

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE
PÓS-GRADUAÇÃO EM OCEANOGRAFIA BIOLÓGICA**

**COMUNIDADES PLANCTÔNICAS E O
CULTIVO DE CAMARÕES MARINHOS:
VARIABILIDADE E IMPACTOS**

ALESSANDRO PEREIRA CARDOZO

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Oceanografia Biológica da Universidade Federal do Rio Grande, como requisito parcial à obtenção do título de DOUTOR.

Orientador: Prof^a Dr^a Clarisse Odebrecht

**RIO GRANDE
JUNHO de 2011**

AGRADECIMENTOS

Ao longo do desenvolvimento deste trabalho, muitas pessoas contribuíram das mais variadas maneiras para que o mesmo se realizasse, por isto gostaria de agradecer:

Aos membros da banca examinadora por aceitarem participar e trazer suas contribuições para a qualificação desta Tese. Agradeço em especial a Prof^a Clarisse, minha orientadora nesta jornada. Sem sua sugestões e cobranças ao longo destes anos talvez este trabalho não seria realizado.

A minha família pela torcida e apoio ao longo dos meus muitos anos nesta vida de estudante, sempre torcendo pelo meu sucesso. A minha afilhada Letícia, que só viu o dindo na loucura da Tese, deixo um beijão.

Aos novos amigos que fiz na EMA, nesta passagem que se iniciou em outubro de 2010, em especial ao Geraldo, Diogão, Seu Carlos, companheiros de sala e de conversas animadas e aos professores Mano e Mineiro pelo apoio nesta fase final de redação da tese. Ao Charles pelos dados compartilhados no experimento dos viveiros. A Donise por abrir as portas da sua fazenda para minhas coletas.

Aos amigos zooplancctônicos (nunca esquecidos) “Os Tabajaras”, Waldema (sempre pronto e disposto), Dr^a Gama (pelas inúmeras conversas), Erik (um novo amigo entre os antigos), Tati, Pri, Marcelo, Anette, Duda, e claro a intrusa dos tabajaras, Vanessa (02) que assim como o Waldema estava sempre pronta para ir a SJN.

Ao CNPq pela bolsa de estudos ao longo do doutorado.

Por último, a pessoa mais importante nesta empreitada, Lidiana. Que está sempre comigo, incentivando e torcendo para que as coisas dêem certo quando tudo parece dar errado. Para você meu amor deixo um singelo mas sincero “Eu te amo!”

ÍNDICE

| | Página |
|---|--------|
| RESUMO | 1 |
| ABSTRACT | 2 |
| INTRODUÇÃO GERAL | 3 |
| CAPÍTULO I – Variabilidade temporal do plâncton e nutrientes em viveiros de cultivo de camarões vs água estuarina adjacente.... | 7 |
| Introdução | 7 |
| Material e métodos | 11 |
| Resultados | 16 |
| Discussão | 36 |
| CAPÍTULO II – Efeito do efluente de viveiros de camarões sobre o fitoplâncton: estudo em microcosmos | 43 |
| Introdução | 43 |
| Material e métodos | 45 |
| Resultados | 47 |
| Discussão | 61 |
| CAPÍTULO III – Influência da fertilização orgânica (fonte de carbono) no plâncton e produção primária em viveiros de cultivo de camarões | 67 |
| Introdução | 67 |
| Material e métodos | 70 |
| Resultados..... | 72 |
| Discussão | 81 |
| CONCLUSÕES | 86 |

| | |
|-----------------------------------|------------|
| PERSPECTIVAS FUTURAS | 88 |
| LITERATURA CITADA | 89 |
| APÊNDICE | 104 |

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO II

Tabela 1. Concentração de nutrientes inorgânicos dissolvidos na água do viveiro de cultivo de camarões nos experimentos realizados nos dias 23 de março (Despesca I) e 30 de março (Despesca II) de 200948

Tabela 2. Valores médios (\pm desvio padrão) de temperatura ($^{\circ}\text{C}$), salinidade, amônia (μM), nitrato+nitrito (μM), fosfato (μM), silicato (μM), clorofila a total ($\mu\text{g cl-a L}^{-1}$) e clorofila *a* $<20\mu\text{m}$ ($\mu\text{g cl-a L}^{-1}$) nos tratamentos T100, T75 e T50 nos experimentos Despesca I (23 a 27 de março de 2009) e Despesca II (30 de março a 03 de abril de 2009)48

CAPÍTULO III

Tabela 1. Valores médios (\pm desvio padrão) de temperatura ($^{\circ}\text{C}$), salinidade, amônia (μM), nitrato+nitrito (μM), fosfato (μM), silicato (μM), clorofila a total ($\mu\text{g cl-a L}^{-1}$), produção primária líquida ($\text{mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) e produtividade ($\text{mg O}_2 \text{ h}^{-1} \mu\text{g C}^{-1}$) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM)73

Tabela 2. Densidade média dos principais grupos fitoplanctônicos no dia 30 de janeiro (início), 01 de abril (pico de clorofila) e 09 de abril (final) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM)74

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

- Figura 1.** Valores de salinidade no estuário da Lagoa dos Patos e viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (Novembro/2007 a Fevereiro/2008)17
- Figura 2.** Material em suspensão (mg L^{-1}) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente18
- Figura 3.** Concentrações de nitrato+nitrito (μM) (A) e amônia (μM) (B) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente. ** escalas diferentes nas figuras19
- Figura 4.** Concentração de fosfato (μM) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente20
- Figura 5.** Concentração de silicato (μM) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente21
- Figura 6.** Valores de clorofila *a* fracionada ($>20 \mu\text{m}$; $1-20 \mu\text{m}$; $<1 \mu\text{m}$) ($\mu\text{g chl-}a \text{ L}^{-1}$) no estuário da Lagoa dos Patos (A) e no viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção (verão de novembro/2007 a fevereiro/2008)22
- Figura 7.** Densidade do fitoplâncton ($10^5 \text{ células L}^{-1}$) (A) e biovolume ($\text{mm}^3 \text{ L}^{-1}$) (B) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.24
- Figura 8.** Contribuição (%) dos principais grupos de fitoplâncton na densidade (A) e biovolume (B) no estuário da Lagoa dos Patos durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). As classes de tamanho foram determinadas pela distância do maior comprimento25
- Figura 9.** Densidade de células cocoides (A) e *Skeletonema* (B) no estuário da Lagoa dos Patos durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008)26

Figura 10. Contribuição (%) dos principais grupos do fitoplâncton na densidade (A) e biovolume (B) no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). As classes de tamanho foram determinadas pela distância do maior comprimento27

Figura 11. Densidade celular no viveiro de pequena diatomácea não identificada durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008)28

Figura 12. Densidade (10^3 células mL^{-1}) (A) e biovolume (10^6 $\text{mm}^3 \text{L}^{-1}$) (B) de cianobactérias $<1 \mu\text{m}$ no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente29

Figura 13. Densidade de ciliados (células L^{-1}) no estuário da Lagoa dos Patos (A) e viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008)30

Figura 14. Densidade do zooplâncton (org L^{-1}) no estuário da Lagoa dos Patos (A) e viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente32

Figura 15. Percentual de sobrevivência (A) e taxa de produção de ovos (B) de *Acartia tonsa* nas águas testadas para diluição, água destilada (AD), água mineral (AM), água da rede de abastecimento aerada (AA) e água da rede de abastecimento aerada com adição de tiosulfato de sódio (AAT). Letras diferentes indicam diferenças significativas ($p < 0,05$)34

Figura 16. Produção de ovos de *Acartia tonsa* em experimento com água do estuário da Lagoa dos Patos e do viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente35

Figura 17. Dispersão múltipla da produção de ovos de *Acartia tonsa* (ovos fêmea $^{-1}$ dia $^{-1}$) vs salinidade e clorofila total ($\mu\text{g L}^{-1}$) utilizando dados do estuário da Lagoa dos Patos (A), viveiro (B) e ambos, estuário e viveiro (C)36

CAPÍTULO II

Figura 1. Concentrações de amônia (A), nitrato+nitrito (B), fosfato (C), silicato (D), e relações N:P (E) e N:Si (F) para os tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 23, 25 e 27 de março de 2008 no experimento Despesca I. ** escalas diferentes nas figuras51

Figura 2. Valores de clorofila *a* total e fração < 20 µm (nano + picoplâncton) nos tratamentos T0 (100% água do ambiente) (A), T25 (75% ambiente; 25% viveiro) (B), e T50 (50% ambiente; 50% viveiro) (C) entre 23 e 27 de março de 2008 no experimento Despesca I.53

Figura 3. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C), produtividade líquida do fitoplâncton normalizada pelo teor de carbono (D), produção primária bruta em termos de carbono (E) e produtividade bruta por clorofila (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente, 50% Viveiro) em 23 e 26 de março de 2008 no experimento Despesca I. ** escalas diferentes nas figuras55

Figura 4. Concentrações de amônia (A), nitrato+nitrito (B), fosfato (C), silicato (D), e relações N:P (E) e N:Si (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 30 de março, 01 e 03 de abril de 2008 no experimento Despesca II. ** escalas diferentes nas figuras58

Figura 5. Valores de clorofila *a* total e fração < 20 µm (nano + picoplâncton) para os tratamentos T0 (100% Ambiente) (A), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) (B) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) (C) entre 30 de março e 03 de abril de 2008 no experimento Despesca II59

Figura 6. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C), produtividade líquida do fitoplâncton normalizada pelo teor de carbono (D), produção primária bruta em termos de carbono (E) e produtividade bruta por clorofila (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 30 de março e 02 de abril de 2008 no experimento Despesca II. ** escalas diferentes nas figuras61

CAPÍTULO III

Figura 1. Valores de temperatura da água (°C) e salinidade nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 200972

Figura 2. Valores de clorofila total (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 09 de abril de 200975

Figura 3. Valores de densidade do zooplâncton (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 09 de abril de 200976

Figura 4. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C) e produção normalizada por Carbono (D) (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 06

de abril de 2009. O período marcado na figura indica as datas sem medidas de produção primária78

Figura 5. Produção primária bruta em carbono (A) e produção primária bruta por unidade de clorofila (B) (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 06 de abril de 2009. O período marcado na figura indica as datas sem medidas de produção primária79

Figura 6. Concentrações de amônia (A), nitrato+nitrato (B), fosfato (C) e silicato (D) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 06 de abril de 200981

RESUMO

O desenvolvimento acelerado da atividade de aquacultura ao longo dos últimos anos levou ao desenvolvimento de novas tecnologias em busca de sistemas mais produtivos e ao mesmo tempo ecologicamente corretos. O objetivo desta tese foi o de avaliar o impacto dos cultivos de camarões na comunidade planctônica, na região do estuário da Lagoa dos Patos. A dinâmica das comunidades planctônicas em viveiros de cultivo de *Litopenaeus vannamei* foi comparada ao estuário em áreas adjacentes ao cultivo, indicando que no ambiente de cultivo a disponibilidade de nutrientes (*bottom-up*) e o efeito predação *top-down* influenciam a estrutura de tamanho e composição do fitoplâncton. O impacto da descarga de efluente proveniente do cultivo de camarões foi testado em microcosmos, simulando condições que ocorreriam na região estuarina, e pode-se concluir que a descarga deste efluente pode levar a alterações de curto prazo no ambiente receptor, especialmente na taxa de produção primária e teor de clorofila-*a*. Fertilizações com compostos ricos em carbono, que tendem a aumentar a produtividade através de cultivos em sistema com tecnologia de bioflocos (BFT), são utilizadas com frequência no cultivo de camarões marinhos. Na avaliação da influência da adição de fonte de carbono sobre o plâncton e produção primária em viveiros, observou-se que o teor de clorofila, taxa de produção primária e concentração de zooplâncton, ao contrário do esperado, foram similares entre viveiros testados com e sem fertilização.

PALAVRAS-CHAVE: Fitoplâncton, zooplâncton, *Litopenaeus vannamei*, produção primária, nutrientes, fertilização orgânica.

ABSTRACT

Aquaculture activities accelerated fast in the past years and led to the development of new technologies in search of more productive and environmentally correct systems. The objective of this thesis was to evaluate the impact of shrimp farming in the plankton community at the Patos Lagoon estuary region. Plankton community dynamics in culture earthen ponds of *Litopenaeus vannamei*, compared to those of the estuarine area adjacent to the shrimp farm, showed that in the ponds both controls the nutrient availability bottom-up and the predation top-down influence the size structure and composition of phytoplankton. The impact of effluent discharge from shrimp ponds has been tested in microcosms experiments, simulating conditions that would occur in the estuarine region. It is concluded that the effluent discharge can lead to short-term changes in the environment, especially in the primary production rate and chlorophyll-*a* levels. Fertilizations with carbon rich compounds, which tend to increase the productivity of the Biofloc Technology system, are commonly used in the culture of marine shrimp. In assessing the influence of the addition of a carbon source on the phytoplankton and primary production rate in the ponds, it was observed that the chlorophyll *a* levels, primary production rate and zooplankton concentration, unexpectedly, were similar between ponds with and without carbon fertilization.

KEY-WORDS: Phytoplankton, zooplankton, *Litopenaeus vannamei*, primary production, nutrients, organic fertilization

INTRODUÇÃO GERAL

Paralelamente ao crescimento da atividade de aquacultura nos últimos anos, ocorre um aumento da preocupação quanto aos efluentes produzidos por esta atividade, que tem gerado impacto negativo em muitas áreas ao redor do mundo (Primavera 1997). Geralmente os viveiros de cultivo semi-intensivo, que recebem grandes cargas de nitrogênio e fósforo provenientes das fertilizações e da ração utilizada (Funge-Smith & Briggs 1998), apresentam níveis mais altos de clorofila e nutrientes quando comparados ao ambiente adjacente (Casillas-Hernández *et al.* 2007).

A descarga deste efluente no ambiente é variável (McKinnon *et al.* 2002a; Trott & Alongi 2000), e seu impacto depende de muitos fatores como a magnitude da descarga, composição do efluente e características do ambiente receptor (Páez-Osuna 2001). Em ambientes com baixa hidrodinâmica, a entrada deste efluente pode superar a capacidade de suporte do sistema adjacente, reduzindo o nível de oxigênio na coluna d'água e gerando condições de anoxia no sedimento (Alongi *et al.* 1999a; Trott *et al.* 2004).

O aumento da discussão sobre os efeitos dos efluentes levou ao desenvolvimento de novas tecnologias, baseadas em cultivos sem renovação de água, mas que incrementam a produtividade natural dos viveiros e resultam em melhor desempenho dos organismos cultivados (Ballester *et al.* 2010; Burford *et al.* 2003a; Emerenciano *et al.* 2011). Neste tipo de sistema, conhecidos como Sistemas de Bioflocos ou BFT (Biofloc Technology System), a adição de uma fonte de carbono aumenta a fixação de nitrogênio por meio de bactérias heterotróficas (Avnimelech 1999). O aumento de biomassa da comunidade bacteriana, pode ser utilizada de forma indireta, como alimento pelos camarões (Burford *et al.* 2004) gerando benefícios para o cultivo (Otoshi

et al. 2001; Tacon *et al.* 2002). As fertilizações com fontes de carbono e com compostos químicos como fonte de nitrogênio e fósforo, levam a mudanças na comunidade planctônica nos sistemas de cultivo. Por exemplo, observa-se com frequência, a substituição de diatomáceas por cianobactérias, e de copépodes por rotíferos (Casé *et al.* 2008). Em sistemas sem renovação de água, estas alterações não atingem o ambiente adjacente ao longo do cultivo, enquanto em sistemas tradicionais que trabalham com altas taxas de renovação, estas alterações são introduzidas no ambiente adjacente.

Considerando-se a grande variabilidade das condições de cultivo de camarões marinhos, e a falta de estudos na região do estuário da Lagoa dos Patos sobre o seu efeito na comunidade planctônica, esta tese teve como objetivos principais: (1) avaliar, ao longo de um ciclo de produção, as variações da comunidade planctônica, bem como parâmetros abióticos em um viveiro de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* comparadas as águas estuarinas adjacentes à fazenda. Além disto, foi avaliada a interação entre o fitoplâncton e o zooplâncton nestes dois ambientes através da produção de ovos, em laboratório, do copépode *Acartia tonsa*; (2) simular através de estudo em microcosmos o efeito do efluente de uma despesca de viveiro de cultivo de *L. vannamei*, diluída em águas de diferentes valores de salinidade, na concentração de nutrientes inorgânicos dissolvidos, clorofila *a* e taxa de produção primária, quando; (3) verificar os efeitos da adição de uma fonte de carbono (melaço de cana) na concentração dos nutrientes inorgânicos dissolvidos e na comunidade planctônica em viveiros quando comparados a viveiros sem adição de fonte de carbono, em sistema com baixa renovação de água. Para cumprir com estes objetivos foram realizados três trabalhos que deram origem aos três capítulos que compõem esta tese.

No primeiro capítulo, intitulado **Variabilidade temporal do plâncton e nutrientes em viveiro de cultivo de camarões vs. água estuarina adjacente**, a hipótese testada é a de que as fertilizações realizadas no viveiro de cultivo de camarões aumentem os níveis de clorofila e também as densidades de fitoplâncton e zooplâncton quando comparado a região estuarina adjacente. Com relação a produção de ovos do copépode *A. tonsa*, espera-se que os maiores valores de produção ocorram no viveiro. Parte deste capítulo foi aceita para publicação no periódico Pan-American Journal of Aquatic Sciences 2011 6(1) 1-16, sob o título: **Temporal variability of plankton and nutrients in shrimp culture ponds vs. adjacent estuarine water**. A versão em inglês submetida ao periódico encontra-se no Anexo I desta tese.

No segundo capítulo, intitulado **Efeitos do efluente de viveiros de camarões sobre o fitoplâncton: estudo em microcosmos** a hipótese testada é a de que o efeito do efluente no ambiente receptor, quanto aos valores de clorofila e produção primária, depende da salinidade da água do ambiente receptor. Em situação de salinidade similar entre os dois, espera-se um aumento nos valores e, ao contrario, com grande diferença nos valores de salinidade entre o ambiente e os viveiros, uma redução dos valores de clorofila e produção primária são esperados devido ao estresse osmótico.

A hipótese testada no terceiro capítulo, intitulado **Influência da fertilização orgânica (fonte de carbono) no plâncton e produção primária em viveiros de cultivo de camarões**, é a de que a fertilização com fonte de carbono estimula o crescimento de organismos heterotróficos, como flagelados e ciliados, elevando a densidade do zooplâncton e conseqüentemente reduzindo os valores de clorofila. Também é esperado que a taxa de respiração na coluna d'água seja maior nos viveiros

com adição de fonte de carbono, e que os valores de produção primária seja maiores nos viveiros sem esta adição.

CAPÍTULO I

VARIABILIDADE TEMPORAL DO PLÂNCTON E NUTRIENTES EM VIVEIRO DE CULTIVO DE CAMARÕES vs. ÁGUA ESTUARINA ADJACENTE

INTRODUÇÃO

Empreendimentos relacionados ao cultivo de camarões têm se estabelecido recentemente nas margens do estuário da Lagoa dos Patos, seguindo uma tendência mundial de crescimento da atividade de aqüicultura (FAO 2008). A redução nas capturas de espécies nativas na região (Poersch *et al.* 2007) abriram espaço no mercado para o camarão cultivado. Entretanto, o cultivo de camarões é ainda uma atividade controversa, devido ao cultivo de espécies exóticas em muitos casos, e também devido ao efluente proveniente dos viveiros que é descarregado no ambiente adjacente. Este efluente é resultado do enriquecimento diário dos viveiros com grandes quantidades de ração e fertilizações regulares que tem por objetivo estimular a produção primária e induzir o crescimento de toda a cadeia trófica.

Em geral, viveiros de cultivo de camarões apresentam níveis mais altos de clorofila *a* e nutrientes do que o ambiente adjacente (Casillas-Hernández *et al.* 2007). O aumento nos níveis de clorofila *a* e de nutrientes se deve a liberação de grandes quantidades de nitrogênio e fósforo provenientes da ração e das fertilizações utilizadas para estimular o crescimento do fitoplâncton (Funge-Smith & Briggs 1998). Mudanças na estrutura da comunidade fitoplanctônica foram observadas em viveiros com baixa taxa de renovação de água (Burford 1997), onde células de pequeno tamanho (<10 µm) dominam quando o nível de amônia é alto, favorecendo o crescimento do microzooplâncton (20-200 µm) (Burford *et al.* 2003b). Casé *et al.* (2008) verificaram que o aumento na entrada de nutrientes afeta a composição e a densidade do plâncton em fazendas da região Nordeste do Brasil, indicando que a estrutura do plâncton pode ser utilizada como um indicador da qualidade de água em viveiros de cultivo de camarões em zonas tropicais. A dominância de diatomáceas e copépodes foi substituída por cianobactérias, protozoários e rotíferos com o aumento nos níveis de nutrientes no período final de cultivo. O zooplâncton representa um importante item alimentar, auxiliando no crescimento das pós-larvas de camarões durante os primeiros dias de cultivo (Anderson *et al.* 1987; Chen & Chen 1992). Estudos realizados na Austrália e no estuário da Lagoa dos Patos mostraram que a dominância de copépodes em viveiros de cultivo de camarões reflete a composição do ambiente adjacente (Coman *et al.* 2003; Cardozo *et al.* 2007).

O impacto do efluente dos viveiros no ecossistema adjacente é variável e depende de vários fatores tais como a magnitude da descarga, a composição química do efluente do viveiro e as características do ambiente que recebe este efluente, tal como circulação e taxas de diluição (Páez-Osuna 2001). Estudos realizados na Austrália demonstraram a acelerada eutrofização do estuário Muddy Creek em Queensland, que recebeu efluentes

com alto conteúdo de matéria orgânica de uma fazenda de cultivo no local (McKinnon *et al.* 2002a). Entretanto, em outras áreas da mesma zona estuarina o efluente não resultou em efeito ambiental adverso (Trott & Alongi 2000). Em outro estuário australiano, Morris Creek em Queensland, os níveis de nutrientes particulados e sólidos suspensos totais aumentaram durante períodos de descarga de efluentes (McKinnon *et al.* 2002b). Na região Nordeste do Brasil, o cultivo de camarões é responsável pelas maiores emissões de nitrogênio em seis estuários, e por uma menor entrada de fósforo (Lacerda *et al.* 2006).

No estuário da Lagoa dos Patos, a circulação de água e as variações de salinidade são controladas pela direção dos ventos e pela descarga de água doce proveniente da porção norte da laguna, resultando em regimes de enchente e vazante na área do canal (Möller *et al.* 1996). Nas áreas rasas do estuário, os ventos predominantes de NE induzem as trocas de água e menor tempo de residência quando comparadas as porções centrais mais profundas da lagoa (Möller *et al.* 1996). A hidrologia tem um papel chave no controle da variabilidade da clorofila *a* no estuário da Lagoa dos Patos em diferentes escalas de tempo, além de outros fatores como temperatura da água, luz, disponibilidade de nutrientes (principalmente nitrogênio) e predação pelo mesozooplâncton (Fujita & Odebrecht 2007; Abreu *et al.* 1994; Abreu *et al.* 2010). Foi observado que variação de clorofila *a* de curto período (i.e., horas, dias) é controlada principalmente pelos ventos, enquanto variações de longo período são relacionadas com descarga de água devido a precipitação.

Altos valores de clorofila *a*, densidade do fitoplâncton e biovolume ocorrem em meses de primavera/verão quando comparado aos meses de outono, e são compostos principalmente por diatomáceas do micropoplâncton (20-200 μm) (Odebrecht & Abreu 1997; Odebrecht *et al.* 2005). Durante os meses de primavera e verão, altos valores de

densidade de zooplâncton também são observados no estuário (Montú *et al.* 1997). O zooplâncton estuarino é dominado por copépodes, e sua dominância pode ser parcialmente explicada pelas variações de salinidade que influenciam na reprodução e crescimento de algumas espécies, alternando suas dominâncias (Muelbert *et al.* 2010). Dentre as espécies dominantes na região estuarina da Lagoa dos Patos, encontra-se o copépole *Acartia tonsa*, que se reproduz continuamente em salinidades acima de 5 (Cardozo 2004) e apresenta altas densidades nas áreas rasas e enseadas do estuário em muitos períodos do ano (Montú *et al.* 1997)

A produção de camarões na região Sul do Brasil, especialmente no estuário da Lagoa dos Patos é caracterizada por um único ciclo de produção, restrito aos meses de primavera e verão, e tem como padrão a produção semi-extensiva de *Litopenaeus vannamei* nas fazendas da região (Poersch *et al.* 2006). Krummenauer *et al.* (2010) relatam a possibilidade de um aumento nos lucros relacionados ao aumento de densidade de estocagem neste sistema de produção. Os viveiros de cultivo de camarões localizados no estuário da Lagoa dos Patos utilizam água de áreas rasas onde a circulação e ressuspensão de sedimentos induzidas pelo vento influenciam a concentração de clorofila *a*. Mesmo utilizando uma baixa densidade de estocagem nas fazendas da região, foram reportadas pequenas alterações no pH, oxigênio dissolvido e na composição da macrofauna bentônica por ocasião da descarga do efluente proveniente do cultivo no ambiente (Canary *et al.* 2009).

Pode-se assumir que as fertilizações criam condições favoráveis para o crescimento do fitoplâncton e zooplâncton, aumentando a disponibilidade de alimento natural para os camarões que, por sua vez, exercem um controle *top-down* sobre o zooplâncton (Cardozo *et al.* 2007). Este estudo tem por objetivo avaliar as variações, ao longo de um ciclo de

produção na região Sul do Brasil, da comunidade planctônica e parâmetros abióticos em um viveiro de cultivo fertilizado de *Litopenaeus vannamei* comparado as águas rasas adjacentes do estuário da Lagoa dos Patos. Também foi avaliada a interação entre o fitoplâncton e o zooplâncton nestes dois ambientes, através da avaliação da produção de ovos, em laboratório, do copépode eurihalino *A. tonsa*.

MATERIAL E MÉTODOS

Coleta de dados abióticos de campo e manejo do viveiro.

O estudo, com duração de três meses, foi realizado entre 21 de novembro de 2007 a 14 de fevereiro de 2008 durante o período de cultivo do camarões *Litopenaeus vannamei* na fazenda Viveiros do Sul (São José do Norte, Rio Grande do Sul, Brasil - 31°56'04S, 52°00'11W). O viveiro (1,97 hectares de área, 100 cm de profundidade média) recebeu água por cinco dias consecutivos (13 a 17 de novembro de 2007) da área rasa estuarina adjacente. A água foi bombeada durante o dia e o canal de abastecimento foi naturalmente preenchido a noite. Antes de receber água, o procedimento padrão de correção do pH do solo (pH 7) foi realizado adicionando-se cal hidratada. Uma fertilização inicial utilizando 100 Kg de uréia ((NH₂)₂CO) e 20 Kg de Ca(H₂PO₄)₂, para estimular o crescimento do fitoplâncton, resultou em concentrações de 6μM de fósforo e 109.5μM de nitrogênio (relação N:P = 18). Após o completo preenchimento do viveiro, sete fertilizações foram realizadas durante o primeiro mês de cultivo dos camarões (21/11/2007 a 20/12/2007) com 240 Kg de (NH₂)₂CO e 34.5 Kg de Ca(H₂PO₄)₂, resultando em uma entrada total de 1,875 μM de fósforo e 133,75 μM de nitrogênio (N:P = 71). Pós-larvas de dez dias foram estocadas no viveiro em 27 de novembro de 2007 em uma densidade aproximada de 30 camarões m⁻². Os camarões

foram alimentados com ração peletizada (35% de proteína) três vezes ao dia: 25% pela manhã, 25% a tarde e 50% a noite.

Amostras de superfície foram coletadas em três pontos no viveiro e em três pontos no estuário da Lagoa dos Patos próximo a fazenda. A água para análise de nutrientes e clorofila *a* foi coletada com um balde e transferida para frascos plásticos de 2 litros. As coletas iniciaram em 21 de novembro de 2007, após o enchimento do viveiro e terminaram em 14 de fevereiro de 2008 quando os camarões foram despescados; as amostragens encerraram um mês antes no estuário devido a um grande recuo na água com o período de seca a partir de 17 de janeiro. A profundidade média dos pontos amostrados no estuário e no viveiro foi de 0,45 m e 0,9 m, respectivamente. Durante o período do estudo, as perdas de água por evaporação e infiltração no solo do viveiro foram compensadas por bombeamento de água do estuário, aproximadamente 8% (2,400 m³) do volume total ao longo do período de cultivo. A temperatura (termômetro de mercúrio) e salinidade (refratômetro ATAGO[®]) foram medidas *in situ*. Os dados de precipitação foram obtidos junto ao Instituto Nacional de Meteorologia (INMET).

Análise de nutrientes

Para análise de nutrientes (nitrato+nitrito, fosfato e silicato), água foi filtrada em filtro de fibra de vidro (S&S, GF-50A) e o filtrado foi congelado (-20°C; garrafas de plástico Nalgen de 200 mL), seguindo métodos tradicionais (Strickland & Parsons 1972). Os níveis de amônia foram medidos imediatamente após a coleta de acordo com as recomendações descritas em UNESCO (1983).

Material em suspensão

Para a determinação de material em suspensão, 150 a 500 mL de água foram filtrados em filtros de fibra de vidro (S&S GF-50A) previamente secos e pesados (60°C por 24 h) (Strickland & Parsons 1972).

