, SB & JM TEAL. 1996. The role of plants in ecologically engineered wastewater treatment systems. *Ecological Engineering*, 6: 137-148.
- PUSCEDDU, A, LD PATRONA & B BELIAEFF. 2011. Trophic status of earthen ponds used for semi-intensive shrimp (*Litopenaeus stylirostris*, Stimpson, 1874) farming in New Caledonia (Pacific Ocean). *Marine Environmental Research*, 72: 160-171. (doi:10.1016/j.marenvres.2011.07.005)
- RAY, AJ, BL LEWIS, CL BROWDY & JW LEFFLER. 2010. Suspended solids removal to improve shrimp (*Litopenaeus vannamei*) production and an evaluation of a plant-based feed in minimal-exchange, superintensive culture systems. *Aquaculture*, 299: 89–98. (doi:10.1016/j.aquaculture.2009.11.021)
- RUIZ-VELAZCO, JMJ, A HERNÁNDEZ-LLAMAS & VM GOMEZ-MUÑOZ. 2010. Management of stocking density, pond size, starting time of aeration, and duration of cultivation for intensive commercial production of shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquacultural Engineering*, 43: 114–119. (doi:10.1016/j.aquaeng.2010.08.002)
- SANDIFER, PA & JS HOPKINS. 1996. Conceptual design of a sustainable pond-based shrimp culture system. *Aquaculture Engineering*, 15 (1): 41-52.

- SANDU, S, B BRAZIL & E HALLERMAN. 2008. Efficacy of a pilot-scale wastewater treatment plant upon a commercial aquaculture effluent (I. Solids and carbonaceous compounds). *Aquacultural Engineering*, 39: 78–90.
- SANSANAYUTH, P, A PHADUNGCHER, S NGAMMONTHA, S NGDNGAM, P SUKASEM, H HOSHINO & MS TTABUCANON. 1996. Shrimp pond effluent: pollution problems and treatment by constructed wetlands. *Water Science and Technology*, 34: 93–98.
- SCHRYVER, PDe, R CRAB, T DEFOIRDT, N BOON & W VERSTRAETE. 2008. The basics of bio-flocs technology: The added value for aquaculture. *Aquaculture*, 277: 125–137. (doi:10.1016/j.aquaculture.2008.02.019)
- SHI, Y, G ZHANG, J LIU, Y ZHU & J XU. 2011. Performance of a constructed wetland in treating brackish wastewater from commercial recirculating and super-intensive shrimp growout systems. *Bioresource Technology*, 102: 9416–9424.
- SILVA, KR. 2009. Dinâmica do nitrogênio e do fósforo no cultivo superintensivo de *Litopenaeus vannamei* e *Farfantepenaeus paulensis* sem renovação de água. 68 f. Dissertação de Mestrado (PPG Aquicultura). Universidade Federal do Rio Grande, FURG, Rio Grande, RS.
- SIPAÚBA-TAVARES, LH, EGP FÁVERO & FMS BRAGA. 2002. Utilization of macrophyte biofilter in effluent from aquaculture: I. Floating plant. *Braz. J. Biol.*, 62 (4A): 713-723.
- SOUSA, WTZ. 2003. Tratamento de efluentes de carcinocultura por dois *wetlands* artificiais pilotos, com e sem *Spartina alterniflora* - perspectivas de aplicação. 92 f. Dissertação de Mestrado (PPG Aquicultura). Universidade Federal de Santa Catarina, UFSC, Florianópolis, SC.
- SOUSA, WTZ, CMN PANITZ & SM THOMAZ. 2011. Performance of pilot-scale vertical flow constructed wetlands with and without the emergent macrophyte *Spartina alterniflora* treating mariculture effluent. *Braz. arch. biol. Technol.*, 54(2): 405-413.
- STICKNEY, RR (ed). 2000. Encyclopedia of aquaculture. New York, USA, John Wiley & Sons, 1063 p.