Determinação de clorofila *a* total e frações

Os valores de clorofila *a* total foram estimados após filtrar 15-50 mL de água em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/F, 0,7 µm porosidade). Uma segunda amostra de água foi fracionada por filtração em peneira de malha 20 µm e uma terceira amostra foi filtrada em filtros de policarbonato de porosidade 1µm, sendo os dois filtrados retidos em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/F). Os filtros foram armazenados no escuro por 2 dias a -20°C, sendo os pigmentos extraídos (24 h) em 10 mL de acetona 90%. A fluorescência do extrato na acetona foi medida sem acidificação (Welschmeyer 1994) em fluorímetro Turner Design, modelo TD 700 calibrado. O valor de clorofila *a* da fração <1 µm foi obtido diretamente das medidas de fluorescência, sendo as outras frações estimadas pela subtração da clorofila *a* <1 µm da fração <20 µm, e estas duas do valor total para estimar a fração >20 µm.

Amostragem e quantificação do fitoplâncton

Um total de 57 amostras de água foram coletadas em superfície e transferidas para frascos âmbar, fixando os organismos em uma solução de Lugol com concentração final de 4% (Strüder-Kypke *et al.* 2001). As amostras foram analisadas quanto a densidade (organismos L⁻¹) e composição de organismos em câmaras de sedimentação (2-10 mL) com auxílio de um microscópio invertido (Axioplan) seguindo o método de Utermöhl (Hasle 1978). As células de fitoplâncton maiores de 50 µm foram contadas em toda câmara, em aumento de 100X. Organismos menores (20-50 µm) foram contados em aumento de 200X em faixas ou meia câmara, e os mais abundantes e as

células menores foram contados em campos aleatórios em maior aumento (400X) até que fosse atingido um número mínimo de 150 organismos. O biovolume do fitoplâncton foi estimado a partir de medidas de tamanho celular e utilizando formulas geométricas propostas por Hillebrand *et al.* (1999).

Contagem de cianobactérias <1 µm

Para a contagem de cianobactérias <1 µm, 2 a 3 mL de água foram filtrados em filtros de policarbonato de porosidade 1µm. O filtrado foi retido em filtros escurecidos de policarbonato (0,2 µm porosidade, Nucleopore), os quais foram dispostos em lâminas histológicas com uma gota de óleo mineral e cobertas com lamínula. Estas lâminas foram seladas e congeladas até a contagem, que foi efetuada em prazo menor de três meses. com base na autofluorescência da ficoeritrina e ficocianina, em microscópio de fluorescência Zeiss Axioplan, com comprimento de onda para excitação de 546 nm (filtro verde) e 450-490 nm (filtro azul) (Waterbury *et al.* 1986).

Amostragem e quantificação do zooplâncton

Um total de 54 amostras de zooplâncton foram coletadas, utilizando-se uma rede cilindro-cônica (150 µm porosidade; 30 cm diâmetro de abertura) com fluxometro preso a sua boca para estimativa do volume filtrado. A rede foi arrastada em superfície, cobrindo uma distância média de 50 metros, sendo o material coletado transferido para garrafas plásticas (1L) e fixado com solução neutralizada de formaldeído (concentração final 4%). O zooplâncton foi contado utilizando-se câmaras de Bogorov observadas em microscópio estereoscópico (Olympus SZ40) (Boltovskoy 1981).

Testes de produção de ovos de *Acartia tonsa* com diferentes tipos de água

Para os testes de produção de ovos foram utilizados copépodes *Acartia tonsa*, provenientes de cultivo em laboratório, após aclimatação em sala de cultivo com

temperatura e fotoperíodo controlados (20 ± 1 °C; 12C:12E) e salinidade de 25, alimentados em excesso com diatomáceas (*Thalassiosira weissflogii*, $>2.10^4$ células mL⁻¹). Foi realizado um teste para determinar qual o tipo de água a ser utilizado nas diluições e se estas poderiam apresentar algum efeito sobre a produção de ovos. Foram testadas a água destilada (AD), água mineral (AM), água da rede de abastecimento mantida em aeração constante por 24 horas (AA) e água da rede de abastecimento mantida em aeração por 24 horas com adição de solução de tiosulfato de sódio (1 mL por litro de água) (AAT). Grupos de 150 copépodes (75 machos; 75 fêmeas) foram transferidos em triplicata para frascos de vidro de 700 mL. A salinidade final de 15 foi obtida através de redução diária de 5 partes por dia durante dois dias. Após 24 horas em salinidade 15, cinco fêmeas e 2 machos foram transferidos para frascos de vidro transparentes, contendo água do mar diluída para salinidade 15, utilizando as diferentes águas testadas e *T. weissiflogii* (2.10^4 células mL⁻¹) como alimento. Estes frascos foram mantidos em câmara incubadora por 24 horas (20 ± 1 °C; fotoperíodo 12L:12D), sendo agitados suavemente a cada 3 horas para manter o alimento homogeneamente distribuído.

Após 24 horas, os ovos produzidos foram coletados com auxílio de uma peneira de malha 45 µm e transferidos para frascos de 20 mL e fixados em solução de formaldeído 4% para posterior contagem. Para estimar a sobrevivência de *A. tonsa*, os copépodes restantes nos frascos de 700 mL foram retidos em peneira de malha 45µm, transferidos para frascos de 100 mL fixados em solução de formaldeído 4%. Os ovos e os organismos sobreviventes foram contados em câmaras de Bogorov observadas em microscópio estereoscópico.

Testes de produção de ovos de *Acartia tonsa* com alimento natural

Para estimar a produção de ovos do copépode *A. tonsa* alimentado com assembléias naturais de fitoplâncton, água do viveiro de produção de camarões e do estuário da Lagoa dos Patos foi coletada com auxílio de um balde e transferida para garrafas (5 L) por filtração reversa em malha de 100 μ m. Este procedimento teve por objetivo a obtenção de microalgas e protozooplâncton em boas condições e também evitar potenciais predadores e competidores. Em laboratório, a água foi transferida para três frascos de vidro (700 mL cada), e cinco fêmeas e um macho de *A. tonsa*, previamente aclimatados a salinidade e mantidos por 24 horas sem alimento, foram adicionados a cada frasco, mantidos por 24 horas com aeração constante e em condições controladas ($20 \pm 1^\circ\text{C}$; 12C:12E). Após, os ovos foram retidos em peneiras de malha 20 μ m, transferidos para frascos de 100 mL e fixados em solução de formaldeído (4%) e contados em microscópio estereoscópico.

Análise estatística

Diferenças estatísticas entre os pontos amostrais ao longo do tempo foram testadas por análise de variância de duas vias (Two-way ANOVA) (Zar 1999). No teste de produção de ovos com diferentes tipos de água, a taxa de sobrevivência e a produção de ovos de *A. tonsa* foram comparadas para verificar diferenças significativas entre os tratamentos utilizando análise de variância ANOVA ($p < 0,05$) (Zar 1999). No teste de produção de ovos com alimento natural, para determinar os principais fatores que controlam a produção de ovos de *A. tonsa*, foram aplicados os testes de regressão linear simples e múltipla (Zar 1999) utilizando-se o software SigmaPlot 11.0.

RESULTADOS

Os valores de temperatura no viveiro e no estuário variaram de 21°C a 28°C; com exceção da menor temperatura no estuário na primeira amostragem (15°C). O período de estudo foi de estiagem, com a precipitação acumulada de 294 mm, distribuída em 10 mm em novembro/2007, 58 mm em dezembro/2007, 101 mm em Janeiro/2008 e 125 mm em fevereiro/2008. Estes valores são menores que a média histórica de precipitação para cada um destes meses, com exceção de janeiro quando a precipitação foi um pouco acima desta média. A grande flutuação de salinidade no estuário (1-21) foi resultado das trocas de água influenciadas pela descarga de água doce da porção norte da lagoa e da entrada de água salgada. No viveiro, ao contrário do estuário, um aumento gradual de salinidade foi observado devido a evaporação, do valor inicial de 7 (21/11/2007) até 20 (14/02/2008) (Figura 1).

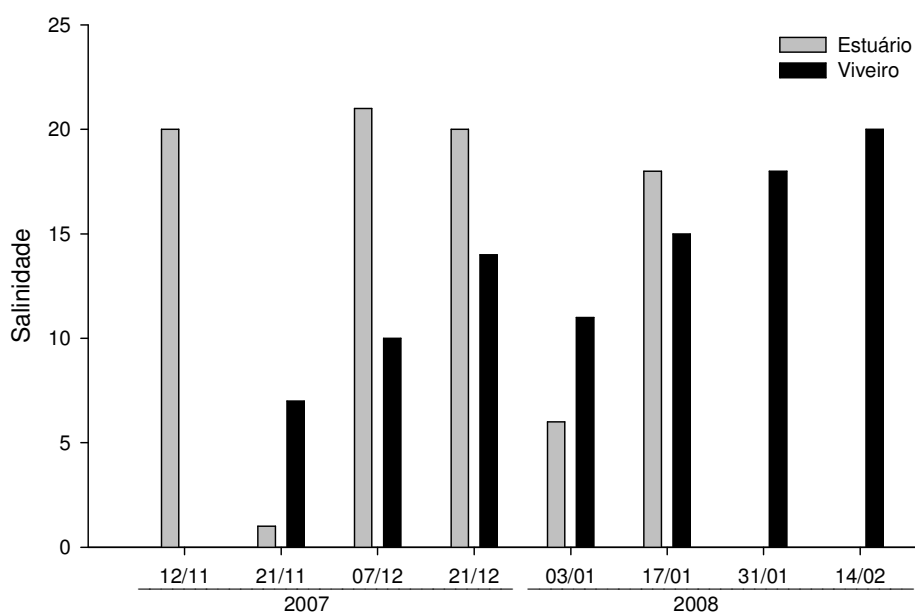


Figura 1. Valores de salinidade no estuário da Lagoa dos Patos e viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (Novembro/2007 a Fevereiro/2008).

Os valores de material em suspensão foram mais altos (máximo 126 mg L⁻¹) no começo do estudo no estuário da Lagoa dos Patos (12 e 21 de novembro de 2007) e

reduziram ao longo do tempo ($\sim 30 \text{ mg L}^{-1}$). Ao contrário do estuário, a água do viveiro apresentou menores valores de material em suspensão (25 mg L^{-1}) no início, mas aumentaram e se mantiveram relativamente altos ($\sim 75\text{-}85 \text{ mg L}^{-1}$) até o final do estudo (Janeiro/Fevereiro) (Figura 2).

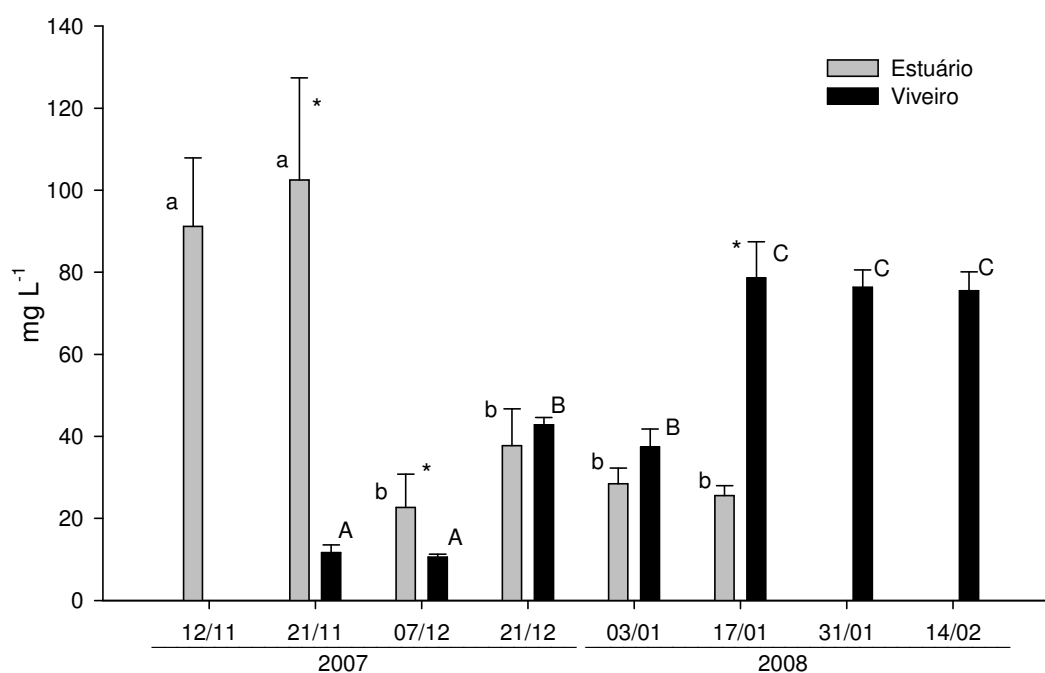


Figura 2. Material em suspensão (mg L^{-1}) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.

O teor de nitrato+nitrato no estuário diminuiu de $23 \mu\text{M}$ na primeira semana de estudo para valores não detectáveis até o final (Figura 3A). No viveiro, a concentração de nitrato+nitrato aumentou até o dia 21 de dezembro (máximo de $18 \mu\text{M}$), e após este período, reduziu para valores abaixo do limite de detecção do método (Figura 3A). O teor de amônia no estuário foi sempre baixo ($\sim 2 \mu\text{M}$) (Figura 3B). No viveiro, a concentração de amônia foi relativamente alta ($\sim 5 \mu\text{M}$) entre 21 de novembro e 21 de dezembro e após, decresceu de forma significativa ($< 2 \mu\text{M}$) (Figura 3B).

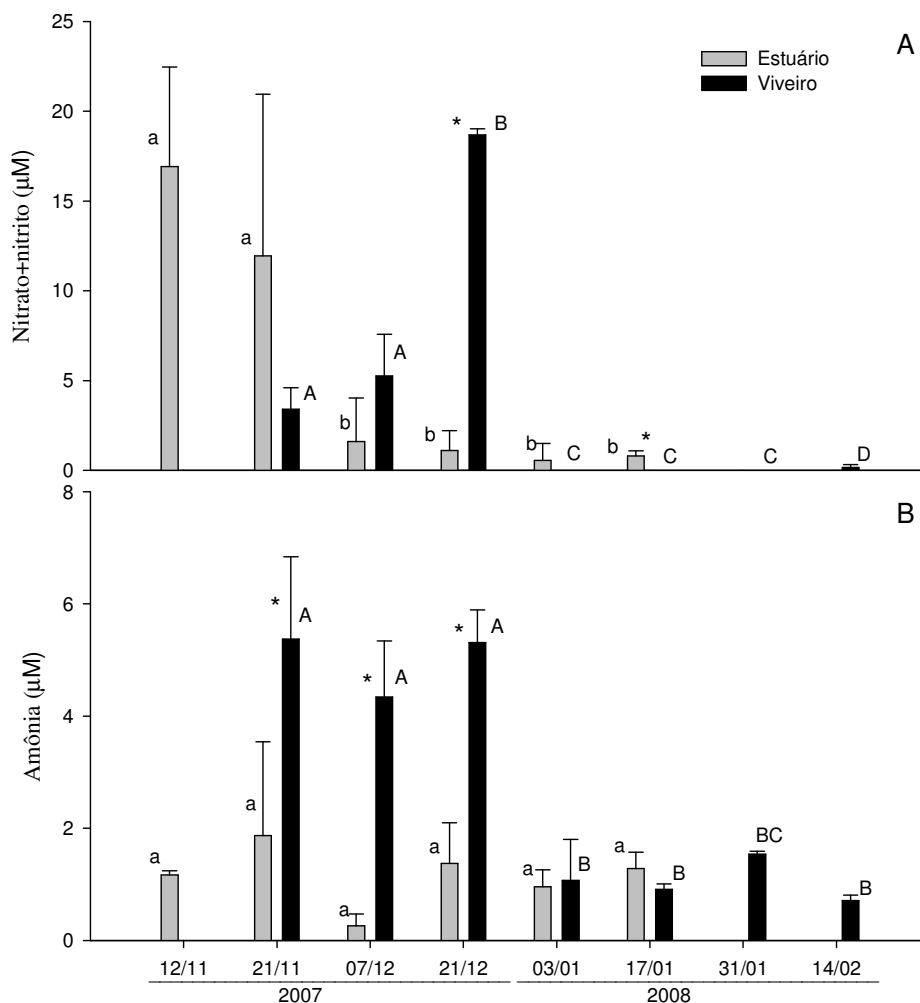


Figura 3. Concentrações de nitrato+nitrito (μM) (A) e amônia (μM) (B) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro ao longo do tempo, respectivamente. ** escalas diferentes nas figuras.

A concentração de fosfato no estuário da Lagoa dos Patos foi em geral alta ($0,2 \mu\text{M}$ - $1,5 \mu\text{M}$) entre 12 e 21 de novembro e mais baixa após este período (mínimo em 21 de dezembro 21) (Figura 4). No viveiro, um padrão oposto ao dos elementos nitrogenados (amônia, nitrato+nitrito) foi observado, com um aumento significativo do fosfato no período final de coleta (máximo $2,4 \mu\text{M}$) (Figura 4). O teor de silicato foi sempre maior no estuário da Lagoa dos Patos (31 - $107 \mu\text{M}$) e significativamente menor

no viveiro (média 10 μM), onde o valor mínimo de silicato (6 μM) foi observado em 21 de dezembro (Figura 5).

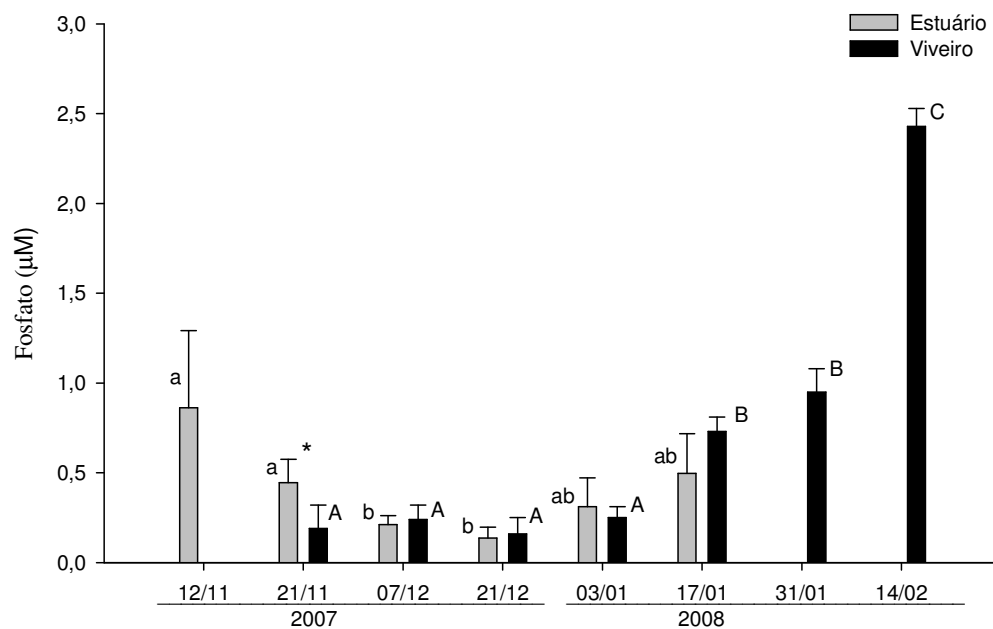


Figura 4. Concentração de fosfato (μM) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.

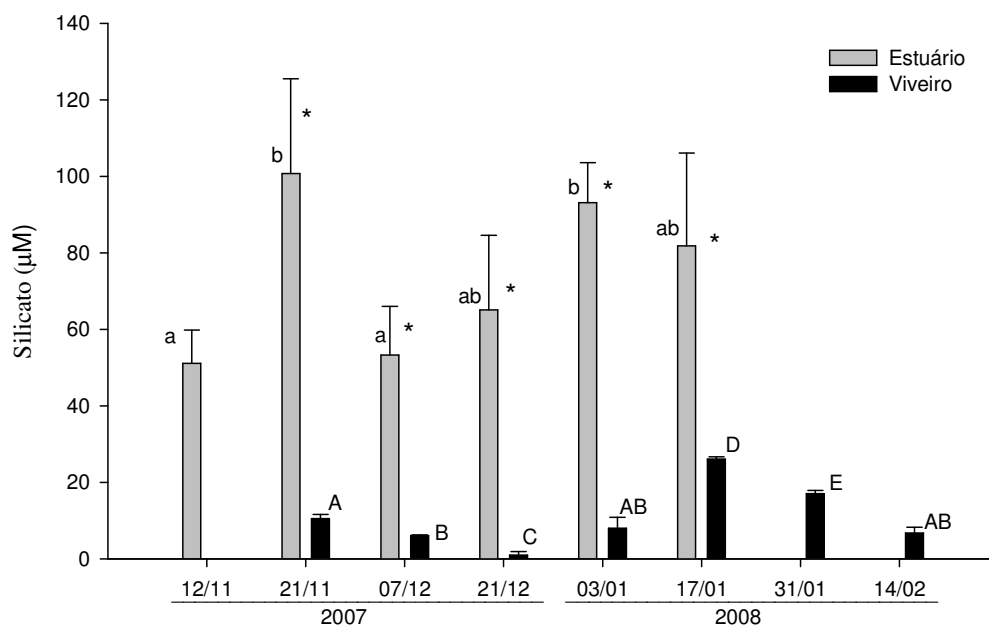


Figura 5. Concentração de silicato (μM) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro ao longo do tempo, respectivamente.

Os valores de clorofila *a* total no estuário da Lagoa dos Patos ($7,84 \mu\text{g L}^{-1}$ – $32,85 \mu\text{g L}^{-1}$; média $20,45 \mu\text{g L}^{-1}$) diminuíram do começo para o fim do estudo (Figura 6A), concomitantemente com uma mudança significativa nas classes de tamanho. Em novembro, a clorofila *a* $<1 \mu\text{m}$ predominou no estuário, mas entre dezembro e janeiro foi substituída pela fração de clorofila *a* correspondente ao nano e microplâncton ($1-20 \mu\text{m}$; $>20 \mu\text{m}$). Apesar dos altos valores de clorofila *a* no estuário, o nível de clorofila *a* no começo do estudo no viveiro, foi relativamente baixo ($5-15 \mu\text{g L}^{-1}$), mas foi seguido de um aumento significativo da fração de clorofila *a* $<1 \mu\text{m}$, responsável pelos altos valores de clorofila *a* total de $20-30 \mu\text{g L}^{-1}$ no viveiro no final do estudo (Figura 6B).

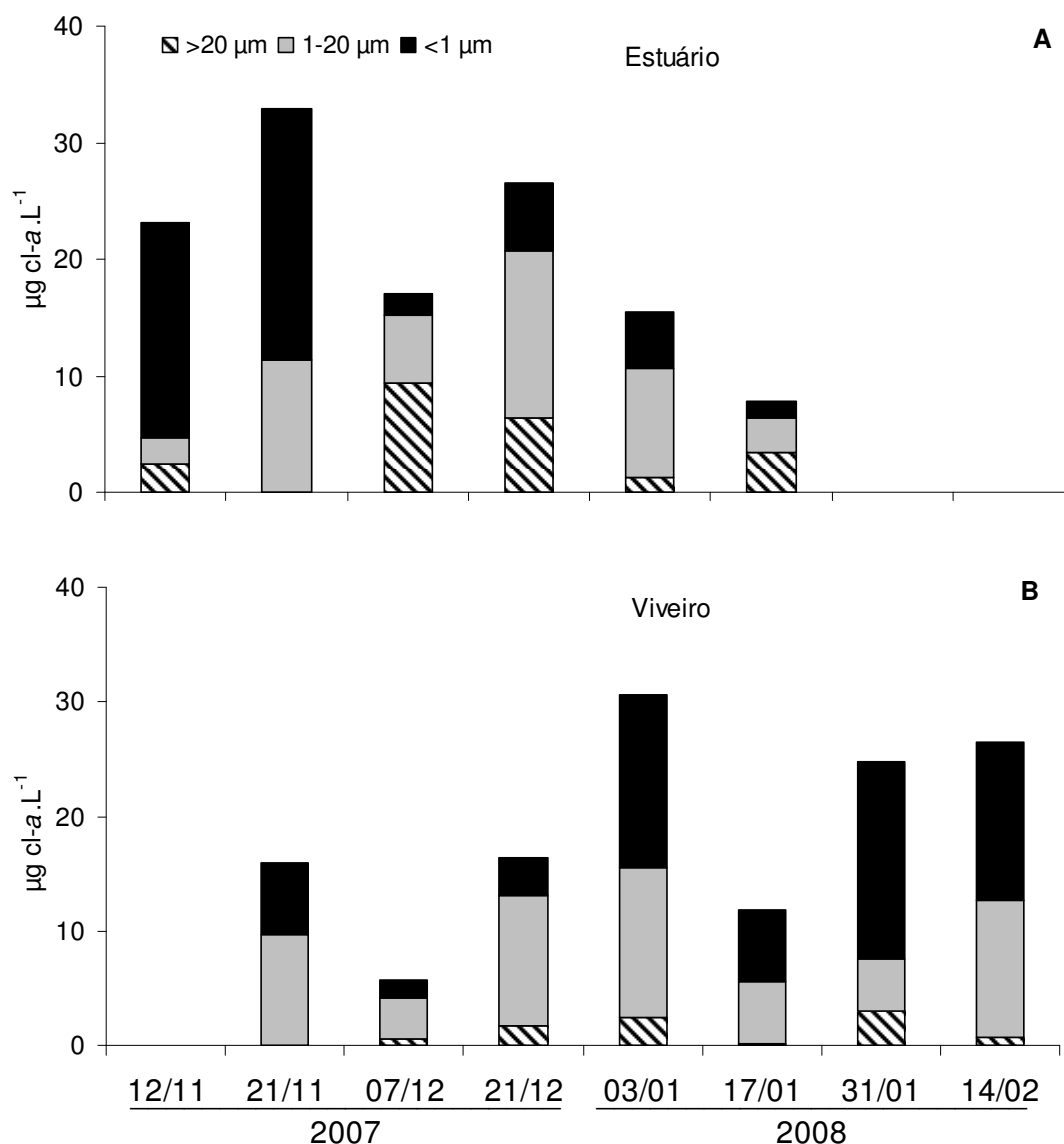


Figura 6. Valores de clorofila *a* fracionada (>20 µm; 1-20 µm; <1 µm) (µg chl-*a* L⁻¹) no estuário da Lagoa dos Patos (A) e no viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção (verão de novembro/2007 a fevereiro/2008).

A densidade do fitoplâncton no estuário esteve geralmente perto de 2×10^6 células L⁻¹, exceto no final de dezembro e começo de janeiro (5×10^6 - 1×10^7 células L⁻¹) (Figura 7A). Pequenas células cocóides e flageladas (2-15 µm) e diatomáceas, principalmente espécies de *Skeletonema* predominaram, com freqüências médias de 62% e 36%, respectivamente (Figura 8A). As pequenas células cocóides e flageladas (2-

15 μm) apresentaram densidade máxima de 10^7 células L^{-1} em 21 de dezembro (Figura 9A). *Skeletonema costatum* foi a diatomácea dominante em todas as amostras, com densidade mínima (122×10^3 células L^{-1}) e máxima ($1,7 \times 10^6$ células L^{-1}) observadas em 12 de novembro de 2007 e 7 de dezembro de 2007, respectivamente (Figura 9B). Outras diatomáceas (*Bacillaria*, *Lioloma*, *Navicula*) ocorreram em baixa densidade, enquanto uma diatomácea penada não identificada do nanoplâncton ($20 \times 3 \mu\text{m}$) apresentou alta densidade (4×10^6 células L^{-1}) no estuário nas amostras obtidas no final do experimento.

No viveiro, a densidade do fitoplâncton foi baixa (1×10^5 células L^{-1}) até o dia 7 de dezembro. Após, houve um aumento significativo, com um pico de densidade sendo alcançado em 3 de janeiro (1×10^9 células L^{-1}), seguido por uma redução em 17 de janeiro (10×10^5 células L^{-1}) e um aumento gradual até o final do estudo (Figura 7A). Pequenas células cocóides e flageladas (2-15 μm) foram os organismos mais abundantes (média de 68% ao longo do tempo) (Figura 10A). Com relação as diatomáceas, *S. costatum* não foi observada no viveiro, enquanto a mesma pequena diatomácea penada não identificada ($20 \times 3 \mu\text{m}$) observada no estuário, ocorreu em alta densidade (7.10^6 células L^{-1}) em 3 de janeiro, decaindo drasticamente após esta data (Figura 11). Outras diatomáceas penadas (*Navicula*, *Amphora* e *Nitzschia*) e cêntricas (*Thalassiosira*) foram observadas em baixa densidade.

Os valores de biovolume do fitoplâncton no estuário foram maiores do que no viveiro até 21 de dezembro e após, esta tendência mudou (Figura 7B). Os altos valores de biovolume observados no estuário no período inicial foram influenciados pela contribuição de diatomáceas (Figura 8B) com a dominância de *Skeletonema* spp. No viveiro, as diatomáceas estiveram presentes até 21 de dezembro mas após foram substituídas por flagelados e cocóides (Figura 10B). No período inicial, pequenos

flagelados apresentaram uma importante contribuição, os quais foram substituídos por flagelados maiores ($>15 \mu\text{m}$) durante o último mês, correspondendo a 40% e 60% da densidade total do fitoplâncton e biovolume, respectivamente (Figura 10A, 10B).

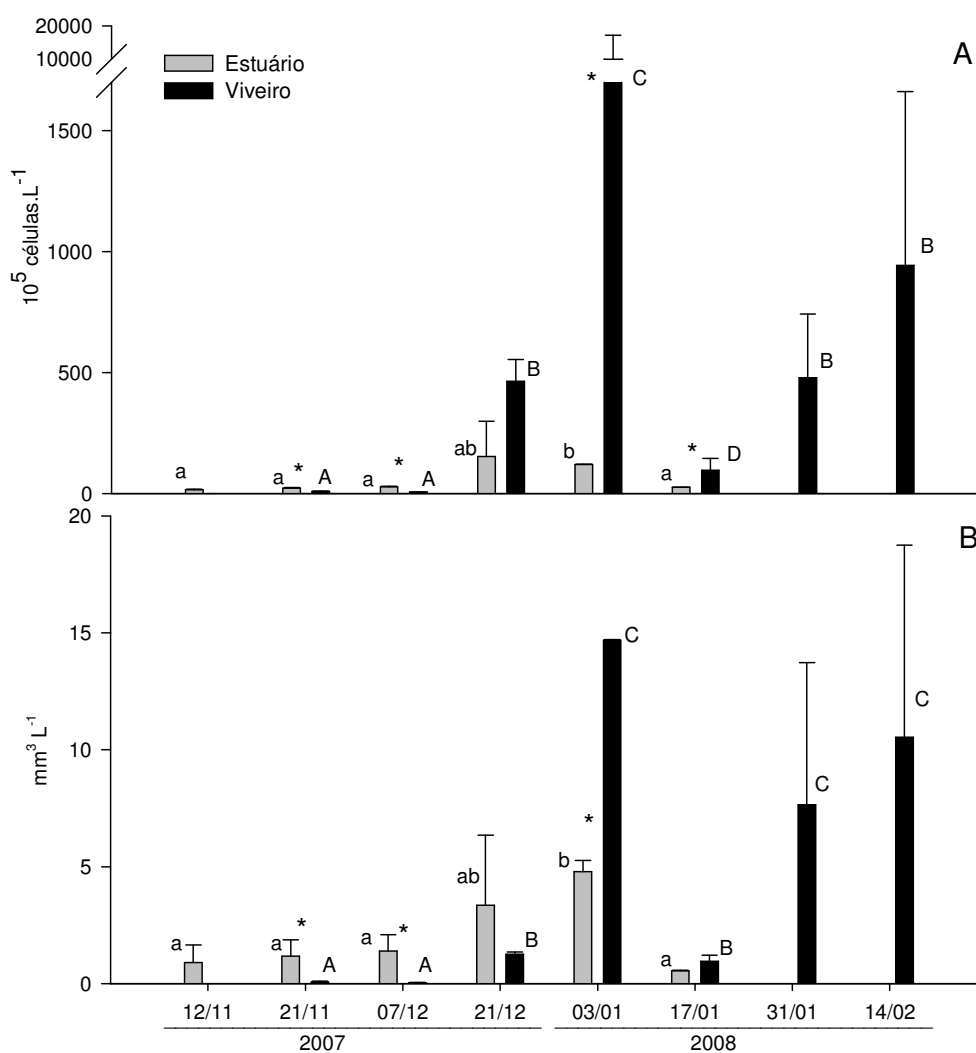


Figura 7. Densidade do fitoplâncton ($10^5 \text{ células L}^{-1}$) (A) e biovolume ($\text{mm}^3 \text{ L}^{-1}$) (B) no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro ao longo do tempo, respectivamente.

Cianobactérias $<1 \mu\text{m}$ foram encontradas em baixa densidade no estuário (máximo $2,8 \times 10^4 \text{ células mL}^{-1}$) quando comparadas ao viveiro onde sua abundância

aumentou entre 21 de dezembro ($3,2 \times 10^3$ células mL^{-1}) e 17 de janeiro ($2,2 \times 10^5$ células mL^{-1}) e mantiveram-se altas (10^5 células mL^{-1}) até o fim do estudo (Figura 12).

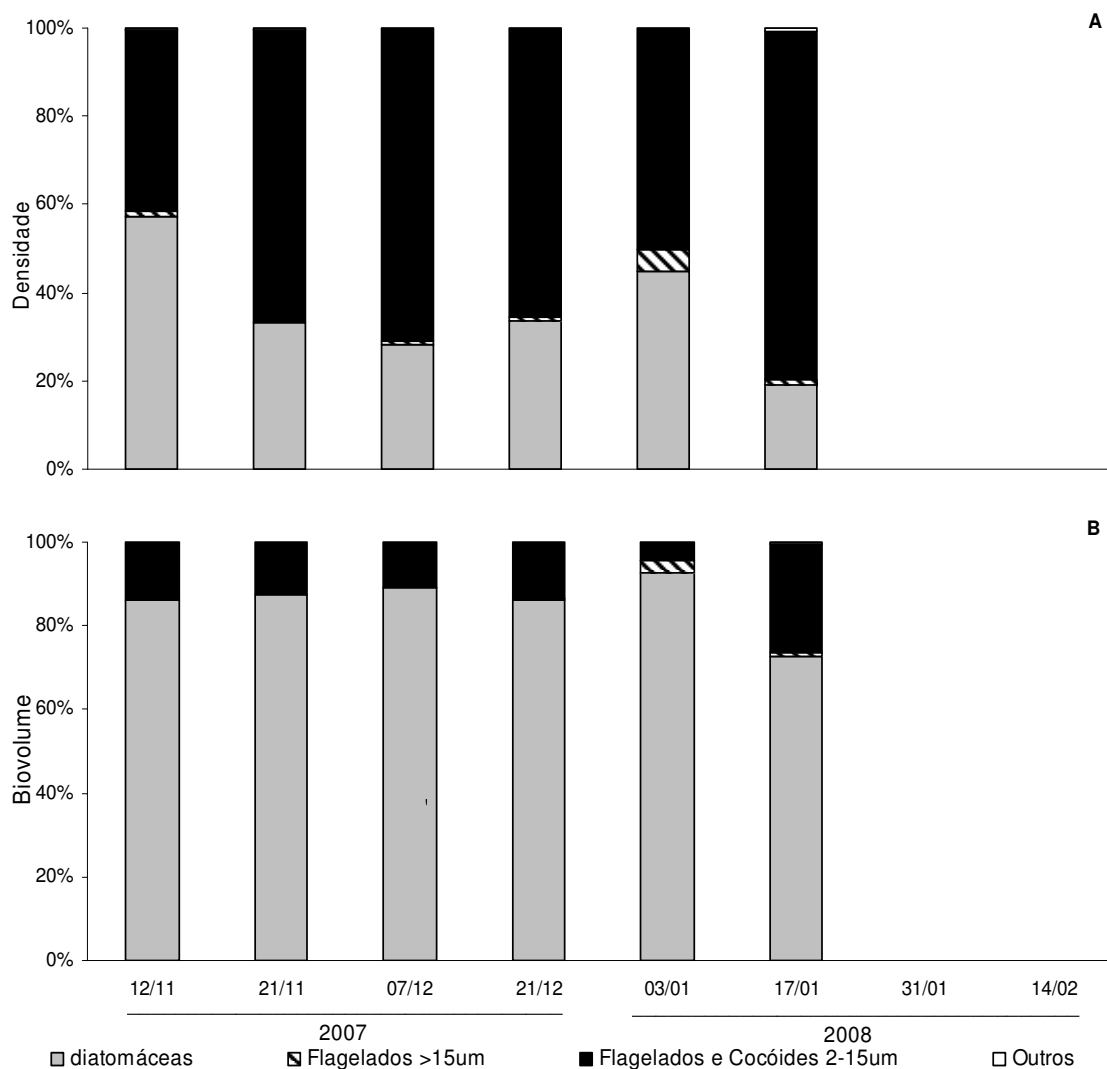


Figura 8. Contribuição (%) dos principais grupos de fitoplâncton em densidade (A) e biovolume (B) no estuário da Lagoa dos Patos durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). As classes de tamanho foram determinadas pela distância do maior comprimento.

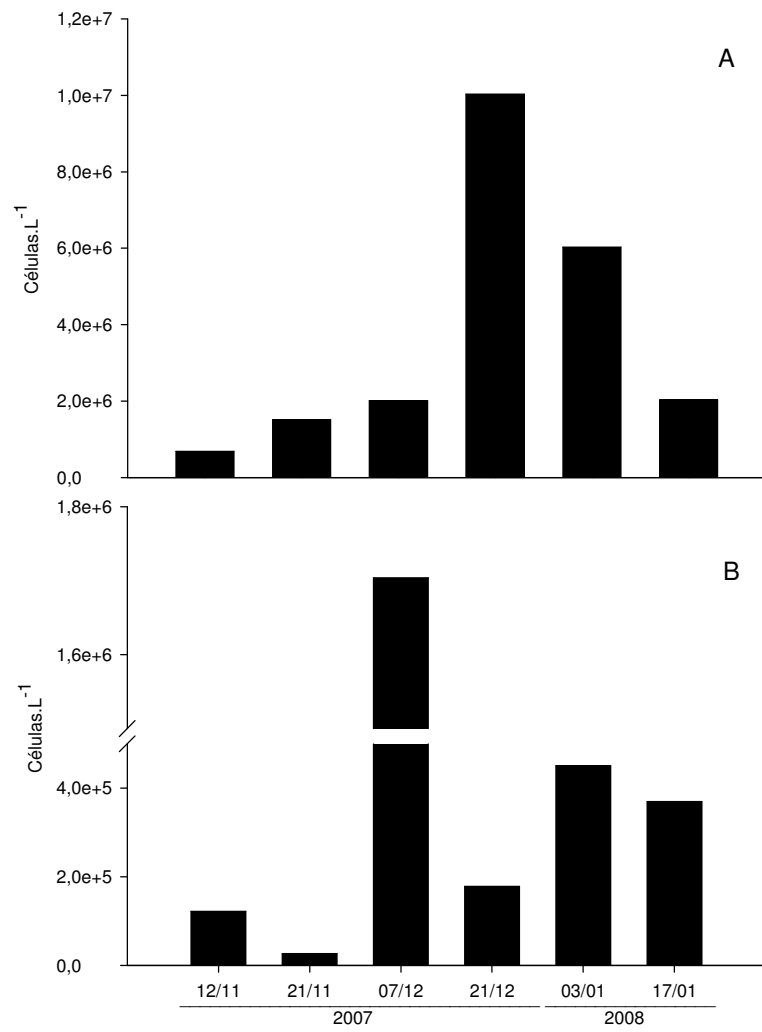


Figura 9. Densidade de células cocóides (A) e *Skeletonema* (B) no estuário da Lagoa dos Patos durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008).

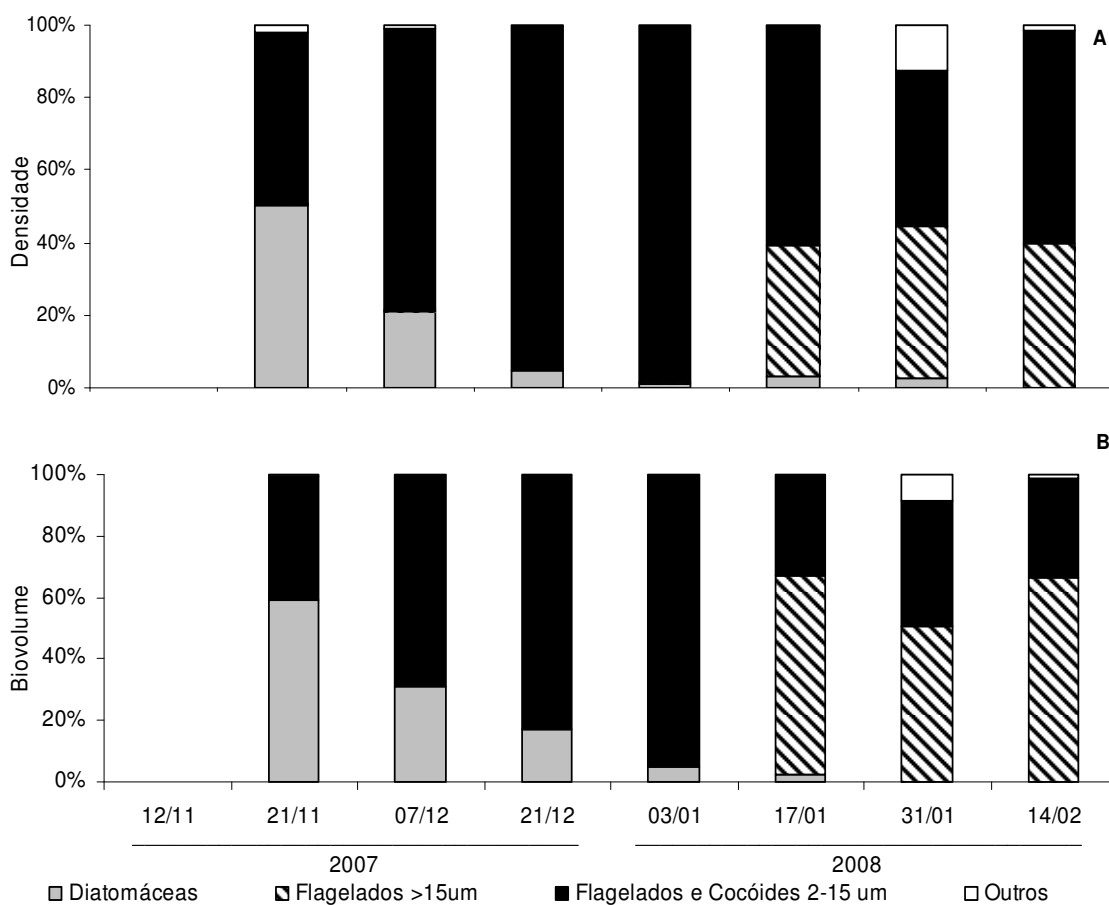


Figura 10. Contribuição (%) dos principais grupos do fitoplâncton em densidade (A) e biovolume (B) no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). As classes de tamanho foram determinadas pela distância do maior comprimento.

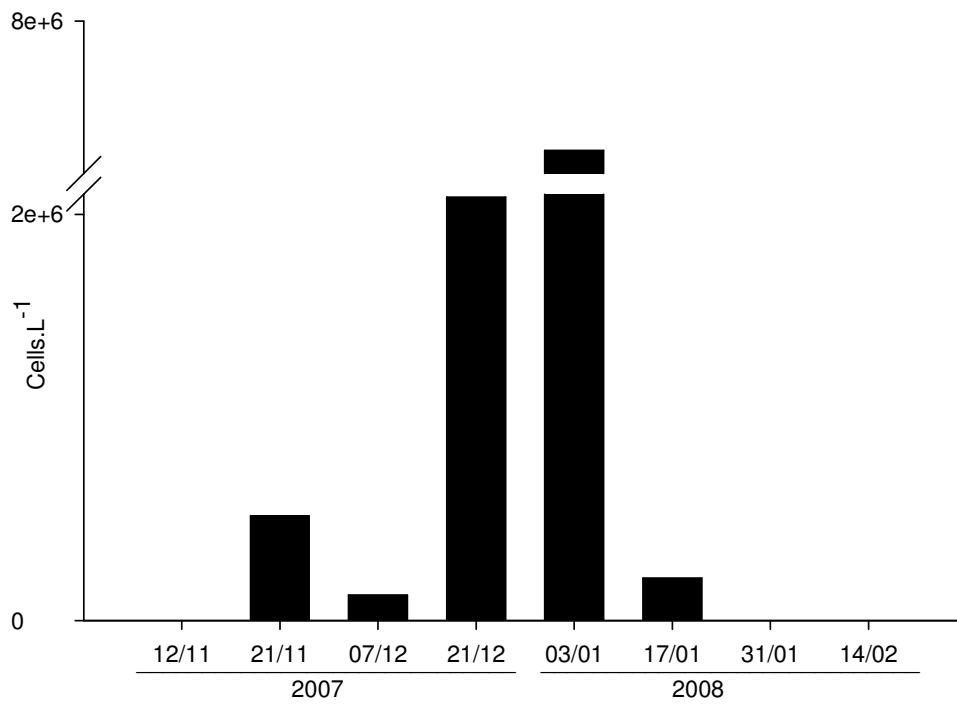


Figura 11. Densidade celular no viveiro de pequena diatomácea não identificada durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008).

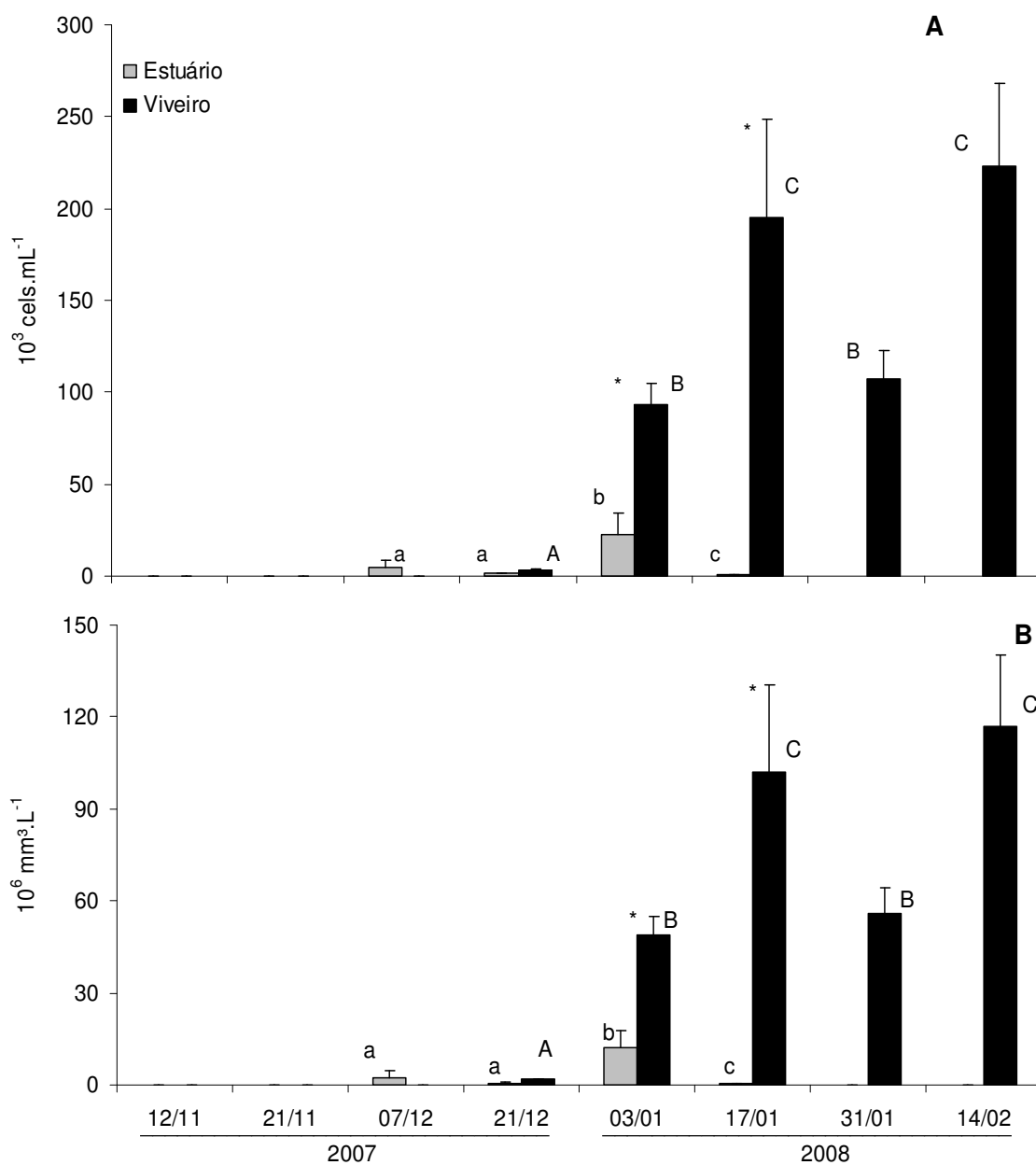


Figura 12. Densidade (10^3 células mL^{-1}) (A) e biovolume (10^6 $\text{mm}^3 \text{ L}^{-1}$) (B) de cianobactérias $<1 \mu\text{m}$ no estuário da Lagoa dos Patos e no viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.

A densidade do protozooplâncton no estuário foi menor (< 5.000 células L^{-1}) do que de diatomáceas e pequenos flagelados e células cocóides. Os dinoflagelados *Gyrodinium* spp. foram observados em baixa densidade (máximo 2.350 células L^{-1}) no

estuário após 7 de dezembro e os ciliados oligotriquídeos (*Strombidium*; *Strobilidium*) alcançaram densidade máxima (23.000 células L⁻¹) em 17 de janeiro (Figura 13A).

As mesmas espécies de protozooplâncton presentes no estuário foram observadas no viveiro, onde *Strombidium* e *Strobilidium* também eram os ciliados mais abundantes. Entretanto, a sua densidade máxima (31 de janeiro, 3x10⁶ células L⁻¹) foi três ordens de grandeza maior do que observado no estuário (Figura 13B). O dinoflagelado heterotrófico *Gyrodinium* spp. também ocorreu em densidades mais elevadas no viveiro do que em águas estuarinas, com picos de próximos de 10⁶ células L⁻¹ em 31 de janeiro e 14 de fevereiro.

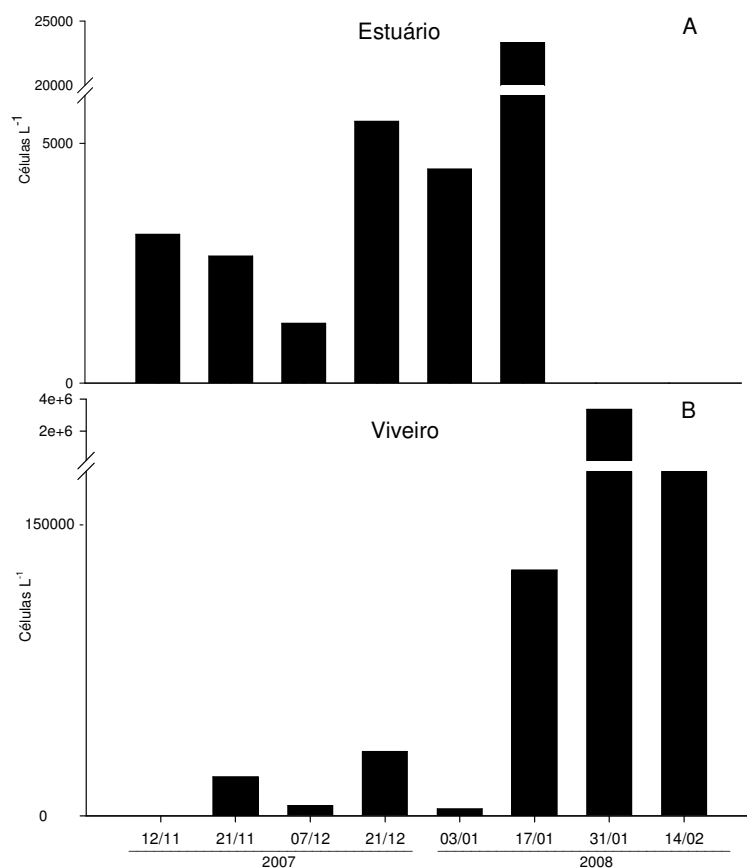


Figura 13. Densidade de ciliados (células L⁻¹) no estuário Lagoa dos Patos (A) e viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008).

O zooplâncton no estuário foi em sua maioria composto por copépodes Calanoida: *Notodiaptomus incompositus* foi abundante no início e *Acartia tonsa* no período final do estudo. *Pseudodiaptomus richardi* ocorreu em baixa densidade em muitas amostras, bem como os copépodes Cyclopoida *Acanthocyclops robustus* e *Microcyclops furcatus*. Os valores de densidade de copépodes no estuário foram sempre menores de 20 org L⁻¹, exceto em 3 de janeiro (63 org L⁻¹) quando *A. tonsa* dominou (Figura 14A). Os cladóceros ocorreram no estuário nas duas primeiras amostragens (1 org L⁻¹ em média), sendo o principal organismo *Moina micrura* (>90% de todos os cladóceros), seguido de *Bosmina longirostris* e *Diaphanosoma fluviatilis*. Os náuplios e cipris de cirripédios e as larvas de poliquetas bênticos também estavam presentes no zooplâncton estuarino.

No viveiro, os copépodes também dominaram ao longo do tempo, especialmente adultos e copepoditos de *A. tonsa* em todas as amostras (87% do zooplâncton total) e mais abundantes (238 organismos L⁻¹) em 07 de dezembro; em janeiro até o fim do estudo, esta espécie apresentou uma redução significativa (≤ 10 organismos L⁻¹) (Figura 14B). Outros copépodes observados no estuário também estiveram presentes no viveiro em baixa densidade, correspondendo a 4% da densidade total do zooplâncton. Cladóceros não foram observados em nenhuma amostra do viveiro, mas náuplios de cirripédios e larvas de poliquetas bênticos estiveram presentes, com densidade média de 4 organismos L⁻¹.

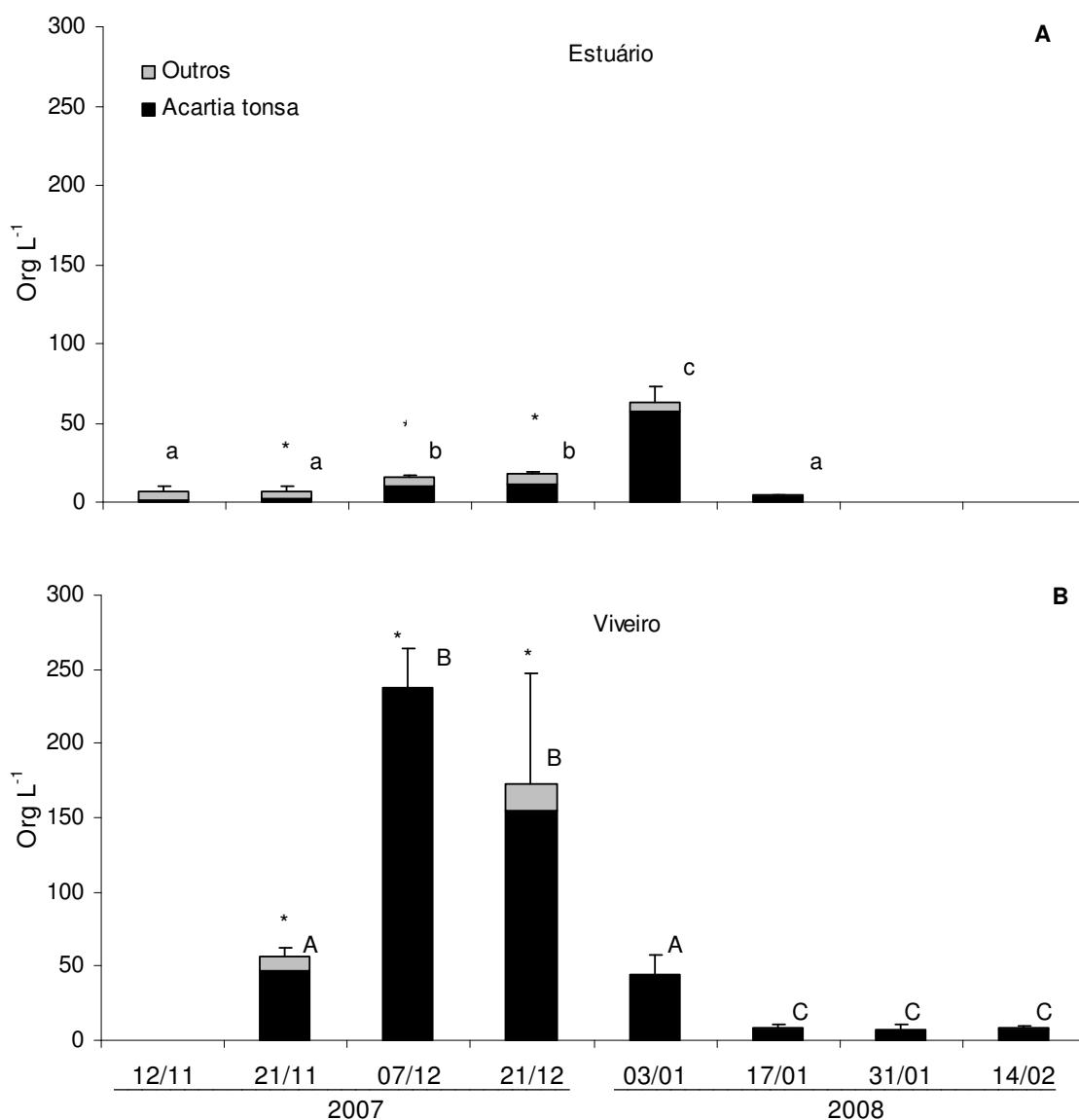


Figura 14. Densidade do zooplâncton (org L^{-1}) no estuário da Lagoa dos Patos (A) e viveiro de camarões (B) durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.