- TANNER, CC & TR HEADLEY. 2011. Components of floating emergent macrophyte treatment wetlands influencing removal of stormwater pollutants. *Ecological Engineering*, 37: 474–486. (doi:10.1016/j.ecoleng.2010.12.012)
- 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.
- TILLEY, DR, H BADRINARAYANAN, R ROSATI & J SON. 2002. Constructed wetlands as recirculation filters in large-scale shrimp aquaculture. *Aquacultural Engineering*, 26: 81–109.
- TOMAZONI, JC, LE MANTOVANI, AVL BITTENCOURT & EF ROSA FILHO. 2005. Utilização de medidas de turbidez na quantificação da movimentação de sólidos por veiculação hídrica nas bacias dos rios Anta Gorda, Brinco, Coxilha Rica e Jirau - Sudoeste do Paraná. *Boletim Paranaense de Geociências*, 57: 49-56.
- TUNDISI, JG & T MATSUMURA-TUNDISI. 2008. *Limnologia*. São Paulo, Brasil, Oficina de Textos, 632 p.
- WASIELESKY JR, W, H ATWOOD, A STOKES & CL BROWDY. 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.
- WASIELESKY JR, W, PC ABREU, LH POERSCH, F THOMPSON & ELC BALLESTER. 2011. Influence of light intensity on biofilm formation and the performance of pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* juveniles reared in cages. *Aquaculture Research*, 43(5): 706–712. (doi:10.1111/j.1365-2109.2011.02878.x)
- WEBB, JM, R QUINTÃ, S PAPADIMITRIOU, L NORMAN, M RIGBY, DN THOMAS & LLe VAY. 2012. Halophyte filter beds for treatment of saline wastewater from aquaculture. *Water Research*, 46: 5102-5114.



- WELSCHMEYER, N.A. 1994. Fluorometric analysis of chlorophyll *a* in the presence of chlorophyll *b* and pheopigments. *Limnol. Oceanogr.* 39(8): 1985-1992.
- ZAR, JH. 2010. Biostatistical Analysis. Upper Saddle River, USA, Prentice Hall (5th. Ed), 944 p.
- ZHI, W & G JI. 2012. Constructed wetlands, 1991–2011: A review of research development, current trends, and future directions. *Science of the Total Environment*, 441: 19–27. (<http://dx.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.09.064>)

## 8. ANEXOS

Ciclo	Sistema	Tempo	Tanque	Eh	pH	Sal	Temp	Cloa	MPS	PO4	NO2	NO3	NH4
1	TSE	0	1	121	8,91	20	26,7	558,8	272,73	5,58	0,57	3,45	8,91
1	TSE	0	3	119	8,91	19	26,7	435,76	181,82	5,26	0,45	2,78	8,91
1	TSE	0	5	118	8,93	19	26,7	412,74	181,82	5,89	0,51	2,72	13,11
1	TSE	1	1	135	9,09	19	32	91,68	181,82	3,38	0,07	3,54	0,00
1	TSE	1	3	124	9,01	19	28	90,56	272,73	3,69	0,32	2,95	0,00
1	TSE	1	5	110	9,14	19	32	145,74	272,73	4,32	0,13	3,67	1,57
1	TSE	2	1	129	8,95	17	34	75,2	181,82	11,86	0,70	2,27	1,57
1	TSE	2	3	127	8,91	18	31	89,46	90,91	5,26	0,32	3,04	1,57
1	TSE	2	5	121	9,06	18	34	77,08	181,82	5,58	0,51	2,19	0,00
1	TSE	3	1	157	8,74	19	26	40,04	29,23*	48,32	0,32	3,35	6,81
1	TSE	3	3	143	8,8	19	25	46,14	90,91	6,83	0,51	2,89	9,96
1	TSE	3	5	140	8,86	19	26	30,6	90,91	6,52	0,64	2,89	11,01
1	TSEV	0	2	123	8,93	19	26,7	395,58	363,64	8,41	0,51	2,19	27,80
1	TSEV	0	4	117	8,86	20	26,7	368,4	181,82	4,01	0,76	2,33	2,62
1	TSEV	0	6	118	8,8	19	26,7	351,48	272,73	4,95	0,32	2,44	11,01
1	TSEV	1	2	123	9,2	19	32	105,58	90,91	127,82	0,26	3,08	1,57
1	TSEV	1	4	115	9,39	19	32	102,78	90,91	21,29	0,82	2,90	0,00
1	TSEV	1	6	116	8,97	19	26	161,2	181,82	4,64	0,13	3,61	0,00
1	TSEV	2	2	122	9,24	18	34	65,92	90,91	300,90	0,82	2,40	1,57
1	TSEV	2	4	119	9,37	19	34	44,02	181,82	58,06	1,52	1,52	0,00
1	TSEV	2	6	122	9,15	18	27	94,08	90,91	11,55	0,64	2,92	0,00
1	TSEV	3	2	144	9,04	19	26	52,6	181,82	368,15	0,32	2,88	0,00
1	TSEV	3	4	132	9,28	19	26	35,26	90,91	62,46	1,14	3,05	2,62
1	TSEV	3	6	136	9,06	20	25	69,08	181,82	10,92	0,95	3,57	0,00