Nos experimentos de laboratório, a taxa de sobrevivência de *Acartia tonsa* aclimatada em salinidade 15 foi alta ($>85\%$), entretanto, diferenças significativas foram observadas entre os tratamentos (Figura 15A). A água mineral (AM) registrou a maior taxa média de sobrevivência após 24 horas ($97\pm 3\%$), mas estatisticamente similar a água destilada (AD) ($93\pm 6\%$). Valores de sobrevivência significativamente baixos

foram observados nos tratamentos água do abastecimento com aeração (AA) (85%) e água do abastecimento com aeração e tiosulfato (AAT) (84%) quando comparados a AM, mas sem diferenças estatísticas para AD.

A produção de ovos de *Acartia tonsa* foi um pouco maior no tratamento AD (38 ± 1 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹) do que em AM (34 ± 1 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹), entretanto sem diferença significativa ($p < 0,05$). Em AA a produção de ovos apresentou valores intermediários (26 ± 8 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹) sem diferença significativa com AM, devido ao alto desvio apresentado por AA (Figura 15B). Em AAT foi observada a menor produção de ovos (20 ± 3 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹).

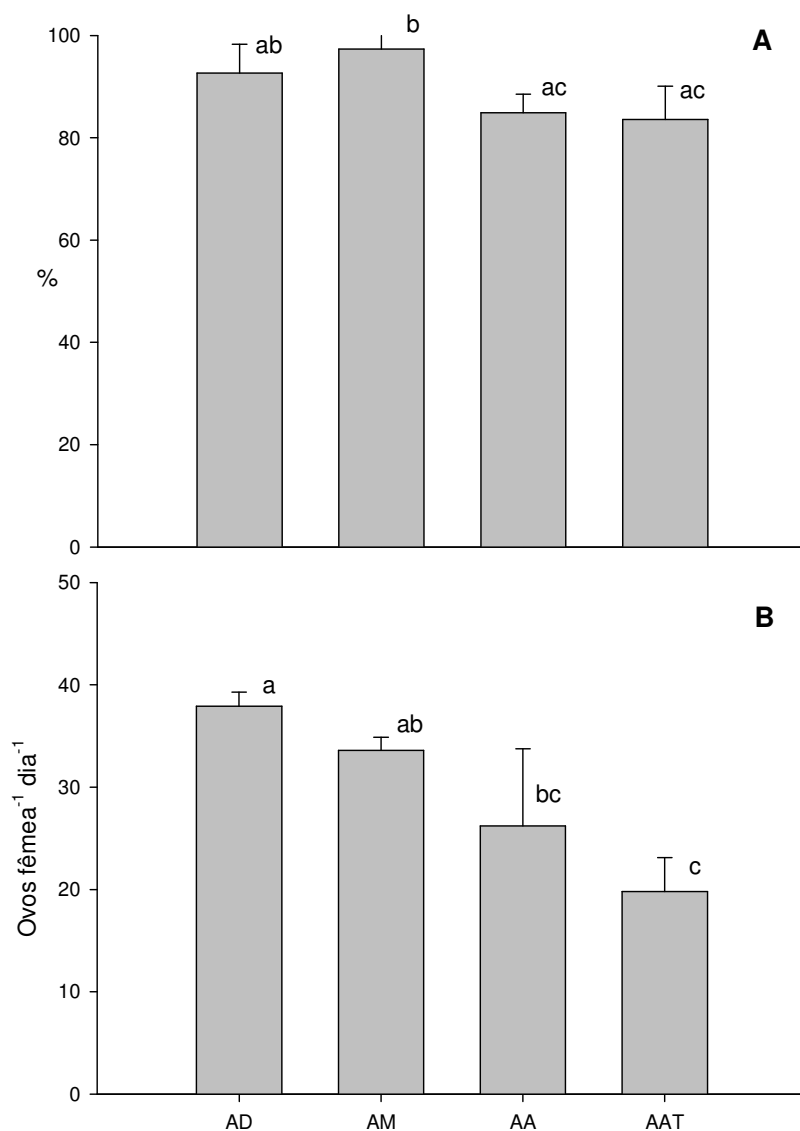


Figura 15. Percentual de sobrevivência (A) e taxa de produção de ovos (B) de *Acartia tonsa* nas águas testadas para diluição, água destilada (AD), água mineral (AM), água da rede de abastecimento aerada (AA) e água da rede de abastecimento aerada com adição de Tiosulfato de sódio (AAT). Letras diferentes indicam diferenças significativas ($p < 0,05$).

Quando *Acartia tonsa* foi alimentada com água dos ambientes estudados, a sua produção de ovos máxima foi similar no estuário e no viveiro (média de 24 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹), apesar da variação observada. Não foram produzidos ovos no primeiro

experimento com água do estuário; com água do viveiro a produção de ovos mínima foi de 6 ± 1 ovos fêmea⁻¹ dia⁻¹ em 31 de janeiro (Figura 16).

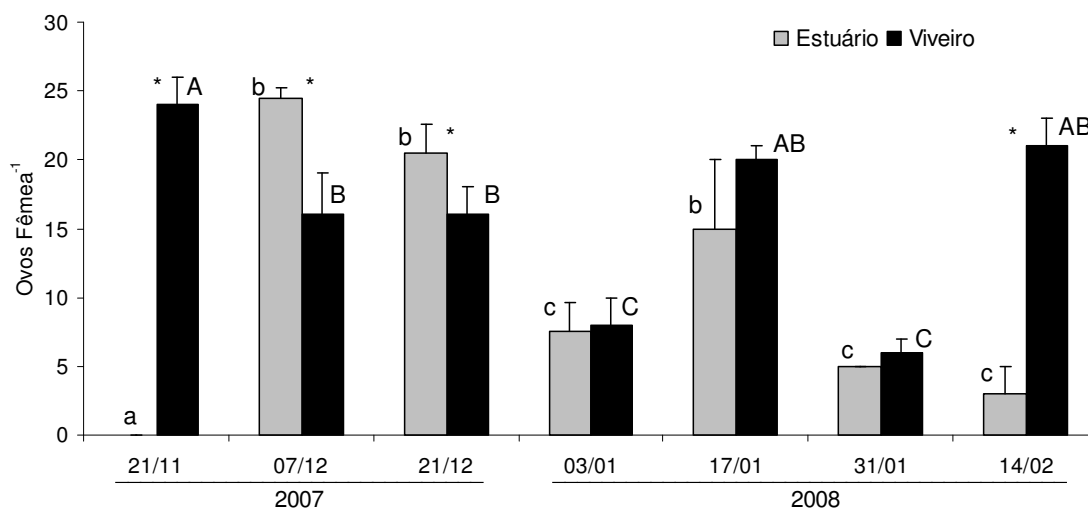


Figura 16. Produção de ovos de *Acartia tonsa* em experimento com água do estuário da Lagoa dos Patos e do viveiro de camarões durante o ciclo de produção de verão (novembro/2007 a fevereiro/2008). * indica diferenças entre o estuário e o viveiro, letras minúsculas e maiúsculas indicam diferenças significativas no estuário e no viveiro, respectivamente.

Quando da utilização de água do estuário, o resultado da taxa de produção de ovos indica que a salinidade foi o principal fator controlador ($EP = -0,482 + (1,048 * \text{Salinidade})$, $R^2 0,842$). A produção de ovos a partir de valores de salinidade e clorofila a total não alterou o valor de R ($EP = 0,753 + (1,028 * \text{Salinidade}) - (0,0486 * \text{Clorofila total})$, $R^2 0,845$, Figure 17A) corroborando a idéia de controle da produção pela salinidade. Quando foram utilizados os dados de produção de ovos com água do viveiro, não foi obtida relação significativa entre a produção de ovos, salinidade e clorofila (Figura 17B). Juntando-se os dados dos dois ambientes em uma regressão linear múltipla, utilizando salinidade e clorofila, obteve-se a equação ($EP = 7,606 + (0,806 * \text{Salinidade}) - (0,208 * \text{Clorofila total})$) para a estimativa da produção diária de

ovos das fêmeas de *A. tonsa*, entretanto com R^2 menor ($R^2 = 0,557$) do que o obtido para a água do estuário (Figura 17C).

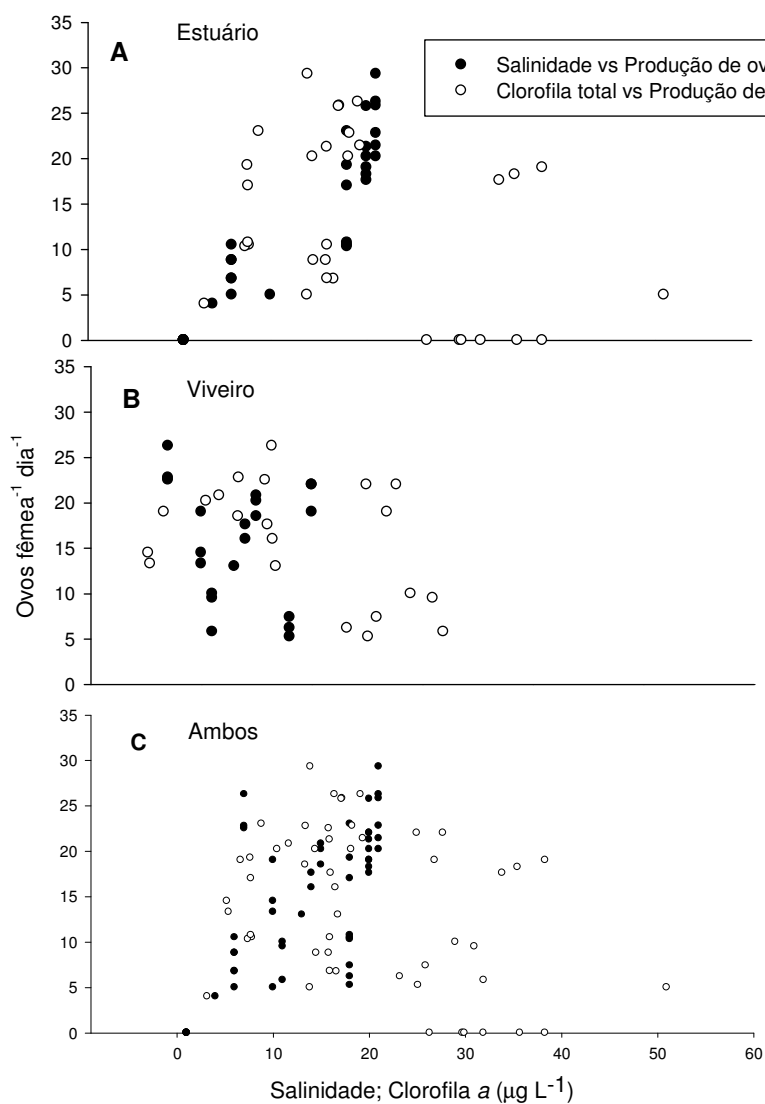


Figura 17. Dispersão múltipla da produção de ovos de *A. tonsa* (ovos fêmeas⁻¹ dia⁻¹) vs salinidade e clorofila total (µg L⁻¹) utilizando dados do estuário da Lagoa dos Patos (A), viveiro (B) e ambos, estuário e viveiro (C).

DISCUSSÃO

As diferenças nos níveis de clorofila *a* e outras variáveis medidas entre o viveiro de camarões e o estuário da Lagoa dos Patos podem estar relacionadas a (1) diferenças no padrão de circulação destes dois locais, (2) disponibilidade de nutrientes dissolvidos

e (3) controle pelo zooplâncton (microzooplâncton e metazooplâncton). As grandes flutuações de salinidade observadas no estuário durante a primeira metade de novembro indicam que a troca de água foi importante neste ambiente, e desempenha um papel relevante na determinação de diferenças entre o estuário e o viveiro. A circulação estuarina em períodos de verão é controlada principalmente pelos ventos de nordeste que geram um fluxo de saída em todas as profundidades, reduzindo a salinidade (Castelao & Möller 2006). Quando os ventos reduzem sua intensidade, a intrusão de água salgada pelas camadas mais profundas eleva a salinidade no estuário.

O bombeamento de água do estuário para o viveiro ocorre somente durante o dia, enquanto durante a noite o canal é preenchido naturalmente com água, isto leva a uma redução na entrada de material em suspensão. De fato, no primeiro dia de amostragem (21 de novembro) a quantidade de material em suspensão e de silicato foi aproximadamente oito vezes menor no viveiro quando comparada ao estuário. O silicato não é introduzido através das fertilizações ou pela ração dos camarões e a sua redução significativa no viveiro no início do estudo possivelmente está associado a sua adsorção ao material em suspensão, e o aumento observado em janeiro pode estar associado com a sua liberação devido ao aumento de salinidade (Liss 1976). Se todo silicato inorgânico dissolvido proveniente do estuário introduzido no viveiro durante o preenchimento do viveiro ($\sim 75 \mu\text{M}$) fosse absorvido pelo fitoplâncton, valores de clorofila *a* entre 50 e 60 $\mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$ seria esperados no começo do estudo (21 de novembro), de acordo com a relação atômica C:N:Si:P de 106:16:15:1 (Redfield *et al.* 1963) e com uma relação Clorofila:Carbono de 0,4. As baixas concentrações de clorofila *a* no viveiro em comparação ao estuário no começo do estudo resultam principalmente da redução da clorofila *a* $< 1 \mu\text{m}$, fração importante aderida ao material em suspensão (Abreu *et al.*

1992). Então, podemos concluir que a técnica de bombeamento de água utilizada exerceu uma grande influência na concentração inicial no viveiro, de material em suspensão, silicato adsorvido e clorofila *a*.

A concentração de amônia no viveiro dobrou em 21 de novembro em comparação com a observada no estuário. A regeneração bêmica representa uma importante entrada de amônia em viveiros (Burford & Lorenzen 2004) bem como na coluna de água no estuário da Lagoa dos Patos (Niencheski & Jahnke 2002), especialmente no primeiro mês de cultivo, quando os restos de vegetação do viveiro ainda estão em decomposição,. Até 21 de dezembro, um aumento de 4 vezes nos valores de nitrato+nitrito coincidiu com as fertilizações regulares, levando a um excesso de nitrogênio e baixo fosfato na água do viveiro (relação atômica N:P ~150). Mais tarde, os níveis de fosfato e nitrogênio se inverteram, com o aumento de fosfato e do material em suspensão até o fim do estudo (14 de fevereiro). O aumento de material em suspensão ao longo do tempo está provavelmente associado com a produção dos camarões (Martin *et al.* 1998), a quantidade de ração e o crescimento do fitoplâncton estimulado pela remobilização de nutrientes (Trott & Alongi 2000). A regeneração natural também influencia a concentração de fosfato nas águas do viveiro, e o aumento de salinidade favorece a liberação do fósforo adsorvido (Liss 1976).

As tendências opostas entre os valores de clorofila *a* e a densidade de zooplâncton durante o período inicial do estudo (7 de dezembro a 3 de janeiro) sugere uma forte relação entre esses organismos. A concentração de clorofila *a* ($16 \mu\text{g L}^{-1}$) foi menor do que a metade do valor esperado ($40 \mu\text{g L}^{-1}$) de acordo com a taxa C:N:P de Redfield *et al.* (1963), e considerando o total de nutrientes nitrogenados introduzidos no viveiro através das fertilizações (N $133,75 \mu\text{M}$). A densidade do zooplâncton aumentou

entre 21 de novembro e 7 de dezembro, com *A. tonsa* sendo o organismo mais abundante e que se alimenta preferencialmente de células de tamanho entre 5-20 μm (Stottrup & Jensen 1990). O decréscimo significativo nos valores de clorofila *a* (frações 1-20 μm e <1 μm) em 7 de dezembro possivelmente reflete um pico de herbivoria dos copépodes. Utilizando uma ingestão estimada de 2,31 μg clorofila *a* organismo⁻¹ dia⁻¹ (Tester & Turner 1988), a remoção do zooplâncton (*A. tonsa* em sua maioria) por herbivoria seria de aproximadamente 14 $\mu\text{g L}^{-1}$ dia⁻¹ clorofila *a*.

A alta densidade de *A. tonsa* no viveiro está provavelmente relacionada ao aumento gradual da salinidade, permitindo o seu crescimento e reprodução mais rápido que de outros copépodes presentes no viveiro. A reprodução contínua de *A. tonsa* em salinidade maior de 5 (Muelbert *et al.* 2010) e sua característica reprodutiva de liberar os ovos na coluna de água, enquanto outros copépodes estuarinos como *N. incompositus* carregam seus ovos liberando os náuplios mais lentamente, certamente contribuíram para o sucesso da primeira espécie. A ausência de cladóceros é explicada pelos valores de salinidade, uma vez que as espécies presentes no estuário próxima a fazenda eram originárias de água doce (Montú *et al.* 1997).

Os baixos valores de nitrato+nitrito observados em janeiro e fevereiro após as fertilizações, coincidindo com o aumento no teor de clorofila *a*, indicam a importância da absorção pelo fitoplâncton. Em viveiros de cultivo, 56-71% do nitrogênio e 51% do fósforo é introduzido através da ração (Funge-Smith & Briggs 1998; Páez-Osuna *et al.* 1999), estimulando o crescimento das microalgas e do zooplâncton. Em nosso estudo, o drástico declínio do zooplâncton (96%) observado em janeiro até o final pode ser explicado pelo controle *top-down* exercido pelos camarões em fase juvenil no viveiro, já que o copépode dominante *A. tonsa* sendo eurihalino (Montú *et al.* 1997), não seria

afetado pelas alterações de salinidade no viveiro. Em estudos prévios Martinez-Cordova *et al.* (1997) e Cardozo *et al.* (2007) demonstraram que a densidade do zooplâncton foi reduzida em até 50% após a introdução das pós-larvas de camarões nos viveiros de engorda. Aparentemente no presente estudo, a pressão de predação dos camarões sobre o zooplâncton favoreceu o crescimento de flagelados >15 µm após 17 de janeiro, quando *A. tonsa* teve sua densidade reduzida, reduzindo também a pressão de predação sobre estes flagelados.

Em janeiro e fevereiro, os altos valores de clorofila *a* <1 µm coincidiram com o aumento da densidade de cianobactérias <1 µm no viveiro. Durante estes meses, as baixas concentrações de nitrogênio inorgânico dissolvido provavelmente reduziram o crescimento de células fitoplanctônicas maiores e favoreceram o crescimento de organismos de menor tamanho (Ning *et al.* 2000). A redução na luz e o aumento do material em suspensão também podem estimular um aumento do picoplâncton (Burford 1997). No estuário, os valores de clorofila *a* e a densidade do zooplâncton foram similares aos observados previamente em outras áreas rasas do estuário da Lagoa dos Patos (Abreu *et al.* 2010; Montú *et al.* 1997). Observamos uma grande dominância de diatomáceas em termos de densidade celular e principalmente biovolume, contribuindo para clorofila *a* do microplâncton e nanoplâncton. O aumento nos valores de clorofila *a* do microplâncton durante a primavera e verão pode ser relacionado a salinidade, a disponibilidade de nutrientes e ao crescimento de espécies como *Skeletonema*, como observado em anos anteriores (Abreu *et al.* 2010, Bergesch & Odebrecht 1997, Bergesch *et al.* 2009).

Em nosso estudo a baixa produção de ovos de *A. tonsa* coincidiu com valores baixos de salinidade, mesmo com disponibilidade de alimento na água. O controle da

produção de ovos pela salinidade é maior no estuário, pois os organismos mais abundantes no fitoplâncton foram diatomáceas formadoras de cadeias (*S. costatum*) e pequenos flagelados, que não são predados com eficiência por *A. tonsa* (Stottrup & Jensen 1990). Mesmo se considerando a predação sobre ciliados em águas estuarinas, a salinidade parece ser o principal controlador da produção de ovos de copépodes, em especial *A. tonsa* (Muelbert *et al.* 2010).

Se em águas estuarinas a salinidade aparece como principal controlador da produção de ovos de *A. tonsa*, no viveiro isto não foi observado. Isto pode ser explicado pelo aumento gradual da salinidade ao longo do tempo, mantendo valores (7 a 21) que favoreceram a produção de ovos por *A. tonsa* (Muelbert *et al.* 2010). Neste caso, outro fator teria maior influência no controle da produção de ovos, como a disponibilidade de alimento, em especial a fração correspondente ao nanoplâncton. Entretanto, os resultados do presente estudo não corroboram esta idéia; a fração de nanoplâncton foi substituída em parte por ciliados que também podem fazer parte da dieta de *A. tonsa* (Umani *et al.* 2005) e que, em alguns momentos, apresentaram relação com a produção de ovos. Assim, a falta de correlação entre a produção de ovos e o teor de clorofila *a* na fração do nanoplâncton pode ser resultado de um processo de competição, uma vez que nos viveiros a presença de flagelados e ciliados maiores pode levar a uma redução na disponibilidade de alimento na fração preferida (5 - 20 μm) de *A. tonsa* (Stottrup & Jensen 1990).

Podemos concluir que, excetuando-se a temperatura, diferenças significativas foram observadas entre o viveiro e o estuário. A redução inicial no material em suspensão, fosfato e silicato no viveiro foi resultado do manejo da fazenda; o aumento de fosfato durante o período final do estudo é reflexo de sua regeneração e do aumento

de salinidade que libera fosfato na coluna de água, associado a maior quantidade de ração introduzida no período final de cultivo. Até o final de dezembro, a abundância celular do fitoplâncton e sua biomassa foram baixas no viveiro provavelmente devido a remoção pelo zooplâncton, enquanto em janeiro e fevereiro o drástico declínio do zooplâncton (96%) esteve provavelmente relacionado com o consumo dos mesmos pelos camarões juvenis. Durante este período, pequenos flagelados, células cocóides e cianobactérias <1 µm alcançaram altas densidades no viveiro, enquanto no estuário células maiores estiveram presentes em menor densidade. No estuário, as trocas de água resultaram em flutuações temporais de salinidade e provavelmente foram o principal controlador do plâncton, enquanto no viveiro os resultados sugerem que o controle *top-down* foi o fator que influenciou a comunidade planctônica, primeiro pela remoção do fitoplâncton pelo zooplâncton e mais tarde pela predação dos camarões sobre o zooplâncton, reduzindo a pressão de predação sobre o fitoplâncton. Também ficou claro que as variações de salinidade no estuário exercem uma grande influência na produção de ovos de *A. tonsa*, enquanto no viveiro não foi possível determinar o parâmetro que estaria influenciando a sua produção.

CAPÍTULO II

EFEITOS DA ÁGUA PROVENIENTE DE VIVEIROS DE CAMARÕES SOBRE O FITOPLÂNCTON: ESTUDO EM MICROCOSMOS

INTRODUÇÃO

O desenvolvimento da carcinocultura em diversos países ao longo dos últimos anos tem se tornado uma atividade economicamente muito importante, por gerar lucros em períodos curtos. Entretanto o desenvolvimento desta atividade tem gerado impactos negativos em áreas costeiras ao redor do mundo, especialmente em regiões de mangue e de marismas (Primavera 1997). O principal impacto do cultivo de camarões é gerado por efluentes provenientes dos viveiros que são liberados no ambiente adjacente as fazendas (Paéz-Osuna *et al.* 2003).

O efluente dos viveiros de camarões pode apresentar níveis elevados de matéria orgânica e baixos valores de oxigênio dissolvido (Marinho-Soriano *et al.* 2002). Grande parte da matéria orgânica em suspensão pode ser removida através da implantação de área de decantação, o que leva a sua recuperação parcial do efluente antes de ser

devolvido ao ambiente (Teichert-Coddington *et al.* 1999). Os efluentes oriundos dos cultivos de camarões também contém alta concentração de nutrientes dissolvidos, especialmente de nitrogênio e fósforo (Burford *et al.* 2003b), resultado dos restos da ração fornecida aos camarões e fertilizantes. Esta carga de nutrientes tem o potencial de eutrofizar as águas costeiras (Jackson *et al.* 2004). O aporte de efluentes da aquacultura em locais de baixa hidrodinâmica pode ultrapassar a capacidade de autodepuração do ambiente e acumular parte destes nutrientes no sedimento. A redução de oxigênio na água (Alongi *et al.* 1999a) e condições de anoxia no sedimento (Trott *et al.* 2004) alteram a estrutura da comunidade bentônica. O aumento na descarga de efluentes no período de despesca de camarões reduz o tempo de sua permanência na bacia de decantação, e gera uma maior entrada de material em suspensão e nutrientes no ambiente receptor. Regiões que apresentam circulação acentuada da água são menos afetadas quando comparadas com áreas mais rasas e de menor circulação (Páez-Osuna 2001).

No estuário da Lagoa dos Patos, grande parte dos empreendimentos relacionados ao cultivo de camarões está situada em áreas rasas, onde a principal forçante de circulação da água são os ventos, que induzem as trocas de água e reduzem o seu tempo de permanência, quando comparado as regiões mais profundas (Möller *et al.* 1996). A despesca do camarões é realizada no período final de verão, quando a água do estuário geralmente se encontra com nível baixo e mais salgada (Fernandes *et al.* 2005), potencialmente aumentando o impacto dos efluentes na área adjacente às fazendas. O presente trabalho teve como objetivo avaliar o efeito do efluente proveniente da despesca de um viveiro de cultivo de *Litopenaeus vannamei* nos teores de nutrientes inorgânicos dissolvidos, clorofila *a* e na taxa de produção primária, quando misturado

com águas de diferentes características, simulando um período de salinização e outro com menor salinidade.

MATERIAL E MÉTODOS

Delineamento experimental e coleta de dados abióticos

A fim de simular o efeito do efluente proveniente da despesca do camarões no ambiente adjacente, foram realizados dois experimentos em microcosmos na estação Marinha de Aquicultura da Universidade Federal do Rio Grande (EMA). Um teste preliminar foi realizado entre 27/11/2008 e 06/12/2008 para a definição das diluições a serem utilizadas nos experimentos, o tempo de duração e a periodicidade de amostragem. Foram testados tratamentos de 100% água do ambiente (T0), 75% água do ambiente-25% água do viveiro (T25); 50% água do ambiente-50% água do viveiro (T50); 25% água do ambiente-75% água do viveiro (T75) e 100% água do viveiro (T100) com três réplicas cada. Nos microcosmos dos tratamentos T75 e T100 houve uma rápida deterioração (menos de 5 dias) da água, devido especialmente ao aumento da amônia. Considerando que sempre existe uma maior diluição no ambiente do que 75% de efluente, estas diluições não foram testadas nos experimentos principais.

Os experimentos foram realizados em microcosmos nos períodos de 23 a 27 de março de 2009 (Despesca I) e 30 de março a 3 de abril de 2009 (Despesca II), utilizando-se sacos plásticos (60 litros) para autoclave, previamente lavados com água da rede de abastecimento (duas vezes) e água destilada (uma vez). Foram utilizados dois sacos para cada unidade a fim de evitar o rompimento e perda da amostra. Os sacos foram costurados a anéis de PVC (diâmetro 30 cm), os quais estavam presos a uma estrutura fixa que se mantinha flutuando na superfície do viveiro. Foi mantida uma

altura mínima de 15 cm entre o nível de água e a extremidade superior dos microcosmos para evitar a entrada de água do exterior por movimentos induzidos por ventos.

Os dois experimentos foram realizados com três diluições: T0, T25 e T50 e duração de cinco dias. O primeiro experimento, denominado “Despesca I”, foi realizado misturando-se a água de um viveiro de produção de camarões, com água proveniente da praia do Cassino, ambas com salinidade 35 ± 1 . O experimento denominado “Despesca II” foi realizado de forma idêntica, mas com água proveniente do Saco do Justino no estuário da Lagoa dos Patos, com salinidade 16. As coletas foram diárias para a análise do teor de clorofila *a* fracionada; nos primeiro (1º), terceiro (3º) e quinto (5º) dias para análise de nutrientes inorgânicos dissolvidos e nos primeiro (1º) e quarto (4º) dias para determinação da produção primária pelo método do oxigênio dissolvido. Medidas de temperatura (termômetro) e salinidade (refratômetro) foram realizadas diariamente pela manhã.

Medidas de produção primária

As medidas da produção primária foram realizadas pelo método do oxigênio dissolvido e técnica de Winkler (Strickland & Parsons 1972). As incubações da água foram realizadas no laboratório de Ecologia do Fitoplâncton e Microorganismos Marinhos onde a água de cada unidade experimental foi transferida para três frascos de DBO, um claro (medida de produção primária bruta), outro escuro (respiração) e um frasco que foi fixado imediatamente para a determinação do oxigênio dissolvido inicial. Os frascos claros e escuros foram mantidos em um aquário equipado com termostato (25 ± 1 °C) e iluminado por seis lâmpadas fluorescentes, obtendo-se iluminação de $350 \mu\text{W cm}^{-2}$. O período de incubação variou de 4 a 5 horas, seguido da titulação (Strickland & Parsons, 1972) para determinação da produção primária bruta e da respiração, sendo

posteriormente calculada a produção primária líquida e a produtividade por unidade de biomassa. Para estimar a produtividade por conteúdo de carbono, utilizou-se o valor médio da relação Clorofila *a*:Carbono de 0,04. Esta relação varia entre 0,01 e 0,05 (Cloern *et al.* 1995; Behrenfeld *et al.* 2005), de acordo com fatores como luz, nutrientes entre outros (Geider *et al.* 1997; Wang *et al.* 2009). Para este cálculo, os valores de clorofila foram transformados de $\mu\text{g cl-}a\text{ L}^{-1}$ para $\text{mg cl-}a\text{ L}^{-1}$, e transformados em mg C . Também foi calculada a produção primária bruta em $\text{mg C m}^{-3}\text{ h}^{-1}$ e por unidade de clorofila ($\text{mg C mg cl-}a^{-1}\text{ h}^{-1}$) (Strickland & Parsons, 1972) para fim de comparação com a bibliografia.

Análise de nutrientes

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Determinação de clorofila *a* total e frações

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Análise estatística

Para verificar a existência de diferenças nos tratamentos e entre os mesmos, foi utilizada análise de variância de duas vias (Zar 1999). Quando necessário para atender os preceitos de normalidade e homocedasticidade os dados foram transformados matematicamente.

RESULTADOS

Na tabela 1 são apresentados os valores médios da concentração dos nutrientes inorgânicos dissolvidos no viveiro do qual foi retirada a água para os dois experimentos no período de 23 de março a 03 de abril de 2009. Nitrato+nitrito apresentaram valores iniciais similares nos dois experimentos, enquanto os valores de amônia foram menores

em Despesca II (1,19 μM), de fosfato foi maior em Despesca II e silicato levemente menor em Despesca II.

Tabela 1. Concentração de nutrientes inorgânicos dissolvidos na água do viveiro de cultivo de camarões nos experimentos realizados nos dias 23 de março (Despesca I) e 30 de março (Despesca II) de 2009.

| | Nitrato+nitrito (μM) | Amônia (μM) | Fosfato (μM) | Silicato (μM) |
|-------------|-----------------------------------|--------------------------|---------------------------|----------------------------|
| Despesca I | 3,27 | 9,09 | 9,56 | 2,27 |
| Despesca II | 3,74 | 1,19 | 14,45 | 1,25 |

Os valores médios de temperatura, salinidade, nutrientes inorgânicos dissolvidos e clorofila *a* total e fração $< 20 \mu\text{m}$ estimados nos diferentes tratamentos de ambos os experimentos são apresentados na Tabela 2. Em Despesca I os valores médios de amônia observados foram menores que em Despesca II, a exceção do tratamento T0. Nitrato+nitrito apresentou valores próximos nos experimentos, menor valor em T50 e o maior em T25 em Despesca I e II, respectivamente. Fosfato, silicato e clorofila total e fração $< 20 \mu\text{m}$ apresentaram maiores valores médios em Despesca II.

Tabela 2. Valores médios (\pm desvio padrão) de temperatura ($^{\circ}\text{C}$), salinidade, amônia (μM), nitrato+nitrito (μM), fosfato (μM), silicato (μM), clorofila *a* total ($\mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) e clorofila *a* $< 20 \mu\text{m}$ ($\mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) nos tratamentos T0, T25 e T50 nos experimentos Despesca I (23 a 27 de março de 2009) e Despesca II (30 de março a 03 de abril de 2009).

| | Despesca I | | | Despesca II | | |
|---------------------------------|----------------|----------------|-----------------|-----------------|-----------------|----------------|
| | T0 | T25 | T50 | T0 | T25 | T50 |
| Temperatura | 24,4 \pm 3,6 | 24,2 \pm 2,5 | 24,0 \pm 1,9 | 23,6 \pm 2,9 | 23,2 \pm 1,7 | 23,5 \pm 2,2 |
| Salinidade | 35 | 34 | 34 | 16 | 20 | 24 |
| Amônia | 2,8 \pm 1,4 | 0,7 \pm 0,3 | 0,8 \pm 0,3 | 1,8 \pm 0,8 | 12,7 \pm 17,3 | 2,2 \pm 1,7 |
| Nitrato+nitrito | 7,3 \pm 0,8 | 5,0 \pm 0,6 | 3,9 \pm 0,5 | 6,0 \pm 1,3 | 12,4 \pm 3,1 | 6,4 \pm 1,7 |
| Fosfato | 1,1 \pm 0,4 | 0,5 \pm 0,1 | 0,8 \pm 0,3 | 6,8 \pm 2,4 | 4,9 \pm 1,7 | 2,8 \pm 1,3 |
| Silicato | 40,7 \pm 1,2 | 29,0 \pm 7,5 | 23,9 \pm 5,0 | 89,4 \pm 20,3 | 86,6 \pm 3,2 | 73,5 \pm 8,3 |
| Cl- <i>a</i> total | 7,3 \pm 8,1 | 28,8 \pm 7,5 | 47,4 \pm 21,4 | 37,4 \pm 10,2 | 51,3 \pm 15,9 | 44,4 \pm 8,7 |
| Cl- <i>a</i> $< 20 \mu\text{m}$ | 5,6 \pm 7,0 | 24,4 \pm 7,9 | 39,6 \pm 19,5 | 34,3 \pm 10,7 | 44,5 \pm 15,7 | 38,7 \pm |

Despesca I

A salinidade manteve-se praticamente constante ao longo do tempo em todos os tratamentos, com valor de 35 (T0) e 34 (T25; T50). A temperatura da água apresentou variações diárias com valores mínimos ($21,3 \pm 0,1$ °C) pela manhã e máximos ($27,4 \pm 1,2$ °C) no período da tarde em todos os tratamentos. O alto nível de amônia em T0 no dia 23 de março ($3,86 \pm 0,87$ μM), foi reduzido para em torno de $1,38$ μM no dia 27 de março, valor próximo ao encontrado desde o início ($0,77 \pm 0,17$ μM; $0,82 \pm 0,16$ μM) em T25 e T50 respectivamente (Figura 1A). Assim como para o teor de amônia, T0 apresentou decréscimo significativo ($p < 0,05$) nos valores de nitrato+nitrito desde o primeiro dia ($9,3$ μM) até o final do experimento ($5,2$ μM), enquanto T25 e T50 apresentaram valores próximos a $4-5$ μM nos três momentos (Figura 1B), sem diferença estatística ao longo do tempo, a exceção do aumento significativo em 27 de março quando comparado ao valor inicial em T50. Em 23 de março T0 apresentou valor significativamente maior ($p < 0,05$) que em T25 e T50, já em 25 de março todos os tratamentos diferiram de forma significativa, com maior valor em T0, enquanto no último dia não foram verificadas diferenças estatísticas entre os tratamentos.

A concentração de fosfato também foi maior ($p < 0,05$) no primeiro dia em T0 ($1,52 \pm 0,54$ μM), ao contrário dos demais tratamentos e datas, quando todos foram baixos ($0,55 \pm 0,1$ μM; $0,81 \pm 0,1$ μM em T25 e T50 respectivamente), sem diferença estatística ($p < 0,05$) entre os tratamentos ao longo do tempo (Figura 1C). Em relação ao silicato, T0 apresentou os maiores valores nos dias 23 e 25 de março ($44,07 \pm 1,94$ μM) e um decréscimo significativo ($p < 0,05$) no dia 27 de março ($33,9 \pm 2,83$ μM), sempre com diferença significativa ($p < 0,05$) quando comparado aos tratamentos T25 e T50, com estes dois últimos tratamentos apresentando diferenças estatísticas entre si somente em

23 de março. Em T25 foi registrada uma queda significativa ($p < 0,05$) em 25 de março que se manteve até 27 de março, enquanto que em T50 uma queda significativa foi observada em 25 de março, seguido de aumento significativo em 27 de março (Figura 1D). A relação atômica entre os elementos nitrogenados e fósforo (N:P) foi em geral baixa, sempre menor do que 11, exceto o primeiro valor registrado em T25 ($14,3 \pm 0,2$) que foi significativamente maior que T50. No restante do período, não foram observadas diferenças estatísticas ($p < 0,05$) entre ou dentro dos tratamentos (Figura 1E). A relação atômica N:Si apresentou valores abaixo de 0,3 em todos os tratamentos durante os dias amostrados, com redução significativa ($p < 0,05$) em T0 ao longo do período e com aumento em T50 no dia 25 de março. Em T25 não foram observadas diferenças estatísticas ao longo do tempo (Figura 1F).

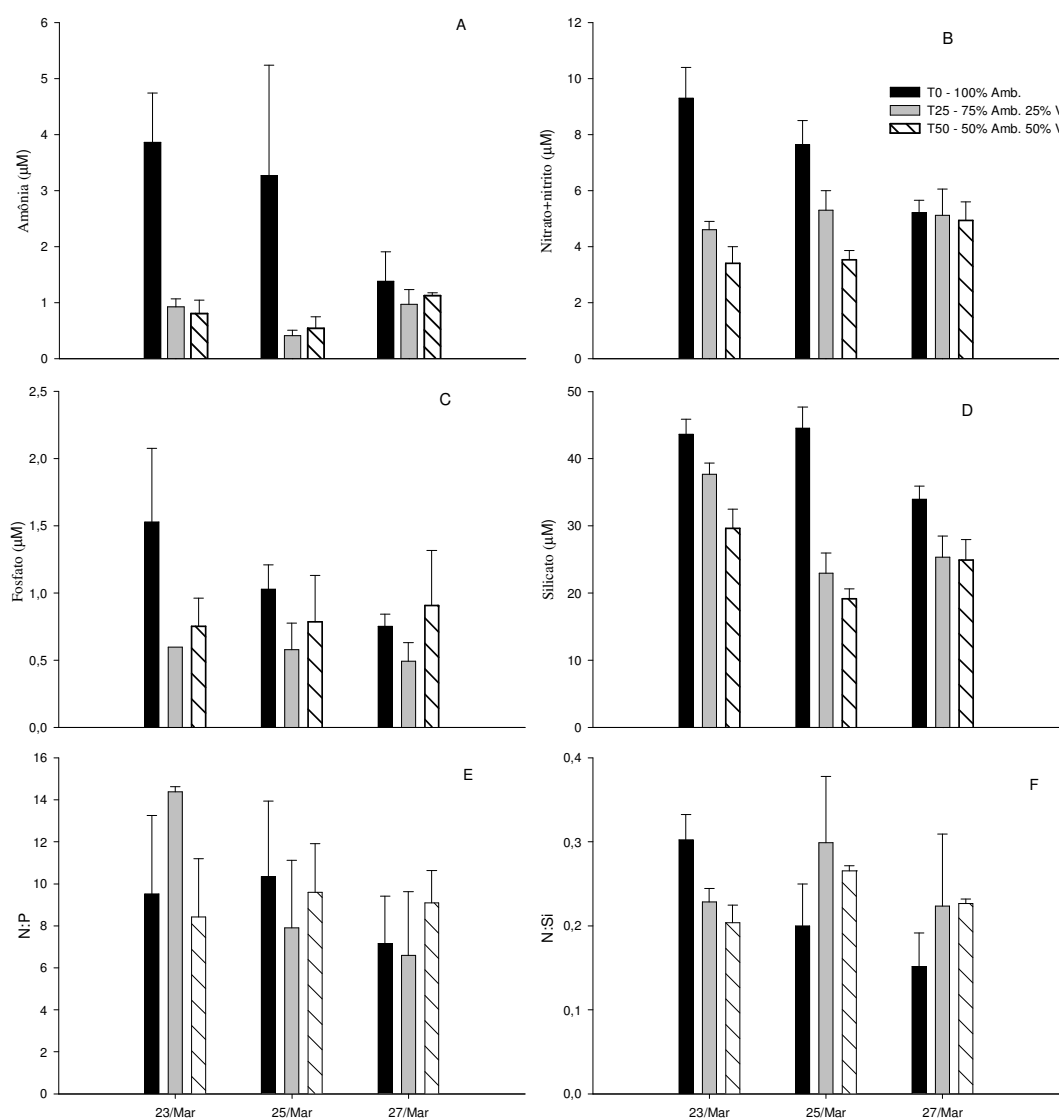


Figura 1. Concentrações de Amônia (A), Nitrato+nitrato (B), Fosfato (C), Silicato (D), e relações N:P (E) e N:Si (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 23, 25 e 27 de março de 2008 no experimento Despesca I. ** escalas diferentes nas figuras.

Os valores de clorofila *a* total apresentaram tendências distintas ao longo do tempo: em T0 a concentração inicial foi baixa ($0,11 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) e houve um aumento significativo ($p < 0,05$) a partir do segundo dia, observando-se valores de $13,03 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$ no quarto dia de experimento (Figura 2A); em T25 o valor inicial foi alto ($38,03 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) e foi observada uma redução significativa ($p < 0,05$) no quarto dia registrando-se

no final do experimento concentrações de 24,43 $\mu\text{g cl-}a\text{ L}^{-1}$ (Figura 2B). Em T50 foi observado o maior valor inicial (66,15 $\mu\text{g cl-}a\text{ L}^{-1}$), seguido de uma queda significativa ($p < 0,05$) no terceiro dia (40,25 $\mu\text{g cl-}a\text{ L}^{-1}$) e gradativa até o final do experimento (27 $\mu\text{g cl-}a\text{ L}^{-1}$) (Figura 2C) sem apresentar diferença estatística. A proporção de clorofila *a* referente ao nanoplâncton foi alta nos três tratamentos, contribuindo em média com 80% da clorofila total (Figuras 2A, 2B e 2C). Nos primeiros três dias foram observadas diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos. No último dia de amostragem, os valores em T25 e T50 foram significativamente maiores que em T0, entretanto sem diferença estatística entre estes.

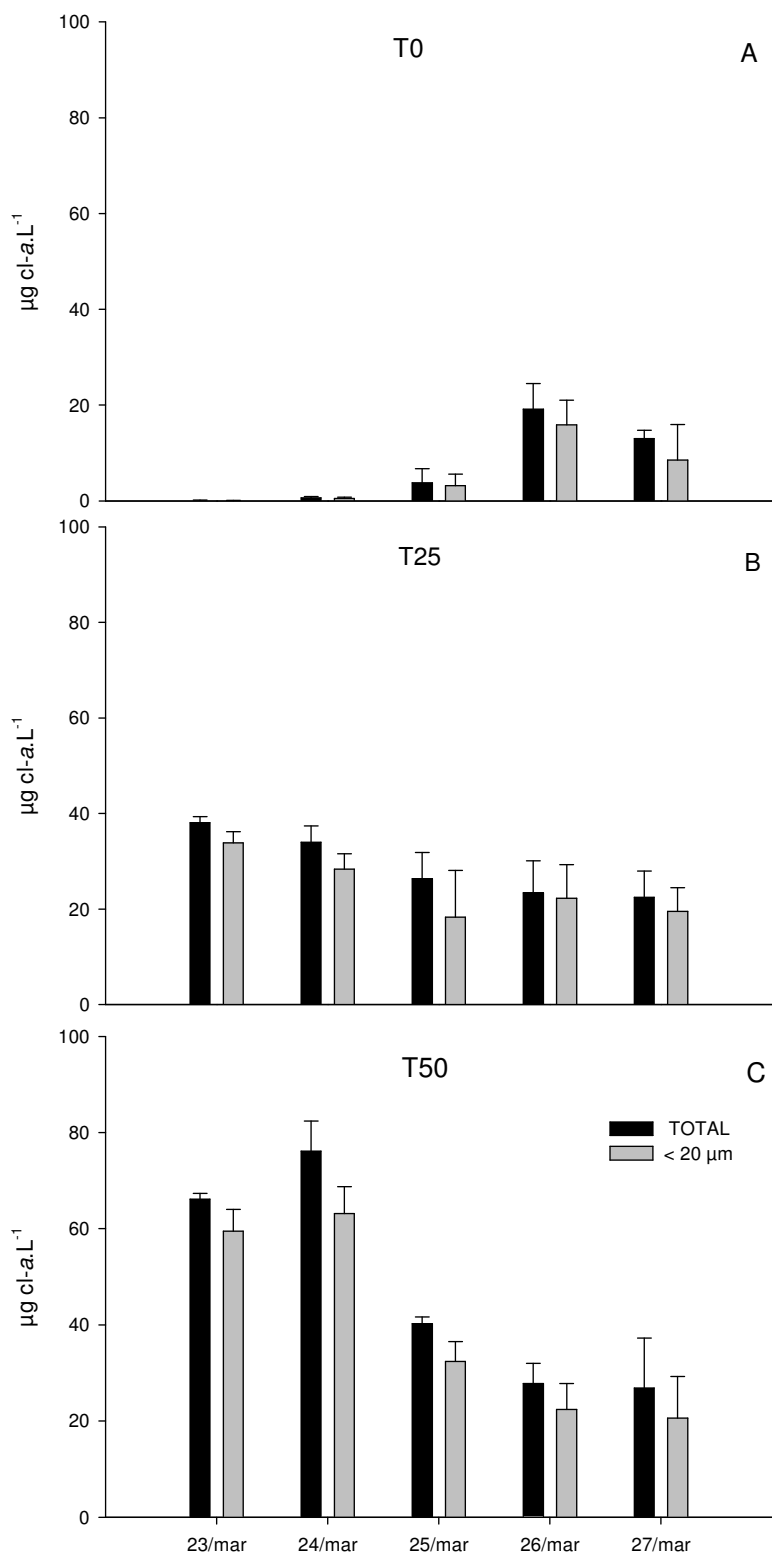


Figura 2. Valores de clorofila *a* total e fração < 20 μm (nano + picoplâncton) nos tratamentos T0 (100% água do ambiente) (A), T25 (75% ambiente; 25% viveiro) (B), e T50 (50% ambiente; 50% viveiro) (C) entre 23 e 27 de março de 2008 no experimento Despesca I.

A produção primária bruta ($\text{mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) entre as duas datas em T0 e T50, cujos valores iniciais foram de $0,03 \pm 0,05$ e $1,67 \pm 0,1$ respectivamente. No dia 26 de março os resultados foram inversos, com aumento em T0 ($0,84 \pm 0,35$) e redução em T50 ($0,50 \pm 0,44$). Em T25 não foi observadas diferença significativa ($p < 0,05$) entre as duas datas (Figura 3A). Em 23 de março foram observadas diferenças estatísticas ($p < 0,05$) entre os tratamentos, mas não em 26 de março. A respiração não apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) entre os dias 23 e 26 de março em qualquer tratamento, com os menores valores médios em T0 e os maiores em T50 (Figura 3B). A produção primária líquida foi significativamente ($p < 0,05$) diferente entre os três tratamentos no primeiro dia do experimento (23 de março), com o valor mais alto em T50 ($1,37 \pm 0,15 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) e mais baixo em T0, (produção líquida negativa, $-0,03 \pm 0,13 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Na segunda amostragem não foram verificadas diferenças estatísticas ($p < 0,05$) entre os valores de produção líquida nos três tratamentos, entretanto comparando-se as duas datas, foram verificadas tendências distintas: em T0 houve um aumento significativo ($p < 0,05$) na produção líquida ($-0,03$ para $0,73 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$), T25 apresentou uma leve redução, sem diferença estatística entre os dois dias, e T50 apresentou uma redução significativa ($p < 0,05$) na produção primária líquida, de $1,37$ para $0,28 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (Figura 3C). Os valores de produtividade primária normalizados pelo conteúdo de carbono ($\text{mg O}_2 \text{ h}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$) estiveram em média próximos a 1, sem diferença significativa entre os tratamentos e nem entre os dois dias amostrados, excetuando-se a produtividade negativa em T0 no dia 23 de março (Figura 3D). Os valores de produção primária bruta em termos de carbono ($\text{mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$) foram diferentes ($p < 0,05$) entre os tratamentos no primeiro dia, com maiores valores em T50 ($623 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$), enquanto no segundo dia não foram

observadas diferenças entre os tratamentos, com valor médio em torno de $270 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ (Figura 3E). A produtividade bruta por clorofila ($\text{mg C mg chl-}a^{-1} \text{ h}^{-1}$) não apresentou diferença entre os tratamentos nos dois dias amostrados nem nos tratamentos ao longo do tempo. O alto valor registrado em T0 no dia 23 de março, $324 \text{ mg C mg chl-}a^{-1} \text{ h}^{-1}$ deve-se ao baixo valor de clorofila, os demais foram de aproximadamente $12 \text{ mg C mg chl-}a^{-1} \text{ h}^{-1}$ (Figura 6F).

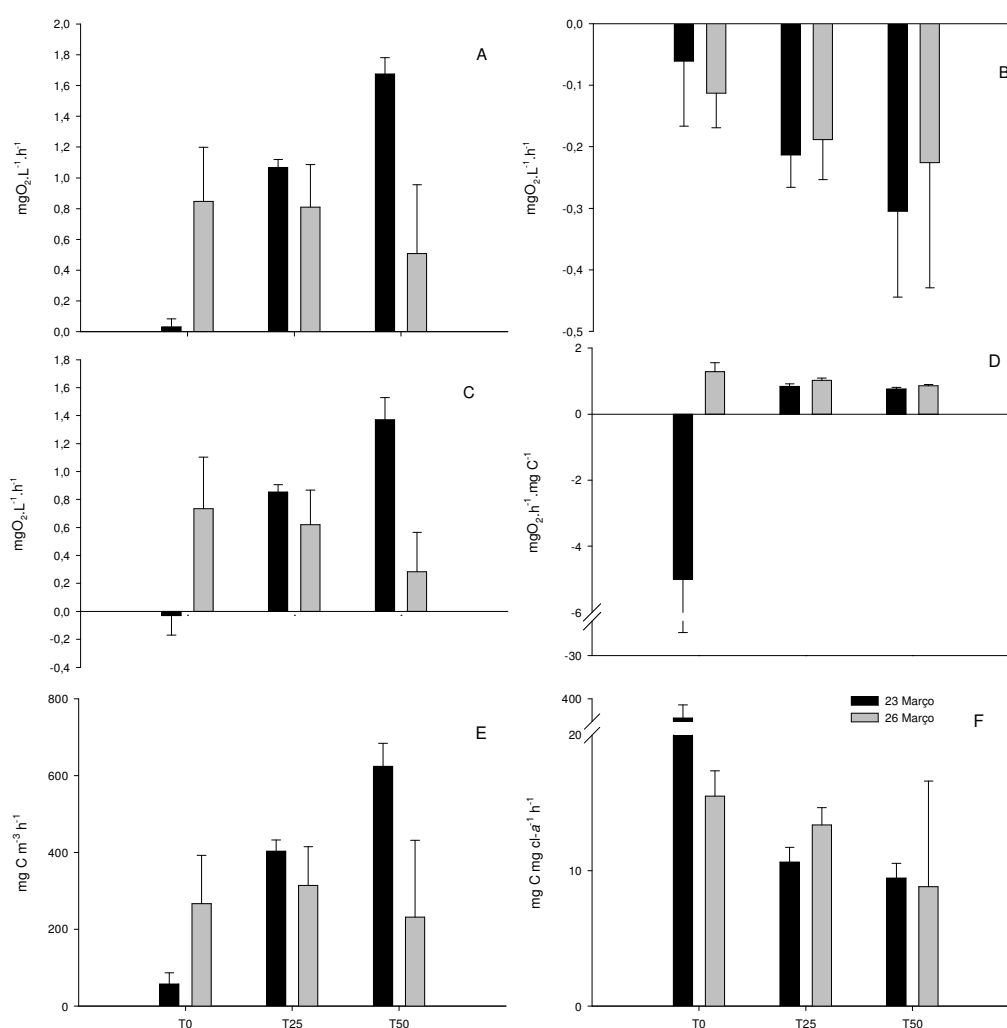


Figura 3. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C), produtividade líquida do fitoplâncton normalizada pelo teor de carbono (D), produção primária bruta em termos de carbono (E) e produtividade bruta por clorofila (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente, 50% Viveiro) em 23 e 26 de março de 2008 no experimento Despesca I. ** escalas diferentes nas figuras.

Despesca II

Neste experimento a salinidade foi diferente nos três tratamentos, devido a origem da água proveniente do Saco do Justino com salinidade de 16, observada em T0. Valores de salinidade de 20 e 24 foram observados em T25 e T50 respectivamente. A temperatura da água ao longo do dia variou entre os valores mínimos pela manhã ($21,15 \pm 1,2$ °C) e máximos à tarde ($26,05 \pm 0,63$ °C). Os valores de amônia não apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos exceto em T25 no dia 3 de abril, quando foram observados os maiores valores absoluto ($45 \mu\text{M}$) e médio ($34,7 \pm 10,2 \mu\text{M}$). Nos demais, foram registradas pequenas variações entre 1 e $3 \mu\text{M}$ nos três tratamentos (Figura 4A). As concentrações de nitrato+nitrito, da mesma forma que no experimento anterior, repetiram o padrão de variação apresentado pelo teor de amônia. Todos os tratamentos apresentaram valores abaixo de $10 \mu\text{M}$ exceto o alto valor em T25, com valor médio em torno de $24 \mu\text{M}$ no dia 3 de abril (Figura 4B).

A concentração de fosfato era alta no início do experimento na água do ambiente (T0) ($8,09 \pm 0,54 \mu\text{M}$) e foi reduzida de forma significativa ($p < 0,05$) para aproximadamente a metade no dia 3 de abril. Ao contrário, T50 apresentou um aumento gradativo ($1,29 \pm 0,1 \mu\text{M}$ para $3,9 \pm 0,7 \mu\text{M}$), mas sem diferenças significativas ao longo do tempo. Em T25 os valores não oscilaram significativamente ($p < 0,05$), em média em torno de $5 \mu\text{M}$ ao longo do experimento. Entre os tratamentos, T0 apresentou maiores valores ($p < 0,05$) quando comparado a T25 e T50 nos dois primeiros dias. No dia 3 de abril não foram observadas diferenças entre os tratamentos (Figura 4C). Os valores de silicato foram altos, em geral o dobro dos observados no experimento Despesca I. No início de Despesca II, o valor máximo de silicato ($105,44 \pm 3,4 \mu\text{M}$) foi observado em T0, onde houve uma redução ($p < 0,05$) ($61,7 \pm 6,0 \mu\text{M}$) no dia 3 de abril. Em T25 e T50,

os níveis de silicato oscilaram entre 90 μM e 80 μM , respectivamente (Figura 4D) sem diferenças ($p>0,05$) ao longo do tempo. A relação atômica entre o Nitrogênio e Fósforo dissolvidos (N:P) manteve-se baixa, sem variação significativa em T0; enquanto isto, T50 e T25 apresentaram os maiores valores de N:P nos dias 01 de abril ($10,1\pm 4,99$) e 03 de abril ($13,1\pm 12,5$) respectivamente (Figura 4E) diferindo dos outros dias amostrados ($p<0,05$). A proporção atômica N:Si foi próxima a 0,2 em todos os tratamentos também neste experimento. T0 apresentou uma redução significativa ($p<0,05$) a partir do primeiro dia, enquanto em T25 o valor de relação reduziu ($p<0,05$) em 03 de abril. Ao contrário dos outros tratamentos, T50 apresentou crescimento ($p<0,05$) no dia 01 de abril (Figura 4F).

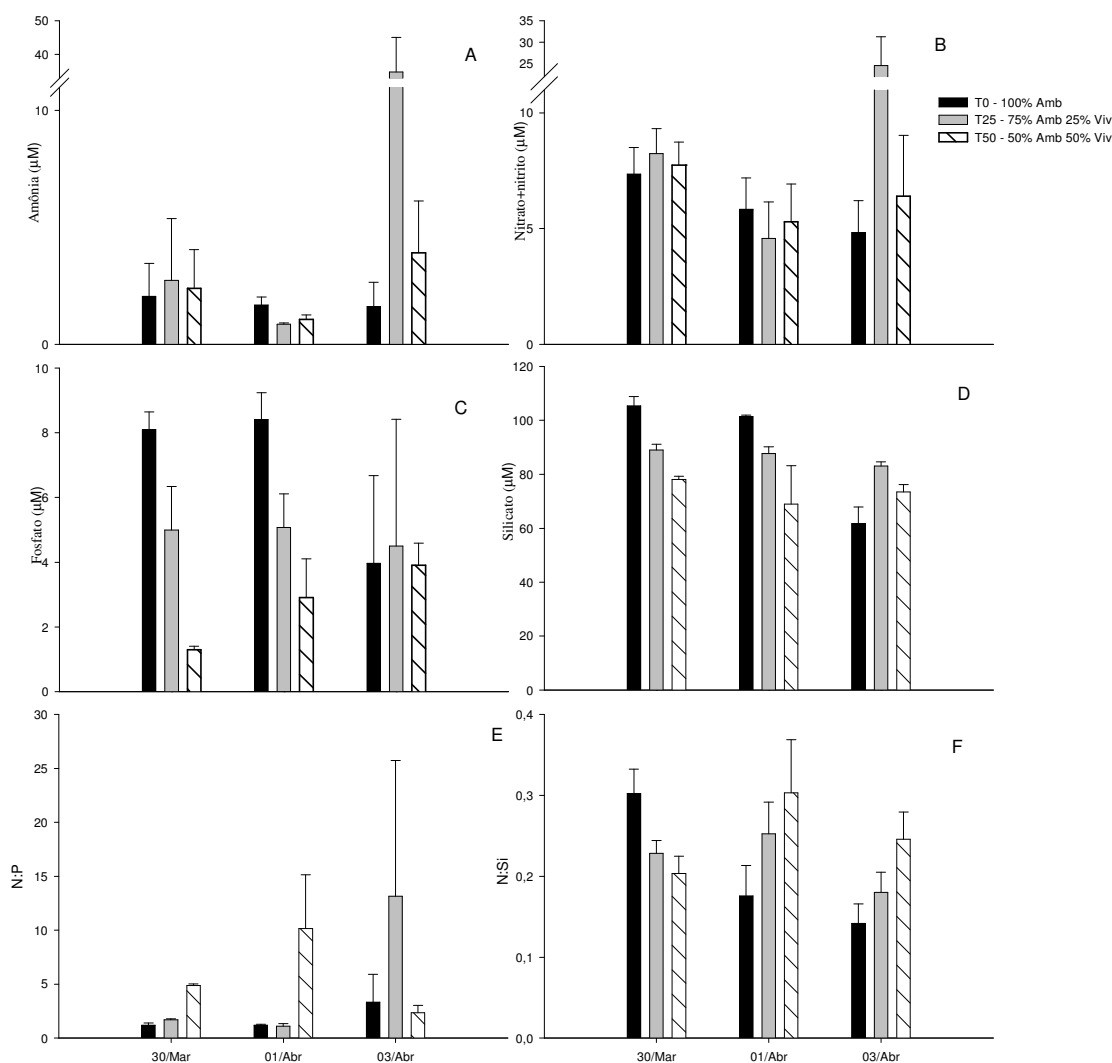


Figura 4. Concentrações de Amônia (A), Nitrato+nitrato (B), Fosfato (C), Silicato (D), e relações N:P (E) e N:Si (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 30 de março, 01 e 03 de abril de 2008 no experimento Despesca II. ** escalas diferentes nas figuras.