Obs: \* em MPS indica valor transformado pela Equação 1.

Ciclo	Sistema	Tempo	Tanque	Eh	pH	Sal	Temp	Cloa	MPS	PO4	NO2	NO3	NH4
2	TSE	0	1	152	9,26	19	25,4	178,86	90,91	9,72	1,83	3,82	0,00
2	TSE	0	3	147	9,4	19	25,4	161,04	90,91	7,83	1,83	2,75	0,00
2	TSE	0	5	145	9,41	19	25,4	201,84	181,82	8,14	1,52	2,73	2,62
2	TSE	1	1	155	10,06	19	25	160,28	181,82	10,03	2,02	3,38	0,00
2	TSE	1	3	129	9,85	19	24	118,94	90,91	9,72	1,77	2,61	6,81
2	TSE	1	5	114	9,98	19	26	168,5	123,01*	10,34	2,27	1,83	0,00
2	TSE	2	1	132	9,79	20	33	135	90,91	9,72	1,96	1,34	16,26
2	TSE	2	3	105	9,93	20	30	123,16	90,91	10,34	1,77	1,92	11,01
2	TSE	2	5	90	10,06	20	32	137,62	90,91	9,72	1,77	1,73	5,76
2	TSE	3	1	159	9,52	21	34	87,14	90,91	6,26	1,33	3,19	3,66
2	TSE	3	3	163	9,45	21	31	111,9	181,82	6,26	1,58	2,67	0,00
2	TSE	3	5	173	9,57	21	33	101,9	90,91	7,20	1,52	2,60	6,81
2	TSEV	0	2	150	9,33	19	25,4	204	272,73	8,14	1,89	2,06	0,00
2	TSEV	0	4	152	9,32	19	25,4	195,4	181,82	7,52	1,64	2,38	1,57
2	TSEV	0	6	148	9,35	19	25,4	158,88	90,91	8,46	1,39	3,51	0,00
2	TSEV	1	2	144	10,07	19	26	172,76	181,82	9,09	1,83	2,19	0,00
2	TSEV	1	4	117	9,92	19	24	151,78	90,91	11,92	1,77	2,38	71,88
2	TSEV	1	6	105	9,83	19	22	129,24	94,36*	10,03	1,89	2,32	8,91
2	TSEV	2	2	112	10,04	20	32	162,32	90,91	9,09	1,96	0,69	6,81
2	TSEV	2	4	92	9,99	20	31	151,16	110,35*	9,09	1,96	2,20	20,46
2	TSEV	2	6	89	10,07	20	28	142,76	90,91	10,97	1,77	0,94	4,71
2	TSEV	3	2	158	9,66	21	33	109,24	90,91	7,20	1,70	2,38	9,96
2	TSEV	3	4	167	9,51	21	32	77,46	90,91	7,20	1,77	2,12	0,00
2	TSEV	3	6	179	9,6	21	28	116,74	90,91	6,26	1,89	1,60	2,62

Obs: \* em MPS indica valor transformado pela Equação 1.

Ciclo	Sistema	Tempo	Tanque	Eh	pH	Sal	Temp	Cloa	MPS	PO4	NO2	NO3	NH4
3	TSE	0	1		9,47	15	28,25	42,12		12,33	0,57	6,69	18,36
3	TSE	0	3		9,5	15	28,25	44,02		12,65	0,26	7,21	4,71
3	TSE	0	5		9,52	15	28,25	34,66		11,71	0,38	7,02	3,66
3	TSE	1	1	211	9,47	15	28	31,98		14,85	0,82	6,24	20,46
3	TSE	1	3	210	9,46	15	26	26,78		14,53	1,08	6,71	13,11
3	TSE	1	5	217	9,54	15	29	31,44		14,85	0,89	4,91	8,91
3	TSE	2	1	174	9,4	16	29	20,8		13,59	1,14	5,12	8,91
3	TSE	2	3	176	9,37	16	26	22,78		14,22	0,95	5,44	4,71
3	TSE	2	5	168	9,45	17	31	18,06		10,76	1,01	5,64	0,00
3	TSE	3	1	245	9,14	16	29	23,1		12,33	1,39	4,20	38,30
3	TSE	3	3	229	9,19	17	27	33,94		11,71	1,33	4,72	14,16
3	TSE	3	5	258	9,22	18	31	15,84		11,08	1,39	5,53	12,06
3	TSEV	0	2		9,5	15	28,25	41,14		12,33	0,57	5,80	24,65
3	TSEV	0	4		9,5	14	28,25	29,9		12,33	0,51	6,66	48,79
3	TSEV	0	6		9,48	15	28,25	37,7		12,65	0,01	6,11	4,71
3	TSEV	1	2	212	9,56	15	28	28,08		14,53	0,82	5,55	14,16
3	TSEV	1	4	200	9,54	15	28	29,2		14,53	0,82	5,69	7,86
3	TSEV	1	6	205	9,61	15	25	32,3		13,59	0,89	5,16	3,66
3	TSEV	2	2	176	9,49	16	30	21,2		14,22	1,08	5,30	12,06
3	TSEV	2	4	174	9,42	17	29	19,34		11,71	0,82	5,49	0,00
3	TSEV	2	6	171	9,52	16	23	31,44		10,45	1,14	5,31	5,76
3	TSEV	3	2	235	9,24	17	30	22,02		12,65	1,52	4,28	12,06
3	TSEV	3	4	269	9,21	17	29	22,5		11,08	1,39	4,20	3,66
3	TSEV	3	6	256	9,27	17	21	27,42		11,39	1,08	4,19	3,66

**Tabela Anexada.** Detalhes de trabalhos testando *Spartina alterniflora* no tratamento de efluentes da carcinocultura marinha para redução de macronutrientes de efluentes salinos despejados na zona costeira brasileira. Legenda: Rd – tempo de residência; Rt – tempo de retenção; d – dia; h – horas; TS – tanque de sedimentação; BA – banhado artificial; Nv – não vegetado; Vg – vegetado; NAT – nitrogênio amoniacal total; MPS – material particulado em suspensão.

Referências	Regime Hídrico	Tipo de Sistema	Taxa de remoção (R%) ou aumento (A%) relativo à concentração inicial do efluente [em mg/L]					Observações
			NAT	Nitrito	Nitrato	Fosfato	MPS	
Canary (2007)	Contínuo	TS Nv	R(85)	R(93)	-	R(60)	-	Carcinocultura marinha superintensiva; tanques 110 L; planta usada <i>S. alterniflora</i> .
	Rd. 10 d	TS Vg [Efluente]	R(75) [0,432]	R(28) [0,106]	-	R(20) [0,130]	- [598]	
Sousa <i>et al.</i> (2011)	Estático* Rt. 36 h	Filtro	R(92)	A(533)	R(42)	R(59)	R(83)	Carcinocultura marinha (larvicultura); tanque 110 L; planta usada <i>S. alterniflora</i> . *A água nos sistemas recirculava do fundo para a superfície.
		BA Vg [Efluente]	R(82) [2,300]	R(67) [0,060]	R(34) [0,930]	R(64) [1,570]	R(86) [43]	