O teor de clorofila *a* inicial foi alto em T0 ($30 \pm 2,76 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$), valor este muito superior ao observado no experimento Despesca I (valor inicial em T0 $0,11 \pm 0,09 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$). Foi verificado um aumento médio no teor de clorofila *a* em todos os tratamentos no dia 01 de abril ($46,3 \pm 11,1$; $62,5 \pm 25,6$; $52,7 \pm 10,7 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$ em T0, T25 e T50 respectivamente), sendo observadas diferenças ($p < 0,05$) entre os tratamentos T25 e T0 nos dias 31 de março e 03 de abril (Figura 5). Em todos os tratamentos observou-

se um aumento significativo ($p < 0,05$) entre os dias 31 de março e 01 de abril. Assim como no experimento anterior, a fração $< 20 \mu\text{m}$ contribuiu com aproximadamente 80% da clorofila a total ao longo do experimento (Figura 5).

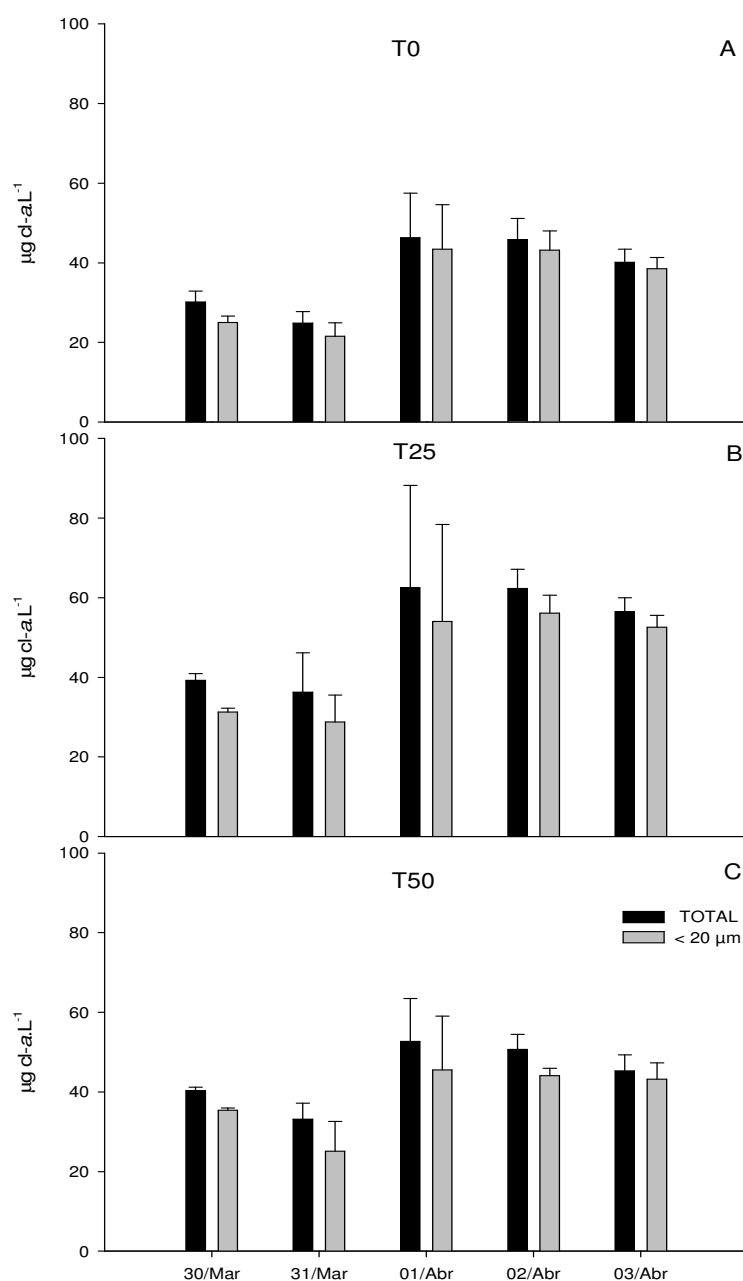


Figura 5. Valores de clorofila a total e fração $< 20 \mu\text{m}$ (nano + picoplâncton) para os tratamentos T0 (100% Ambiente) (A), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) (B) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) (C) entre 30 de março e 03 de abril de 2008 no experimento Despesca II.

Todos os tratamentos apresentaram um aumento na produção primária bruta, entretanto diferenças significativas ($p < 0,05$) foram registradas somente em T0 (valor inicial $0,37 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$; final de $1,32 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$). A respiração medida no experimento Despesca II apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) nos tratamentos T0 e T25, onde houve um pequeno aumento médio (Figura 6B). Os valores médios de produção primária líquida aumentaram em todos os tratamentos mas, devido a grande variabilidade entre as réplicas, somente em T0 o aumento foi estatisticamente significativo ($p < 0,05$) entre as duas datas; o menor aumento foi observado em T50. Nos dois dias os valores médios de produção líquida nos três tratamentos foram estatisticamente semelhantes (Figura 6C). Os valores médios de produtividade normalizada pelo teor de carbono ($\text{mg O}_2 \text{ h}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$) eram sempre menores de 1; somente em T0 foi observado aumento significativo ($p < 0,05$) entre os dias amostrados (Figura 6D). A produção primária bruta em termos de carbono ($\text{mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$) apresentou uma relação direta com o aumento do efluente no primeiro dia amostrado, com diferença significativa ($p < 0,05$) entre os tratamentos. No segundo dia somente T0 apresentou crescimento significativo, não havendo diferenças entre os tratamentos que apresentaram valores iguais ou acima de 400 (Figura 6E). A produtividade bruta por clorofila ($\text{mg C mg chl-a}^{-1} \text{ h}^{-1}$) apresentou padrão similar, com T0 registrando o valor mínimo no primeiro dia (5,34) e T50 o máximo (9,05). No segundo dia, a média dos tratamentos esteve próxima a 10, sem diferenças significativas entre tratamentos e com T0 registrando o maior crescimento, $11,96 \text{ mg C mg chl-a}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (Figura 6F).

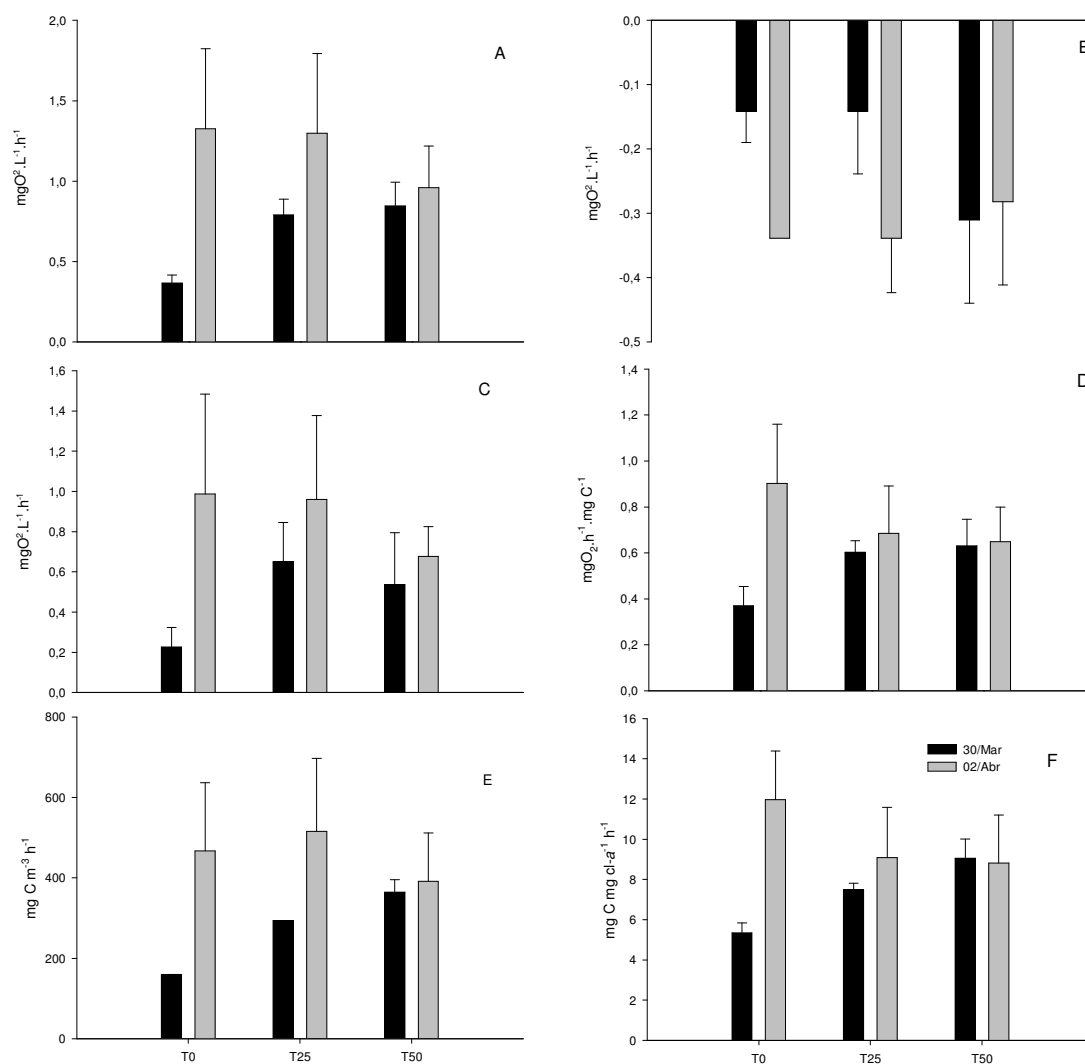


Figura 6. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C), produtividade líquida do fitoplâncton normalizada pelo teor de carbono (D), produção primária bruta em termos de carbono (E) e produtividade bruta por clorofila (F) nos tratamentos T0 (100% Ambiente), T25 (75% Ambiente; 25% Viveiro) e T50 (50% Ambiente; 50% Viveiro) em 30 de março e 02 de abril de 2008 no experimento Despesca II. ** escalas diferentes nas figuras.

DISCUSSÃO

Em viveiros de cultivo de camarões, a grande carga de nutrientes introduzida através de fertilizações e alimentação para os organismos cultivados, gera um efluente com elevada concentração de nutrientes e matéria orgânica. A liberação deste efluente em áreas costeiras e estuarinas pode representar uma entrada muitas vezes maior de

nutrientes, quando comparado a outras fontes como agricultura e efluentes urbanos (Páez-Osuna *et al.* 1999). Novas tecnologias de cultivo como os sistemas ZEAH, sem renovação de água e com alta produtividade, reduzem os espaços utilizados para cultivo, e também o aporte de efluentes para o ambiente (McAbee *et al.* 2003; Sowers *et al.* 2005). Os valores de nutrientes inorgânicos dissolvidos observados no viveiro deste estudo estão próximos aos geralmente observados em sistemas de cultivo semi-extensivo (Burford *et al.* 2003a; Casillas-Hernández *et al.* 2006; Cardozo *et al.* no prelo; Peixoto *et al.* 2003). Desta forma, os resultados observados nas simulações em microcosmos, podem representar a resposta na natureza frente a descarga de efluentes de uma fazenda comercial de cultivo de camarões na região da Lagoa dos Patos.

Também a simulação com a água proveniente do Saco do Justino, com valores mais baixos de salinidade e mais altos de nutrientes inorgânicos dissolvidos quando comparada a água do mar proveniente da praia do Cassino, pode ser considerada realística, de acordo com as condições que se observam no estuário da Lagoa dos Patos. Em muitos períodos do ano, as águas estuarinas contêm uma grande quantidade de nitrogênio, fósforo, e silicato (Abreu *et al.* 2010; Niencheski & Windom 1994; Odebrecht *et al.* 2010). Em períodos mais secos, nutrientes como silicato podem ter sua concentração reduzida (Abreu *et al.* 2010).

Já as concentrações de amônia tendem a aumentar nos períodos de menor aporte de água doce, influenciadas pela decomposição de macrófitas e pela entrada de efluentes domésticos e industriais da cidade do Rio Grande, que se mantém por mais tempo na região estuarina devido ao maior tempo de residência da água (Abreu *et al.* 2010; Baumgartem *et al.* 1995). Na água da região costeira (Praia do Cassino) observam-se menores valores dos nutrientes inorgânicos dissolvidos quando

comparados ao estuário. As baixas razões N:P e N:Si registradas no experimento Despesca I são explicadas pelas características da água proveniente da praia do Cassino, que apresenta uma média baixa ao longo dos anos (N:P 10,1; N:Si 0,6), indicando que a disponibilidade de elementos nitrogenados possivelmente controla o crescimento do fitoplâncton nesta região (Odebrecht *et al.* 2010).

Como indicador do potencial de eutrofização do efluente do viveiro de camarões, utilizamos a resposta do teor de clorofila *a* e de produção primária nos cinco dias nos microcosmos, nos quais a água do viveiro foi diluída com água do ambiente em duas taxas de diluição, e comparada ao resultado em 100% água do ambiente. Deste modo, pode-se simular o efeito da diluição do efluente a partir do ponto de descarga.

No experimento Despesca I, realizado com água da Praia do Cassino de salinidade similar a do viveiro, com baixos teores de clorofila *a* e de nutrientes inorgânicos dissolvidos, o nível de clorofila *a* e da produção primária líquida ao longo do tempo estiveram inversamente relacionados com o aumento da diluição. Isto é, enquanto que nos microcosmos com água do ambiente o teor de clorofila e produção primária foram baixos inicialmente e aumentaram ao longo do tempo, em T50 houve uma redução significativa a partir dos altos valores iniciais. Uma possível causa desta redução pode estar relacionada ao aumento da turbidez da água (Wolanski *et al.* 2000), uma vez que a água do viveiro apresenta uma maior concentração de sólidos suspensos, reduzindo a penetração de luz. A relação entre a turbidez e teor de clorofila foi observada em outros estudos com efluentes provenientes de viveiros de camarões, onde os valores de clorofila aumentaram na medida em que se afastavam do ponto de descarga e com a redução da turbidez da água (McKinnon *et al.* 2002a; Páez-Osuna *et al.* 1999).

Já com água do Saco do Justino em Despesca II, com menor salinidade e níveis de nutrientes inorgânicos dissolvidos mais altos, houve uma tendência de aumento nos níveis de clorofila *a* e de produção primária ao longo do tempo em todos os tratamentos, embora não fossem estatisticamente significativos. A ausência de diferenças significativas poderia estar ligada as baixas relações N:P e N:Si observadas em Despesca II, quando comparadas ao primeiro experimento, indicando uma possível limitação por nitrogênio.

A redução de clorofila ocorrida em T50 durante o primeiro teste possivelmente está relacionada com uma limitação de nutrientes, especialmente de nitrogênio, quando analisada a relação atômica N:P, que no período final era menor do que 6, portanto bem abaixo da relação considerada ótima requerida pelo fitoplâncton (Redfield *et al.* 1963). O fato de que no segundo experimento os valores de clorofila *a* e de produção primária aumentaram em todas as situações reforça a idéia de que a disponibilidade de nitrogênio foi um fator importante, pois neste experimento os valores médios da soma amônia+nitrato+nitrito mantiveram-se mais elevados (25,2 μM e 8,9 μM em T25 e T50 respectivamente) do que no primeiro experimento (5,7 μM e 4,7 μM em T25 e T50 respectivamente) excetuando-se T0 onde os valores médios foram muito próximos (10,2 μM e 7,7 μM em Despesca I e II respectivamente). Entretanto os valores de amônia e nitrato+nitrito somados ($\sim 5 \mu\text{M}$) mostram que havia disponibilidade de nitrogênio nestas duas formas, abrindo a possibilidade de que o fósforo, que apresentou valores baixos ($\sim 1 \mu\text{M}$), tivesse desempenhado um papel importante como nutriente limitante neste caso. Estudos recentes indicam que o fósforo também pode ser limitante ao crescimento do fitoplâncton em ambientes marinhos (Elser *et al.* 2007). Um ambiente

receptor com baixa disponibilidade de nutrientes, em especial nitrogênio e fósforo, pode limitar o crescimento do fitoplâncton proveniente de viveiros de cultivo de camarões.

Com a salinidade da água do ambiente receptor menor do que no viveiro, observou-se um adiamento na resposta de clorofila, que somente aumentou no terceiro dia. Este efeito possivelmente esteve relacionado a um estresse osmótico com o aumento abrupto da salinidade. O estresse osmótico pode resultar em alteração da composição da comunidade, como demonstrado em experimentos utilizando água do estuário Darss-Zingst, Alemanha, onde após o aumento de salinidade predominaram as cianobactérias, sem alterar os níveis de clorofila e produção primária (Pilkaitytė *et al.* 2004).

Não ocorrendo diferença de salinidade entre o ambiente receptor e o viveiro, os valores de produção primária foram elevados no início, proporcionalmente com o aumento de água do viveiro. Observa-se que, com a entrada de água do viveiro, o aumento na produção está relacionado diretamente com o aumento de clorofila. Esta biomassa ao ingressar em um ambiente receptor com disponibilidade de nutrientes, poderá utilizar esses recursos e produzir mais biomassa (McKinnon *et al.* 2002b). No experimento Despesca II, a produtividade primária por unidade de biomassa (5-10 mg C mg chl-^a-¹ h⁻¹) esteve na mesma faixa observada no estuário da Lagoa dos Patos (4,3-15 mg C mg chl-^a-¹ h⁻¹) (Odebrecht *et al.* 2005), entretanto a produção primária bruta observada por estes autores (90-180 mg C m⁻³ h⁻¹) em área de grande produção, é bem menor do que observamos nos viveiros com média de aproximadamente 370 mg C m⁻³ h⁻¹ (160-720 mg C m⁻³ h⁻¹). Devido a grande carga de nutrientes e ração adicionada aos viveiros de cultivo, os valores de produção primária variam, observando-se, por exemplo, máximos em torno de 110 mg C m⁻³ h⁻¹ em viveiros no Vietnam (Alongi *et al.*

1999b) e $450 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ na Austrália (Burford 1997). Os valores de produção estão sempre fortemente relacionados aos valores de clorofila. Nos dois experimentos, apesar da diferença de origem da água para diluição, um padrão pode ser observado, com aumento na produção primária nos tratamentos com maior carga de efluente ($T0 < T25 < T50$) no primeiro dia testado, e no segundo dia uma redução na produção em T50. Não havendo diferenças de salinidade entre o ambiente receptor e o efluente, a produção primária tende a reduzir de forma gradual em curto período. Quando diferenças de salinidade são observadas, o atraso devido ao estresse osmótico parece exercer influência na produção, considerando que T25 apresentou um aumento significativo na produção primária enquanto T50 manteve sua produção primária no mesmo patamar nos dois testes.

Com base nos resultados do presente estudo, podemos concluir que a descarga de efluentes de viveiros de cultivo de camarões no estuário da Lagoa dos Patos leva a alterações de curto prazo no ambiente receptor. Entretanto, o impacto irá variar de acordo com as condições observadas no estuário no momento da despesca, podendo haver redução de produção primária e de clorofila *a* se a concentração de nutrientes for baixa e a circulação elevada nas áreas rasas do estuário. Ao contrário, em situação de menor salinidade quando comparado ao cultivo, e maior disponibilidade de nutrientes, existe grande probabilidade de aumento da produção primária após um período de aclimação as novas condições. Cabe ressaltar que a utilização de bacias de sedimentação em proporções corretas nas fazendas, auxiliam na retenção de parte dos nutrientes provenientes dos viveiros e tendem a reduzir em grande parte um possível efeito sobre as comunidades adjacentes.

CAPÍTULO III

INFLUÊNCIA DA FERTILIZAÇÃO ORGÂNICA (FONTE DE CARBONO) NO PLÂNCTON E PRODUÇÃO PRIMÁRIA EM VIVEIROS DE CULTIVO DE CAMARÕES

INTRODUÇÃO

Com o crescimento da atividade de aquacultura, nos últimos anos, vem a necessidade de sustentabilidade ecológica das fazendas de cultivo de camarões. Os detritos gerados ao longo do processo de produção levam a formação de metabólitos tóxicos como amônia e nitrito em condições anaeróbicas, especialmente nos sedimentos, gerando degradação do ambiente de cultivo (Hari *et al.* 2006; Avnimelech & Ritvo 2003). A descarga de efluentes ricos em nutrientes causa grande preocupação ambiental. Em sistemas tradicionais, no caso somente 20% a 30% da concentração total do nitrogênio na ração é retido na biomassa de camarões, enquanto o resto torna-se um potencial poluidor do ambiente adjacente (Jackson *et al.* 2003; Lacerda *et al.* 2006). Um modo de se evitar o impacto ao ambiente é criar formas de manejo que retenham os

nutrientes, resultando em melhor qualidade de água e condições menos estressantes aos organismos cultivados (Hari *et al.* 2006). Nos últimos anos, foi desenvolvida uma metodologia de cultivos sem troca de água, nos quais a produtividade natural dos viveiros promove benefícios aos camarões cultivados, o risco de doenças é menor (Bratvold & Browdy 2001; Burford *et al.* 2003a; Wasielesky *et al.* 2006), e resulta em altos valores de produção. Em sistemas de bioflocos (BFT, biofloc technology), este percentual é reduzido, chegando-se a 40% de retenção na biomassa de camarões (Rios da Silva, 2009). Neste método, torna-se importante a adição de uma fonte de carbono para aumentar a fixação do nitrogênio, por meio de bactérias heterotróficas, reduzindo assim a concentração de nitrito e amônia, prejudiciais aos camarões (Avnimelech 1999).

Além de fixar o nitrogênio, a própria biomassa bacteriana gerada pode ser utilizada pelos camarões como fonte de alimento (Burford *et al.* 2004) melhorando o seu desempenho zootécnico (ganho de peso, conversão alimentar), entre outros benefícios (Otoshi *et al.* 2001; Tacon *et al.* 2002; Wasielesky *et al.* 2006). Esta disponibilidade adicional e natural de alimento estimula uma cadeia heterotrófica nos viveiros, podendo-se reduzir a quantidade de ração utilizada durante a produção (Avnimelech 1999). A melhoria da qualidade da água e na produção do camarões foi demonstrada em estudos onde a adição de uma fonte de carbono aumentou a retenção de nitrogênio (Hari *et al.* 2004; Hari *et al.* 2006).

Nos sistemas de bioflocos, a comunidade de microorganismos é variada, com a presença de bactérias, microalgas, ciliados, flagelados e dinoflagelados, além de rotíferos e nematódeos (Ballester *et al.* 2010; Burford *et al.* 2003a; Campos *et al.* 2009; Emerenciano *et al.* 2011; Godoy *et al.* 2010). Esta comunidade é controlada especialmente pela disponibilidade de nutrientes, com as bactérias, formadoras dos

bioflocos, utilizando o carbono e o nitrogênio (Avnimelech 1999). Organismos como flagelados e cianobactérias aparecem com frequência juntamente com elevadas concentrações de fósforo e nitrogênio (Burford *et al.* 2003a). Estudo em viveiro localizado na região do estuário da Lagoa dos Patos demonstrou que o fitoplâncton é dominado por cianobactérias, flagelados e diatomáceas (Cardozo *et al.* 2011), estas últimas facilmente assimiladas pelos camarões devido a sua fácil digestão e ao baixo conteúdo de fibras (Moss & Pruder 1995). Quando os microorganismos estão associados ao biofoco, a sua ingestão pelos camarões pode chegar a 29% do total diário ingerido (Burford *et al.* 2004). A utilização da produção natural do sistema, pode levar a redução na quantidade de ração oferecida diariamente, conforme demonstrado em estudo realizado no México (Martinez-Cordova *et al.* 1998).

Na região sul do Brasil, as fazendas localizadas as margens do estuário da Lagoa dos Patos são fertilizadas com componentes inorgânicos especialmente a uréia como fonte de nitrogênio, e compostos de fosfato, e a alimentação é determinada por tabelas que levam em consideração o tamanho e a biomassa dos camarões para determinar a quantidade diária de ração a ser ministrada. Uma possível introdução de fontes de carbono nos viveiros, além de reduzir a quantidade de ração pelo aumento na disponibilidade de alimento natural, pode também propiciar a redução da taxa de renovação de água, uma vez que as bactérias heterotróficas, que crescem após a introdução da fonte de carbono, auxiliam na melhoria da qualidade de água. O presente trabalho teve como objetivo avaliar os nutrientes inorgânicos dissolvidos e a comunidade planctônica em viveiros com adição de melão como fonte de carbono, quando comparados a viveiros sem adição de melão, todos com baixa ou sem renovação de água.

MATERIAL E MÉTODOS

Delineamento experimental e coleta de dados abióticos

O experimento foi realizado na Estação Marinha de Aquacultura da Universidade Federal do Rio Grande (EMA-FURG) no período de 30 de janeiro de 2009 a 09 de abril de 2009. Foram analisados seis viveiros de 500 m², com fundo e talude recobertos por PEAD (geomembrana), inundados com água proveniente da praia do Cassino. Estes viveiros foram divididos em dois tratamentos: o primeiro (três viveiros) recebeu adição semanal de melaço de cana (CM); e no segundo tratamento (três viveiros) não houve adição de melaço (SM). Em ambos os tratamentos não foram realizadas trocas de água, ou se houveram as mesmas foram mínimas. Em cada viveiro foram estocadas pós-larvas de *Litopenaeus vannamei* com peso médio inicial de 0,11 ($\pm 0,07$) gramas atingindo uma densidade de 85 camarões m⁻².

A cada 3 a 4 dias, água dos seis viveiros foi coletada com auxílio de um balde, transferida para recipientes plásticos de 5 litros e transportada até o laboratório para a análise e quantificação dos níveis de clorofila *a*, nutrientes inorgânicos dissolvidos, fitoplâncton e zooplâncton. A temperatura (termômetro de mercúrio) e salinidade (refratômetro) foram medidas *in situ*.

Análise de nutrientes

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Determinação de clorofila a total e frações

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Amostragem e quantificação do fitoplâncton

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Amostragem e quantificação do zooplâncton

Vide secção de mesmo nome no capítulo I.

Medidas de produção primária

As medidas da produção primária foram realizadas pelo método do oxigênio dissolvido utilizando oxímetro e técnica de Winkler (Strickland & Parsons 1972). As incubações da água foram realizadas em laboratório, onde a água de cada viveiro foi transferida para seis frascos de DBO, três claros (medida de produção primária bruta), e três escuros (respiração) e três frascos que foram fixados imediatamente para a determinação do oxigênio dissolvido inicial. Os frascos claros e escuros foram incubados por 4 a 5 horas em um aquário com controle de temperatura (25 ± 1 °C) e iluminado por seis lâmpadas fluorescentes ($350 \mu\text{W}\cdot\text{cm}^{-2}$). As medidas de oxigênio dissolvido foram realizadas com um oxímetro Digimed modelo DM-4 entre os dias 31 de janeiro e 17 de fevereiro. Devido a problemas técnicos no oxímetro no período de 20/02 a 03/03 não foram realizadas medidas de produção primária. Após, o oxigênio foi determinado utilizando-se o método de titulação de Winkler (Strickland & Parsons 1972). Foram estimados os valores de produção primária bruta, respiração, e produção primária líquida e a produtividade por unidade de biomassa. Para estimar a produtividade por conteúdo de carbono, utilizou-se o valor médio da relação Clorofila α :Carbono de 0,03, após a transformação de $\mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$ para $\text{mg cl-}a \text{ L}^{-1}$. Esta relação varia entre 0,01 e 0,05 (Cloern *et al.* 1995; Behrenfeld *et al.* 2005), de acordo com fatores como luz, nutrientes entre outros (Geider *et al.* 1997; Wang *et al.* 2009). Também foi calculada a produção primária bruta em $\text{mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ e por unidade de clorofila ($\text{mg C mg cl-}a^{-1} \text{ h}^{-1}$) (Strickland & Parsons 1972) para fim de comparação com a bibliografia.

Análise estatística

Diferenças estatísticas entre os tratamentos ao longo do tempo foram testadas por análise de variância de duas vias (Two-way ANOVA) (Zar 1999).

RESULTADOS

Os valores de temperatura da água e salinidade apresentaram um padrão oposto, com a temperatura apresentando leve redução com o decorrer do estudo enquanto a salinidade aumentou seus valores (Figura 1). Os valores médios (\pm desvio padrão) de temperatura, salinidade, nutrientes inorgânicos dissolvidos, clorofila *a* total e de produção primária ao longo do experimento são apresentados na tabela 1.

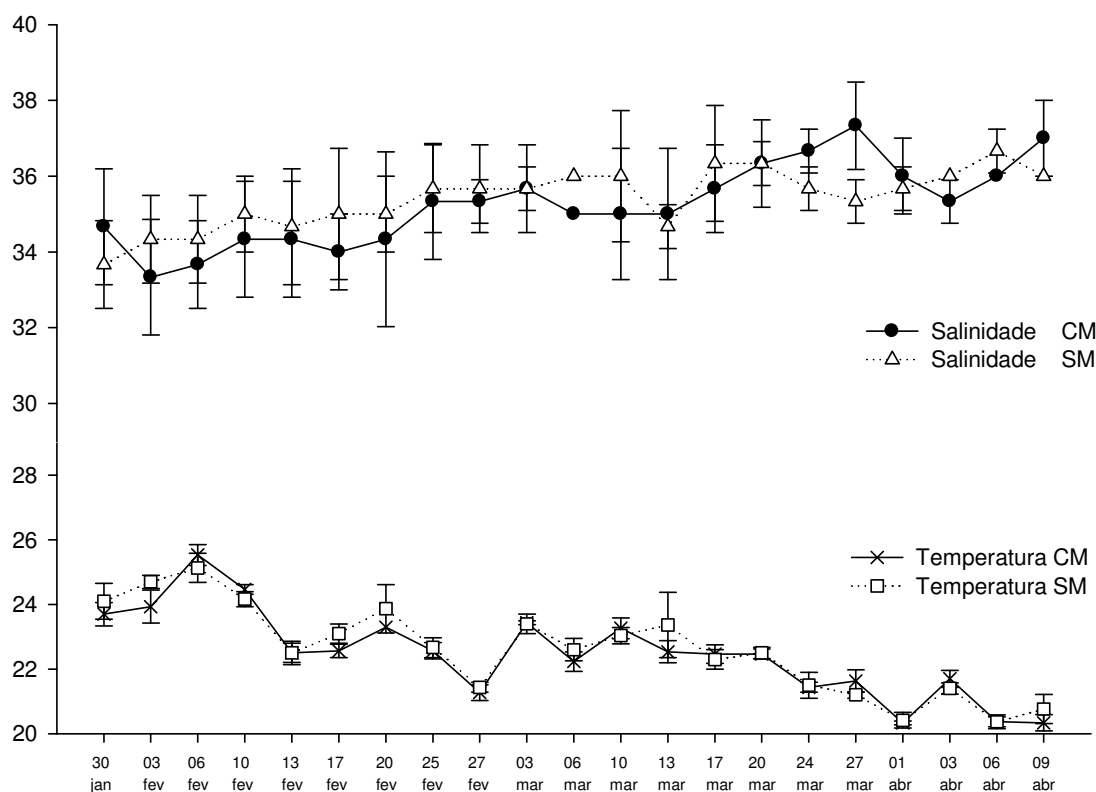


Figura 1. Valores de temperatura da água (°C) e salinidade nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009.

Tabela 1. Valores médios (\pm desvio padrão) de temperatura ($^{\circ}\text{C}$), salinidade, amônia (μM), nitrato+nitrito (μM), fosfato (μM), silicato (μM), clorofila a total ($\mu\text{g cl-a L}^{-1}$), produção primária líquida ($\text{mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) e produtividade ($\text{mg O}_2 \text{ h}^{-1} \mu\text{g C}^{-1}$) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM).

| | CM | SM |
|---|-------------------|-------------------|
| Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) | $22,5 \pm 1,35$ | $22,60 \pm 1,38$ |
| Salinidade | $35,05 \pm 1,43$ | $35,38 \pm 0,8$ |
| Nitrato+Nitrito (μM) | $3,77 \pm 2,77$ | $3,78 \pm 2,30$ |
| Amônia (μM) | $5,53 \pm 3,48$ | $5,56 \pm 2,85$ |
| Fosfato (μM) | $3,86 \pm 4,62$ | $1,90 \pm 2,29$ |
| Silicato (μM) | $9,01 \pm 11,88$ | $14,60 \pm 16,66$ |
| Clorofila-a Total ($\mu\text{g cl-a L}^{-1}$) | $52,91 \pm 72,14$ | $37,00 \pm 33,18$ |
| Prod. Prim. Líquida ($\text{mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) | $0,71 \pm 0,52$ | $0,58 \pm 0,29$ |
| Produtividade ($\text{mg O}_2 \text{ mg C}^{-1} \text{ h}^{-1}$) | $0,427 \pm 0,54$ | $0,971 \pm 2,11$ |

Os principais grupos fitoplanctônicos presentes nas contagens foram os organismos $<3 \mu\text{m}$, as cianobactérias (cocóides e tricomas), flagelados, diatomáceas, dinoflagelados e ciliados. No dia 30 de janeiro os organismos menores que $3 \mu\text{m}$ foram o grupo mais abundante nos dois tratamentos, com densidades de $2,8 \times 10^8$ e $2,6 \times 10^8$ células L^{-1} em CM e SM respectivamente. No dia 01 de abril, as cianobactérias apresentaram as maiores densidades em CM ($6,5 \times 10^8$ células L^{-1}), enquanto os organismos $<3 \mu\text{m}$ predominaram em SM ($5,9 \times 10^8$ células L^{-1}). Em 09 de abril os organismos $<3 \mu\text{m}$ voltaram a dominar as amostras nos dois tratamentos, com médias de $2,1 \times 10^8$ células L^{-1} e $1,7 \times 10^8$ células L^{-1} em CM e SM respectivamente.

Tabela 2. Densidade média dos principais grupos fitoplanctônicos no dia 30 de janeiro (início), 01 de abril (pico de clorofila) e 09 de abril (final) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM).

| Grupo | | 30/jan | 1/abr | 9/abr |
|------------------|----|------------------|------------------|------------------|
| <3 μm | CM | $2,8 \cdot 10^8$ | $1,1 \cdot 10^8$ | $2,1 \cdot 10^8$ |
| | SM | $2,6 \cdot 10^8$ | $5,9 \cdot 10^8$ | $1,7 \cdot 10^8$ |
| Cianobactérias | CM | $1,4 \cdot 10^5$ | $6,5 \cdot 10^8$ | $6,5 \cdot 10^7$ |
| | SM | $1,2 \cdot 10^3$ | $7,4 \cdot 10^7$ | $1,2 \cdot 10^6$ |
| Flagelados | CM | 0,0 | $4,0 \cdot 10^6$ | $4,8 \cdot 10^6$ |
| | SM | $1,5 \cdot 10^5$ | $1,2 \cdot 10^6$ | $4,0 \cdot 10^5$ |
| Diatomáceas | CM | $3,3 \cdot 10^6$ | $2,5 \cdot 10^6$ | $1,8 \cdot 10^7$ |
| | SM | $2,7 \cdot 10^6$ | $2,3 \cdot 10^4$ | $1,5 \cdot 10^4$ |
| Dinoflagelados | CM | $3,9 \cdot 10^5$ | $1,1 \cdot 10^5$ | $3,2 \cdot 10^7$ |
| | SM | $2,9 \cdot 10^6$ | $1,5 \cdot 10^7$ | $1,9 \cdot 10^6$ |
| Ciliados | CM | $9,1 \cdot 10^5$ | $7,0 \cdot 10^5$ | $2,1 \cdot 10^6$ |
| | SM | $3,7 \cdot 10^4$ | $6,1 \cdot 10^5$ | $4,9 \cdot 10^5$ |

Em ambos os tratamentos, os valores de clorofila aumentaram ao longo do tempo. Nos viveiros do tratamento SM o valor inicial foi mais baixo ($12,47 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) do que nos viveiros do tratamento CM ($27,3 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$). O valor médio máximo no tratamento SM no dia 06 de abril ($105 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) representou um aumento de 8,7x do valor inicial. No tratamento CM, o valor médio máximo observado foi de $188,9 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$ em 03 de abril, indicando um aumento de 6,9x em relação ao valor inicial. Comparando-se os tratamentos ao longo do tempo, foi observada diferença significativa ($p < 0,05$) somente no dia 03 de abril. O tratamento SM não apresentou diferenças ($p > 0,05$) ao longo do tempo, enquanto no tratamento CM o valor observado em 03 de abril ($188,9 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) foi significativamente maior ($p < 0,05$) do que os valores observados entre 31 de janeiro e 20 de março, e o valor observado em 01 de abril ($180,5 \mu\text{g cl-}a \text{ L}^{-1}$) foi maior ($p < 0,05$) do que entre os dias 31 de janeiro e 13 de março, excetuando-se o valor observado em 10 de março. (Figura 2).

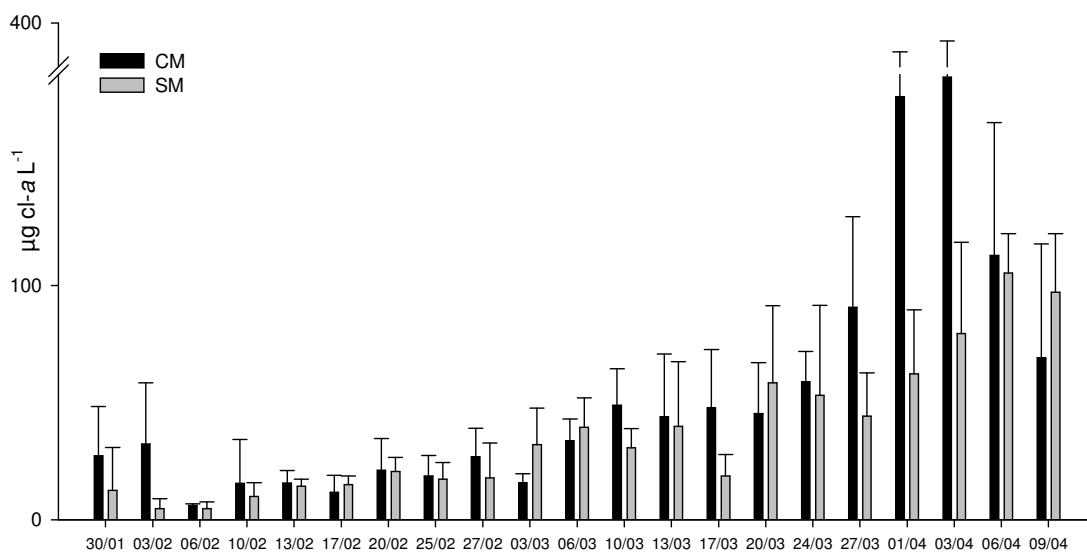


Figura 2. Valores de clorofila total (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 09 de abril de 2009.

As maiores densidades do zooplâncton foram observadas no período inicial do estudo entre os dias 30 de janeiro e 13 de fevereiro. Os tratamentos CM e SM apresentaram médias de 14 e 11 org L⁻¹ respectivamente, e o maior valor médio foi registrado em 10 de fevereiro (CM, 33 org L⁻¹). Foi observada uma drástica redução nos últimos dias de amostragem nos dois tratamentos, com densidade de zooplâncton inferior a 1 org L⁻¹ (Figura 6). Diferença significativa ($p < 0,05$) foi observada entre os tratamentos somente no dia 25 de fevereiro. Devido a grande variabilidade entre os viveiros de mesmo tratamento não se observaram diferenças significativas em CM e SM ao longo do tempo. O zooplâncton foi dominado ao longo do tempo pelo copépode *Acartia tonsa*, em sua forma adulta e de copepodito, responsáveis, em média, por 90% e 95% da densidade total nos tratamentos SM e CM, respectivamente. Larvas de poliquetas bentônicas foram registradas somente nos primeiros dois dias de amostragem em SM e CM.

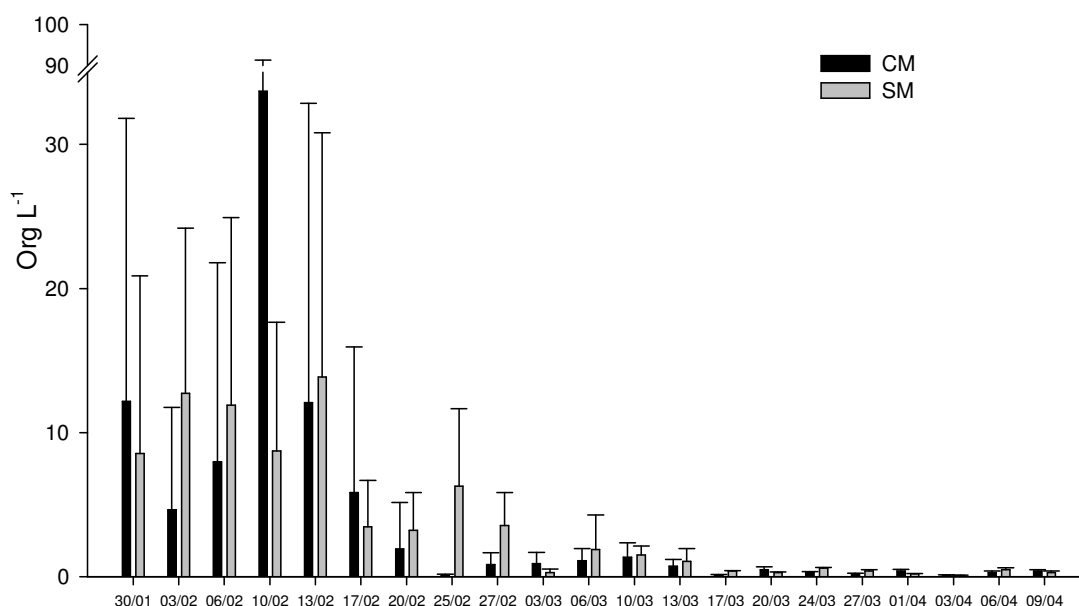


Figura 3. Valores de densidade do zooplâncton (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 09 de abril de 2009.

Os valores de produção primária bruta foram mais elevados nos primeiros seis dias em ambos os tratamentos, apresentando uma pequena redução no tratamento CM. Não foram verificadas diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos ao longo do tempo (CM valor médio $1,86 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$; SM $1,43 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$; Figura 4A). Os valores médios de respiração foram de $0,74 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$ em CM, e de $0,62 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$ em SM, com diferença significativa entre os tratamentos no dia 03 de fevereiro (CM média $1,48 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$; SM média $0,65 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$). O tratamento SM apresentou maiores valores de respiração ($1,12 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) no período inicial (10 de fevereiro); em CM o padrão foi similar, com maiores valores (aprox. $1,2 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) nos primeiros dias (Figura 4B).

A produção primária líquida apresentou flutuações ao longo do tempo, observando-se geralmente valores mais elevados em CM (média $0,83 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$);

em SM o valor médio foi de $0,74 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$. Não foram observadas diferenças ($p < 0,05$) entre os tratamentos ao longo do tempo. CM apresentou dois valores mais elevados de produção (aprox. $1,7 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) nos dias 31 de janeiro e 01 de abril (Figura 4C). A produção primária líquida normalizada por unidade de Carbono manteve-se em média abaixo de $1 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$ durante todo período, sem diferença significativa ($p < 0,05$) entre os tratamentos e dentro dos tratamentos ao longo do tempo. Os tratamentos CM (média $0,427 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$) e SM (média $0,97 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$) registraram os maiores valores médios no início do estudo, $1,46 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ mg C}^{-1}$ e $8,66 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \mu\text{g C}^{-1}$ em CM e SM, respectivamente (Figura 4D).

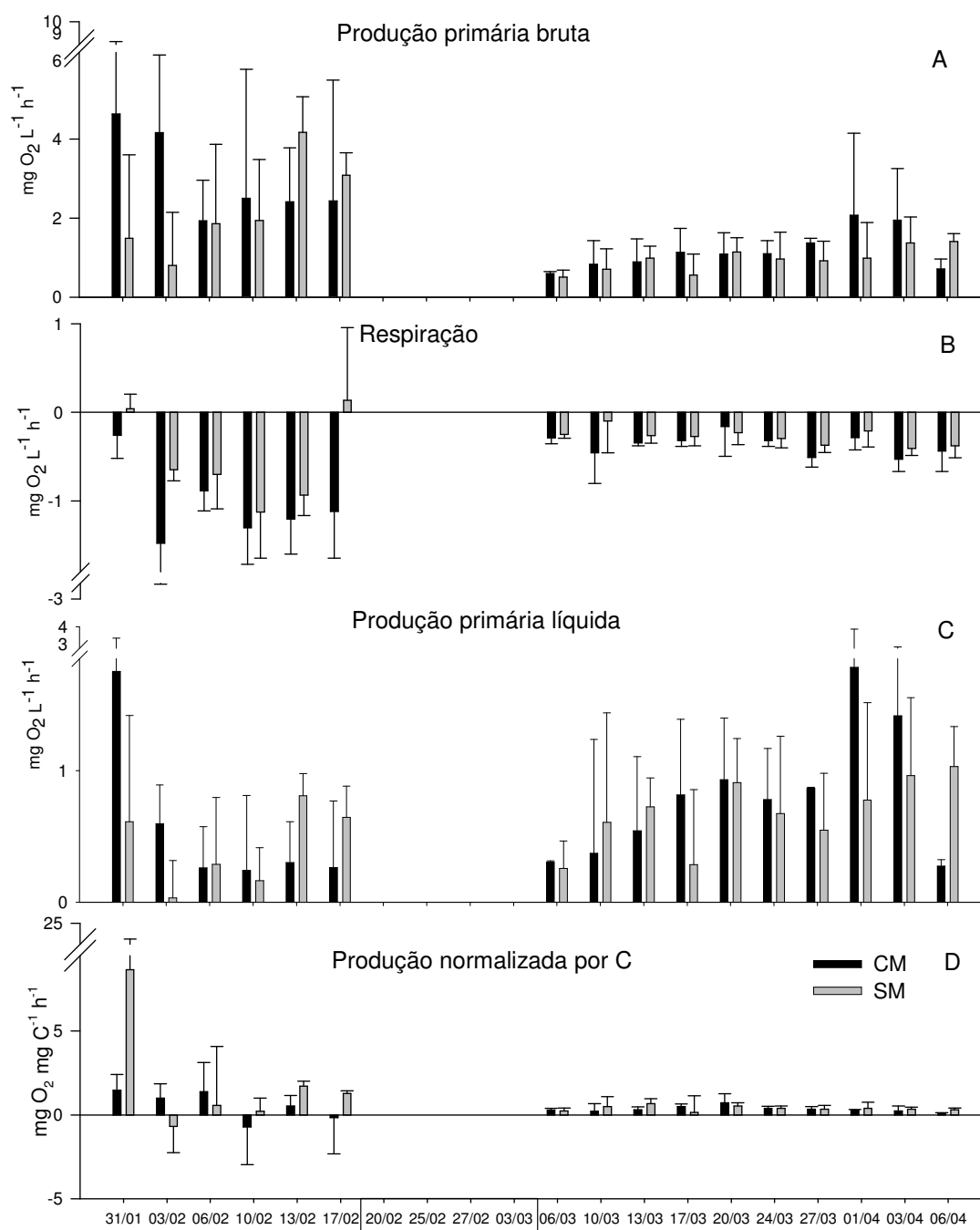


Figura 4. Produção primária bruta (A), respiração (B), produção primária líquida (C) e produção normalizada por Carbono (D) (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melaço (CM) e sem adição de melaço (SM) no período de 31 de janeiro a 06 de abril de 2009. O período marcado na figura indica as datas sem medidas de produção primária.

A produção primária bruta em unidade de carbono ao longo do tempo no tratamento CM foi em média de $866,79 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$, e no SM de $733,01 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$

(Figura 5A). Os maiores valores de produção em ambos tratamentos foram observados no dia 03 de abril (CM 1785,2 mg C m⁻³ h⁻¹; SM 1278,5 mg C m⁻³ h⁻¹). A produção por unidade de clorofila apresentou os maiores valores no período inicial do estudo, coincidindo com o período de menor clorofila. A média ao longo do tempo foi de 32,32 mg C mg cl-a⁻¹ h⁻¹ em CM e 36,11 mg C mg cl-a⁻¹ h⁻¹ em SM (Figura 5B).

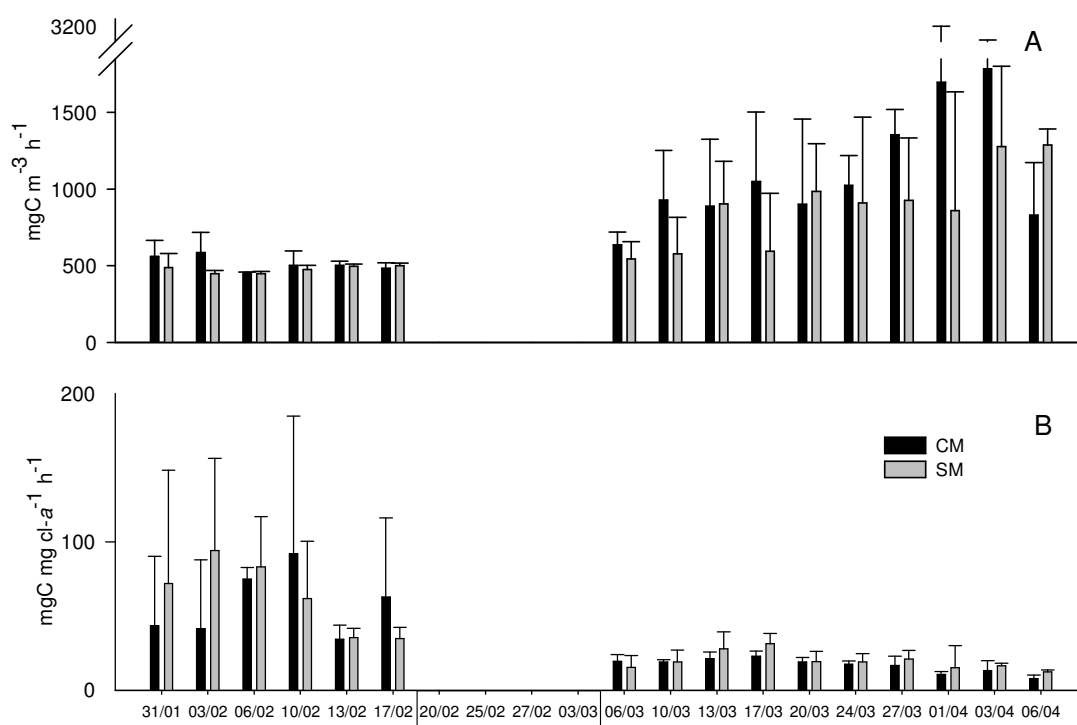


Figura 5. Produção primária bruta em carbono (A) e produção primária bruta por unidade de clorofila (B) (média e desvio padrão) nos tratamentos com adição de melaço (CM) e sem adição de melaço (SM) no período de 31 de janeiro a 06 de abril de 2009. O período marcado na figura indica as datas sem medidas de produção primária.

Os valores médios de amônia foram altos nos primeiros dez dias (7 a 10 μM), reduziram a partir de 13 de fevereiro (1 a 5 μM) e aumentaram novamente a partir de 10 de março. No período final, houve uma grande oscilação, com valores máximos próximos a 11 μM e 14 μM nos tratamentos SM e CM, respectivamente (Figura 6A). Ambos os tratamentos apresentaram valor médio de 5,5 μM ao longo do tempo, com

diferença significativa ($p < 0,05$) somente no dia 06 de abril. As concentrações de nitrato+nitrito apresentaram um padrão similar ao de amônia, apresentando valores altos (4,6 a 7,5 μM) no início, uma redução a partir do dia 13 de fevereiro (3,7 μM a 0,7 μM) e um novo aumento a partir de 10-13 de março com grandes oscilações até o final (Figura 6B). Os tratamentos CM e SM apresentaram médias ao longo do tempo de 3,7 μM , com SM apresentando valores significativamente ($p < 0,05$) maiores em 03 e 27 de fevereiro e CM em 17 de fevereiro e 06 de abril.

Os valores de fosfato apresentaram uma tendência de aumento do início (0,5 μM) para o final do experimento nos dois tratamentos atingindo um valor médio máximo menor no tratamento SM (7,13 μM) do que no tratamento CM (13,63 μM) (Figura 6C). As médias ao longo do tempo foram de 1,9 μM no tratamento SM e 3,85 μM em CM. Não foram observadas diferenças ao longo do tempo em SM. Em CM os dois maiores valores médios (11,57 μM em 01 de abril; 13,63 μM em 06 de abril) foram significativamente maiores que os valores observados até o dia 20 de março, excetuando-se o dia 06 de março. Os níveis de silicato também foram menores no início (1,2 μM a 6,1 μM) até o dia 13 de fevereiro. Após, houve um aumento com leves variações até o dia 27 de março e com valores mais altos no final do experimento (40,5 μM em SM; 24,9 em CM). Ao longo do tempo, os valores médios foram de 14,6 μM (SM) e 9,07 μM (CM) mas devido a grande variabilidade entre viveiros de mesmo tratamento não foi detectada diferença ao longo do tempo nos tratamentos. Quando comparados ao longo do tempo, os dois tratamentos apresentaram diferença ($p < 0,05$) no dia 06 de abril, com maior valor sendo observado em SM (Figura 6D).

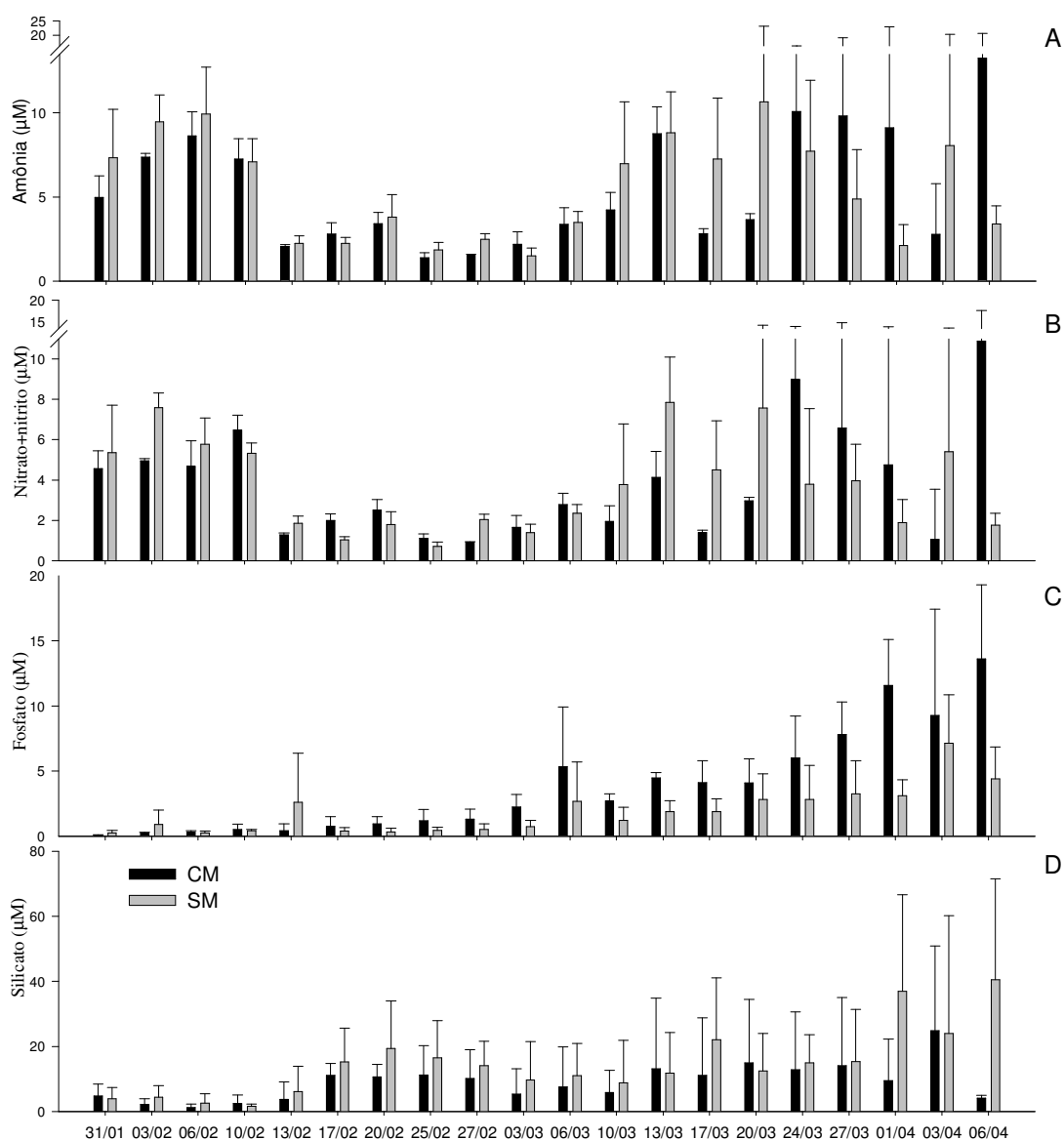


Figura 6. Concentrações de amônia (A), nitrato+nitrato (B), fosfato (C) e silicato (D) nos tratamentos com adição de melão (CM) e sem adição de melão (SM) no período de 31 de janeiro a 06 de abril de 2009.

DISCUSSÃO

Os baixos valores iniciais de clorofila em ambos os tratamentos refletem as condições da água usada nos viveiros, mas podem também estar influenciados pela ação de predação nos primeiros dias de cultivo. Os camarões em fase de transição de pós-

larva para juvenil, incluem as microalgas em sua alimentação, entre outros itens (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna 2003). Além disto, a alta densidade de zooplâncton no início do experimento exerceu uma forte pressão sobre as microalgas e ajuda a explicar os baixos valores de clorofila. Os valores relativamente altos de produção primária por unidade de biomassa na fase inicial, comparada a fase final, corroboram fortemente esta idéia. Assim como, o aumento de clorofila no final do experimento pode ser explicado pela redução da predação do zooplâncton, o qual por sua vez estaria sendo predado pelos camarões após a mudança de hábito alimentar dos mesmos (Cardozo *et al.* 2007).

Os valores de clorofila observados em ambos os tratamentos neste estudo foram similares ou superiores, especialmente no final do estudo, aos observados em viveiros que utilizam o meio tradicional de cultivo (Burford 1997; Teichert-Coddington *et al.* 2000; Cardozo *et al.* 2011). Além da redução drástica na densidade do zooplâncton ao longo do tempo, da mesma forma como observado em viveiros localizados próximos a Lagoa dos Patos (Cardozo *et al.* 2007; Cardozo *et al.* 2011), os elevados valores de clorofila no período final coincidiram com a maior disponibilidade de nutrientes. A produção primária líquida não apresentou um padrão ao longo do tempo, diferentemente do relatado em viveiros por Burford *et al.* (2003b), que observou uma redução dos valores de produção primária ao longo do tempo. O seu aumento no período final do presente estudo esteve relacionado com o aumento nos valores de clorofila, uma vez que a produtividade padronizada pelo teor de carbono foi menor do que a registrada no período inicial.

Havendo um aumento na comunidade microbiana ao longo do tempo, através da adição de fonte de carbono (Burford *et al.* 2004b), e um aumento no consumo de

oxigênio por parte dos camarões devido ao seu crescimento (Dalla Santa & Vinatea 2007), seria esperado um aumento no grau de heterotrofia no período final do estudo. Middleton & Reeder (2003) observaram um aumento da respiração na coluna d'água com a redução do oxigênio em viveiros de terra nos Estados Unidos. No presente estudo não houve aumento no valor da taxa respiratória na coluna d'água mas, os valores de produção primária nos viveiros que receberam adição de fonte de carbono, ultrapassaram em vários momentos os valores nos viveiros sem adição de melação. A manutenção da taxa respiratória em nível similar ao observado no início do nosso estudo está relacionado ao aumento de clorofila, que manteve o nível de produção primária líquida próximo ao registrado no início do experimento.

Em nosso estudo, seria esperado um aumento no número de protozoários e da respiração na coluna d'água nos viveiros do tratamento CM. Ao contrário, houve uma redução nesses valores, da mesma forma como foi observado por Dalla Santa & Vinatea (2007). Esta redução nos valores de respiração no final do estudo, associado a um aumento na comunidade de protozoários, pode resultar em um melhor desempenho zootécnico dos organismos cultivados, já que a presença de protozoários associada a fertilização orgânica representa um componente importante no fluxo de energia em viveiros (Middleton & Reeder 2003). Em nosso estudo, os camarões do tratamento CM apresentaram peso médio final superior aos dos viveiros SM (Fróes *et al.* (submetido)).

Os valores de produção primária líquida observados neste estudo foram próximos aos observados por Dalla Santa & Vinatea (2007) ($0,57 \text{ mg O}_2 \text{ L}^{-1} \text{ h}^{-1}$) em viveiros semi-intensivos na região sul do Brasil. A produção bruta em carbono mostrou-se elevada quando comparada a valores observados em viveiros na Austrália, onde os valores máximos foram de $740 \text{ mg C m}^{-3} \text{ h}^{-1}$ (Burford 1997). Os valores calculados para

produção primária bruta por unidade de clorofila também foram altos, especialmente se compararmos com o estuário da Lagoa dos Patos (4,3–15,75 mg C mg chl- a^{-1} h $^{-1}$) (Abreu *et al.* 1994; Odebrecht *et al.* 2005). Alongi *et al.* (1999b) em viveiros no Vietnã relatam valores de produção primária bruta abaixo dos observados neste estudo, entretanto salientam que os altos valores de material em suspensão podem ter reduzido a penetração de luz e assim também a taxa de produção. A redução nos valores de produção por unidade de biomassa no final do presente estudo, indicando menor produtividade por parte do fitoplâncton, poderia estar relacionada a um aumento na concentração de material em suspensão no período final do experimento, levando a um impacto negativo na produtividade (Teichert-Coddington *et al.* 1992).

A concentração dos nutrientes silicato e fosfato aumentou ao longo de tempo, provavelmente pela sua regeneração nos viveiros, uma vez que não houve renovação significativa de água. Os valores de fosfato elevados no período final também podem resultar da decomposição da ração não consumida e da excreção dos organismos cultivados (Barak *et al.* 2003). Os compostos nitrogenados apresentaram grande variabilidade ao longo do tempo. Embora elevados em alguns períodos, os valores de amônia estavam no nível observado em outros estudos (Ruiz-Fernández & Paéz-Osuna 2004), e dentro da faixa de segurança (máximo 28,2 μ M) para o cultivo do camarão *L. vannamei* (Lin & Chen 2001). O padrão observado para amônia e nitrato+nitrito foi similar em ambos os tratamentos, não ocorrendo picos inversos desses nutrientes na água resultantes do processo de nitrificação (Hargreaves 1998).

Os principais grupos de organismos presentes nas amostras, pequenas células <3 μ m, cianobactérias (cocóides e filamentosas) e diatomáceas foram dominantes em ambos os tratamentos. As cianobactérias filamentosas, presentes em altas concentrações

nos dois tratamentos a partir da metade do período experimental, são favorecidas quando ocorre um aumento na concentração de fósforo, e conseqüente redução da relação N:P (Jacob & Culver 2010). As diatomáceas, encontradas em densidade elevada em CM e SM, são importantes fontes alimentares para os organismos como protistas, copépodes e também para os camarões (Patil & Gislørød *et al.* 2006; Teixeira *et al.* 2010; Tillmann 2004) e sua presença contínua provavelmente esta relacionada a disponibilidade de nutrientes, especialmente silicato.

Pode-se concluir que a fertilização com fonte de carbono (melaço de cana de açúcar) usada no experimento não afetou significativamente a comunidade planctônica em termos de clorofila, produção primária e zooplâncton. Ao contrário do esperado, em alguns períodos, os parâmetros dizer quais relacionados com os produtores primários foram superiores nos viveiros que receberam adição de melaço, que teria por objetivo a criação de uma cadeia heterotrófica. A densidade do zooplâncton também não foi influenciada pela adição de melaço, como esperado. Mesmo assim, a adição de fonte de carbono aumentou o ganho de peso do camarões *L. vannamei* e não apresenta influências negativas na comunidade planctônica. O seu uso não acarretou um aumento na taxa respiratória na coluna d'água, o que poderia ser um efeito indesejado em cultivos semi-intensivos de camarões, tampouco influenciou significativamente a composição da comunidade de protistas autotróficos e heterotróficos. Entretanto, a adição de fonte de carbono pode acarretar um desequilíbrio na relação N:P, levando a um aumento de cianobactérias, que em muitos casos podem apresentar conseqüências indesejáveis como a produção de toxinas

CONCLUSÕES

- Diferenças significativas foram observadas entre viveiro de cultivo de camarões e a área estuarina adjacente. A disponibilidade de nutrientes e o controle *top-down* são os principais controladores do plâncton no viveiro, enquanto no estuário as trocas de água levaram a variações de salinidade, que influenciaram a comunidade planctônica. Organismos de menor tamanho (flagelados e cocóides 2-15 μm) predominaram em número no estuário e no viveiro, sendo que no viveiro a presença de flagelados maiores também foi significativa no período final do experimento, enquanto as diatomáceas apresentaram uma maior contribuição em termos de biovolume no estuário. A produção de ovos de *A. tonsa* mostrou-se influenciada pela salinidade no estuário, enquanto no viveiro não foi possível determinar com clareza qual fator estava controlando sua produção.

- O estudo do impacto dos efluentes de viveiros de cultivo, simulado em microcosmos, indica que este tende a variar de acordo com as condições ambientais observadas no momento da despesca na área receptora. Em períodos com pouca disponibilidade de nutrientes nas áreas rasas, o impacto é reduzido, e alterações de curto prazo são esperadas com o aumento na produção primária e teor de clorofila *a* em períodos de maior disponibilidade de nutrientes. Entretanto este efeito pode ser retardado se houverem diferenças de salinidade entre viveiros e o estuário.

- A utilização de fontes de carbono na fertilização de viveiros sem renovação de água não afetou de forma significativa os valores de clorofila *a*, produção primária e zooplâncton. Não ocorreu o predomínio de uma comunidade heterotrófica em viveiros com adição de fonte de carbono, pelo contrário, muitas vezes parâmetros relacionados aos produtores primários foram superiores nestes viveiros. A introdução de fonte de

carbono pode levar a um desequilíbrio na relação N:P, favorecendo o crescimento de espécies de cianobactérias que potencialmente produzem toxinas.

PERSPECTIVAS FUTURAS

Os resultados obtidos neste estudo indicam alguns pontos que devem receber atenção em estudos futuros, como a realização de um estudo em campo para a validação dos dados obtidos no capítulo II, sobre o efeito da despesca em microcosmos.

Outro questionamento surgido a partir deste estudo, seria a simulação em laboratório, das condições que favoreceram o crescimento do zooplâncton em alta densidade nos viveiros de cultivo. Este seria um passo importante para reduzir um dos gargalos da produção e uso de copépodes como alimento vivo em larviculturas de peixes e camarões marinhos.

Com relação a dinâmica de nutrientes em viveiros com adição de fontes de carbono, estudos futuros devem avaliar metodologias para correção da relação N:P, visando (1) evitar ou reduzir a dominância de cianobactérias, assim reduzindo os riscos inerentes a presença deste grupo, e (2) estimular o desenvolvimento de uma cadeia trófica com base em diatomáceas, que poderá ter melhor conteúdo nutricional, e refletir em melhor desempenho zootécnico final dos camarões cultivados em sistemas BFT.

LITERATURA CITADA

- ABREU, PC, BB BIDDANDA & C ODEBRECHT. 1992. Bacterial dynamics of the Patos Lagoon estuary, Southern Brazil (32°S, 52°W): Relationship with phytoplankton and suspended material. *Estuar. Coast. Shelf Sci.*, 35: 621-635.
- ABREU, PC, E GRANÉLI, C ODEBRECHT, D KITZMANN, LA PROENÇA & C RESGALLA JR. 1994. Effect of fish and mesozooplankton manipulation on the phytoplankton community in the Patos Lagoon estuary, Southern Brazil. *Estuaries*, 17(3): 575-584.
- ABREU, PC, M BERGESCH, LA PROENÇA, CAE GARCIA & C ODEBRECHT. 2010. Short- and Long-Term chlorophyll a variability in the shallow microtidal Patos Lagoon estuary, southern Brazil. *Estuaries and Coasts*, 33: 554-569.
- ANDERSON, RK, LP PARKER & A LAWRENCE. 1987. A $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ tracer study of the utilization of presented feed by a commercial important shrimp *Penaeus vannamei* in a pond grow out system. *J. World Aquacult. Soc.*, 18: 148-156.
- ALONGI, DM; FT LINDSAY & A TROTT. 1999a. Rates and pathways of benthic mineralization in extensive shrimp ponds of the Mekong delta, Vietnam. *Aquaculture*, 175: 269-292.
- ALONGI, DM, P DIXON, DJ JOHNSTON, D VAN TIEN & TT XUAN. 1999b. Pelagic processes in extensive shrimp ponds of the Mekong delta, Vietnam. *Aquaculture*, 175(1): 121-141.
- 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.

- AVNIMELECH, Y. 1999. C/N ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176: 227-235.
- AVNIMELECH, Y & G RITVO. 2003. Shrimp and fishpond soils: processes and management. *Aquaculture*, 220: 549-567.
- BALLESTER, ELC, PC ABREU, RO CAVALLI, M EMERENCIANO, L de ABREU & W WASIELESKY JR. 2010. Effect of practical diets with different protein levels on the performance of *Farfantepenaeus paulensis* juveniles nursed in a zero exchange suspended microbial flocs intensive system. *Aquacult. Nut.*, 16: 163-172.
- BAUMGARTEN, MG, LF NIENCHEKI & KN KUROSHIMA. 1995. Qualidade das águas que margeiam o município do Rio Grande: Nutrientes e detergentes dissolvidos. *Atlantica*, 17: 17-34.
- BARAK, Y, E CYTRYN, I GELFAND, M KROM & J VAN RIJN. 2003. Phosphorus removal in a prototype recirculating aquaculture system. *Aquaculture*, 220: 313-326.
- BERGESCH, M & C ODEBRECHT. 1997. Análise do fitoplâncton, Protozooplâncton e de alguns fatores abióticos no estuário da Lagoa dos Patos. *Atlântica*, 19: 31-50.
- BERGESCH, M, M GARCIA & C ODEBRECHT. 2009. Diversity and morphology of *Skeletonema* species in southern Brazil, SW Atlantic Ocean. *J. Phycol.*, 45(6): 1348-1352.
- BEHRENFELD, MJ, E BOSS, DA SIEGEL & DM SHEA. 2005. Carbon based ocean productivity and phytoplankton physiology from space. *Global Biogeochem. Cycles*, 19 GB 1006: 1-14.

- BOLTOVSKOY, D. 1981. Submuestro. In: BOLTOVSKOY, D (ed.). Atlas del zooplancton del Atlántico Sudoccidental y métodos de trabajo con el zooplancton marino. INIDEP, Mar del Plata, Argentina, 143-146.
- BRATVOLD, D & CL BROWDY. 2001. Effects of sand sediment and vertical surfaces (AquaMats™) on production, water quality, and microbial ecology in an intensive *Litopenaeus vannamei* culture system. *Aquaculture*, 195: 81-94.
- BURFORD, M. 1997. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. *Aquacult. Res.*, 28: 351-360.
- BURFORD, MA, PJ THOMPSON, RP MCINTOSH, RH BAUMAN & DC PEARSON. 2003a. Nutrient and microbial dynamics in high- intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture*, 219: 393-411.
- BURFORD, MA, SD COSTANZO, WC DENNISON, CJ JACKSON, AB JONES, AD MCKINNON, NP PRESTON & LA TROTT. 2003b. A synthesis of dominant ecological processes in intensive shrimp ponds and adjacent coastal environments in NE Australia. *Mar. Pollut. Bull.*, 46: 1456-1469.
- BURFORD, MA & K LORENZEN. 2004. Modeling nitrogen dynamics in intensive shrimp ponds: the role of sediment remineralization. *Aquaculture*, 229: 129-145.
- BURFORD, MA, PJ THOMPSON, RP MCINTOSH, RH BAUMAN & DC PEARSON. 2004. The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture*, 232: 525-537.
- CAMPOS, SS, UL SILVA, MZT LÚCIO & ES CORREIA. 2009. Natural food valuation and water quality in zero water exchange culture of *Litopenaeus vannamei* fertilized with wheat bran. *Aquacult. Int.*, 17: 113-124.

- 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 Scient. Biol. Sci.*, 31(4): 345-353.
- CARDOZO, AP, JGF BERSANO & WJ AMARAL. 2007. Composition, density and biomass of zooplankton in culture ponds of *Litopenaeus vannamei* (Decapoda:Penaidae) in southern Brazil. *Braz. J. Aquat. Sci. Technol.*, 11: 13-20.
- CARDOZO, AP, VO BRITTO & C ODEBRECHT. 2011. Temporal variability of plankton and nutrients in shrimp culture ponds vs. adjacent estuarine water. *Pan-Am. J. Aquat. Sci.*, 6(1): 1-16.
- CASÉ, M, EE LEÇA, SN LEITÃO, EE SANT'ANNA, R SCHWAMBORN & ATM JUNIOR. 2008. Plankton community as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. *Mar. Pollut. Bull.*, 56: 1343-1352.
- CASILLAS-HERNÁNDEZ, R, F MAGALLÓN-BARAJAS, G PORTILLO-CLARCK & F PÁEZ-OSUNA. 2006. Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: Trays and mechanical dispersal. *Aquaculture*, 258: 289-298.
- CASILLAS-HERNÁNDEZ, R, H NOLASCO-SORIA, T GARCÍA-GALANO, O CARRILLO-FARNES & F PÁEZ-OSUNA. 2007. Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies. *Aquacult. Eng.*, 36: 105-114.
- CASTELAO, RM & OO MOLLER JR. 2006. A modeling study of Patos Lagoon (Brazil) flow response to idealized wind and river discharge: Dynamical analysis. *Braz. J. Oceanogr.*, 54 (1): 1-17.

- CHEN, Y-LL & HY CHEN. 1992. Juvenile *Penaeus monodon* as effective zooplankton predators. *Aquaculture*, 103: 35-44.
- CLOERN, JE, C GRENZ & L VIDERGAR-LUCAS. 1995. An empirical model of the phytoplankton chlorophyll : carbon ratio – the conversion factor between productivity and growth rate. *Limnol. Oceanogr.*, 40(7): 1313-1321.
- COMAN, FE, RM CONNOLY & NP PRESTON. 2003. Zooplankton and epibenthic fauna in shrimp ponds: factors influencing assemblage dynamics. *Aquacult. Res.*, 34: 359-371.
- DALLA SANTA, K & VINATEA L. 2007. Evaluation of respiration rates and mechanical aeration requirements in semi-intensive shrimp *Litopenaeus vannamei* culture ponds. *Aquacult. Eng.*, 36: 73-80.
- ELSER, JJ, MES BRACKEN, EE CLELAND, DS GRUNER, WS HARPOLE, H HILLEBRAND, JT NGAI, EW SEABLOOM, JB SHURIN & JE SMITH. 2007. Global analysis of nitrogen and phosphorus limitation of primary producers in freshwater, marine and terrestrial ecosystems. *Ecol. Lett.*, 10: 1135-1142.
- EMERENCIANO, M, ELC BALLESTER, RO CAVALLI & W WASIELESKI. 2011. Effect of biofloc technology (BFT) on the early postlarval stage of pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis*: growth performance, floc composition and salinity stress tolerance. *Aquacult. Int.*, 19(5): 891-901.
- FAO 2008. The State of World Fisheries and Aquaculture. Disponível em: <http://www.fao.org/docrep/011/i0250e/i0250e00.htm>. Acesso em: 07/27/2010.
- FERNANDES, EHL, KR DYER & OO MOLLER. 2005. Spatial gradients in the flows of Southern Patos Lagoon. *J. Coast. Res.*, 21: 759-769.

- FRÓES, C, G FÓES, D KRUMMENAUER, E BALLESTER, LH POERSCH & W WASIELESKY JR. 2011. Efeito da fertilização orgânica com carbono no cultivo intensivo do camarões branco *Litopenaeus vannamei* em viveiros com sistema de bioflocos. *Atlantica*, submetido.
- FUJITA, C & C ODEBRECHT. 2007. Short term variability of chlorophyll-a and phytoplankton composition in a shallow area of the Patos Lagoon estuary (southern Brazil). *Atlantica*, 29: 93-106.
- FUNGE-SMITH, SJ & MPR BRIGGS. 1998. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. *Aquaculture*, 164: 117-133.
- GEIDER, RJ, HL MACINTYRE & TM KANA. 1997. Dynamic model of phytoplankton growth and acclimation: responses of the balanced growth rate and the chlorophyll *a*: carbon ratio to light, nutrient-limitation and temperature. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 148: 187-200.
- GODOY, LC, C ODEBRECHT, TG MARTINS, E BALLESTER, PC ABREU & W WASIELESKY JR. 2010. Tecnologia de bioflocos: criação sustentável de camarões marinhos. In: CYRINO, JEP, WM FURUYA, RP RIBEIRO & JD SCORVO FILHO (eds.). Tópicos especiais em biologia aquática e aqüicultura III. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Aqüicultura e Biologia Aquática. 2008. Cap. 23:227-236.
- HARGREAVES, JA. 1998. Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds. *Aquaculture*, 166: 181-212.
- HARI, B, BM KURUP, JT VARGHESE, JW SCHRAMA & MCJ VERDEGEM. 2004. Effects of carbohydrate addition on production in extensive shrimp culture systems. *Aquaculture*, 241: 179-194.

- HARI, B, BM KURUP, JT VARGHESE, JW SCHRAMA & MCJ VERDEGEM. 2006. The effect of carbohydrate addition on water quality and the nitrogen budget in extensive shrimp culture systems. *Aquaculture*, 252: 248-263.
- HASLE, GR. 1978. The inverted microscope method. In: SOURNIA, A (ed.) Phytoplankton manual. UNESCO, Paris, 88-96.
- HILLEBRAND, H, C-D DÜRSELEN, D KIRSCHTEL, U POLLINGHER & T ZOHARY. 1999. Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. *J. Phycol.*, 35: 403-424.
- JACOB, AP & DA CULVER. 2010. Experimental evaluation of the impacts of reduced inorganic phosphorus fertilization rates on juvenile saugeye production. *Aquaculture*, 304: 22-33.
- JACKSON, C, N PETERSON, PJ THOMPSON & M BURFORD. 2003. Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture*, 218: 397-411.
- JACKSON, C, N PRESTON & PJ THOMPSON. 2004. Intake and discharge nutrient loads at three intensive shrimp farms. *Aquacult. Res.*, 35(11): 1053-1061.
- 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. *Aquacult. Res.*, 41, 240-248.
- LACERDA, LD, AG VAISMAN, LP MAIA, CAR SILVA & SEM CUNHA. 2006. Relative importance of nitrogen and phosphorus emissions from shrimp farming and other anthropogenic sources for six estuaries along the NE Brazilian coast. *Aquaculture*, 253: 433-446.

- LIN, YC & JC CHEN. 2001. Acute toxicity of ammonia on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 259: 109-119.
- LIN, YC & JC CHEN. 2003. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*, 224: 193-201.
- LISS, PS. 1976. Conservative and non-conservative behavior of dissolved constituents during estuarine mixing. In: BURTON, JD & PS LISS (eds.). *Estuarine Chemistry*. Academic Press, New York, 93-127.
- MARINHO-SORIANO, E, C MORALES & WSC MOREIRA. 2002. Cultivation of *Gracilaria* (Rhodophyta) in shrimp pond effluents in Brazil. *Aquacult. Res.*, 33: 1081-1086.
- MARTIN, J-LM, Y VERAN, O GUELORGET & D PHAM. 1998. Shrimp rearing: stocking density, growth, impact on sediment, waste output and their relationships studied through the nitrogen budget in rearing ponds. *Aquaculture*, 164: 135-149.
- MARTINEZ-CORDOVA, LR, R BARRAZA & N PASTEN. 1997. Abundance, composition and nutritional contribution of zooplankton in fertilized and unfertilized shrimp aquaculture ponds with different feeding rates. *J. Aquacult. Trop.*, 12: 23-34.
- MARTINEZ-CORDOVA, LR, MA PORCHAS-CORNEJO, H VILLARREAL-COLEMNARES, JA CALDERON-PEREZ & J NARANJO-PARAMO. 1998. Evaluation of three feeding strategies on the culture of white shrimp *penaeus vannamei* Boone 1931 in low water exchange ponds. *Aquacult. Eng.*, 17: 21-28.
- MCABEE, BJ, CL BROWDY, RJ RHODES, AD STOKES. 2003. The use of greenhouse-enclosed raceway systems for the super-intensive production of

- pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* in the United States. *Global Aquacult. Adv.*,6: 40-43.
- MCKINNON, AD, LA TROTT, M CAPPO, DK MILLER, S DUGGAN, P SPEARE & A DAVIDSON. 2002a. The trophic fate of shrimp farm effluent in mangrove creeks of North Queensland, Australia. *Estuar. Coast. Shelf Sci.*, 55: 655-671.
- MCKINNON, AD, LA TROTT, DM ALONGI & A DAVIDSON. 2002b. Water column production and nutrient characteristics in mangrove creeks receiving shrimp farm effluent. *Aquacult. Res.*, 33: 55-73.
- MIDDLETON, RJ & BC REEDER. 2003. Dissolved oxygen fluctuations in organically and inorganically fertilized walleye (*Stizostedion vitreum*) hatchery ponds. *Aquaculture*, 219: 337-345.
- MÖLLER, OO, JA LORRENZZENTI, JL STECH & MM MATA. 1996. The Patos Lagoon summertime circulation and dynamics. *Cont. Shelf Res.*, 16: 335-351.
- MONTÚ, M, AK DUARTE & IM GLOEDEN. 1997. Zooplankton. In: SEELIGER, U, C ODEBRECHT & JP CASTELLO (eds.). *Subtropical Convergence Environments: The coastal and sea in the Southwestern Atlantic*. Springer, Berlin, 40-43.
- MOSS, SM & GD PRUDER. 1995. Characterization of organic particles associated with rapid growth in juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei* Boone, reared under intensive culture conditions. *J. Exp. Mar. Biol.Ecol.*, 187: 175-191.
- MUELBERT, JH, E MUXAGATA & SM KAMINSKI. 2010. As comunidades zooplanctônicas. In: SEELIGER, U & C ODEBRECHT (eds.) *O estuário da Lagoa dos Patos: Um século de transformações*. FURG, Rio Grande, 65-75.

- NIENCHESKI, LFH & HL WINDOM. 1994. Nutrient flux and budget in Patos Lagoon Estuary. *Sci. Total Environ.*, 149(1-2): 53-60.
- NIENCHESKI, LF & G FILLMANN. 1998. Características Químicas. In: SEELIGER, U, C ODEBRECHT & JP CASTELLO (eds.). Os Ecossistemas Costeiro e Marinho do Extremo Sul do Brasil. Ecoscientia, Rio Grande, 107-108.
- NIENCHESKI, LFH & RA JAHNKE. 2002. Benthic Respiration and Inorganic Nutrient Fluxes in the Estuarine Region of Patos Lagoon (Brazil). *Aquat. Geochem.*, 8: 135-152.
- NING, X, JE CLOERN & BE COLE. 2000. Spatial and temporal variability of picocyanobacteria *Synechococcus* sp. in San Francisco Bay. *Limnol. Oceanogr.*, 45: 695-702.
- ODEBRECHT, C & PC ABREU. 1997. Microalgae. In: SEELIGER, U, C ODEBRECHT & JP CASTELLO (eds.). Subtropical Convergence Environments: The coastal and sea in the Southwestern Atlantic. Springer, Berlin, 34-37.
- ODEBRECHT, C, PC ABREU, OO MÖLLER, LF NIENCHESKI, LA PROENC & LC TORGAN. 2005. Drought Effects on Pelagic Properties in the Shallow and Turbid Patos Lagoon, Brazil. *Estuaries*, 28: 675-685.
- ODEBRECHT, C, M BERGESCH, LR RÖRIG & PC ABREU. 2010. Phytoplankton Interannual Variability at Cassino Beach, Southern Brazil (1992–2007), with Emphasis on the Surf Zone Diatom *Asterionellopsis glacialis*. *Estuaries and Coasts*, 33:570-583.
- OTOSHI, CA, AD MONTGOMERY, AM LOOK & SM MOSS. 2001. Effects of diet and water source on the nursery production of pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *J. World Aquac. Soc.*, 32: 243-249.

- PÁEZ-OSUNA, F, SR GUERRERO-GALVAN & AC RUIZ-FERNÁNDEZ. 1999. Discharge of Nutrients from Shrimp Farming to Coastal Waters of the Gulf of California. *Mar. Pollut. Bull.*, 38: 585-592.
- PÁEZ-OSUNA, F. 2001. The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects and mitigating alternatives. *Environ. Manage.*, 28(1): 131-140.
- PAÉZ-OSUNA, F, A GRACIA-GASCA, F FLORES-VERDUGO, ML LYLE-FRITCH, R ALONSO-RODRÍGUEZ, A ROQUE & AC RUIZ-FERNÁNDEZ. 2003. Shrimp aquaculture development and the environment in the Gulf of California ecoregion. *Mar. Pollut. Bull.*, 46: 806-815.
- PATIL, V & HR GISLERØD. 2006. The importance of omega-3 fatty acids in diet. *Curr.Sci.*, 90:908-909.
- PEIXOTO, S, W WASIELESKY JR & L LOUZADA JR. 2003. Comparative analysis of pink shrimp, *Farfantepenaeus paulensis*, and Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, culture in extreme southern Brazil. *J. Appl. Aquacult.*, 14(1-2): 101-111.
- PILKAITYTĖ, R, A SCHOOR & H SCHUBERT. 2004. Response of phytoplankton communities to salinity changes – a mesocosm approach. *Hydrobiologia*, 513: 27-38.
- POERSCH, L, RO CAVALLI, W WASIELESKY, JP CASTELLO & SRM PEIXOTO. 2006. Perspectivas para o desenvolvimento dos cultivos de camarões marinhos no estuário da Lagoa dos Patos, RS. *Cienc. Rur.*, 36(4): 1337-1343.
- POERSCH, L, JP CASTELLO, W WASIELESKY JR & RO CAVALLI. 2007. The challenge of sustainable aquaculture: effects on the environment of the Patos Lagoon estuary. *J. Coast. Res.*, 47: 130-135.

- PRIMAVERA JH. 1997. Socio-economic impacts of shrimp culture. *Aquacult. Res.*, 28: 815-827.
- REDFIELD, AC, BH KETCHUM & FA RICHARDS. 1963. The influence of organisms on the composition of seawater. In: HILL, MN (ed.). *The Sea* v2. Interscience, New York. 26-77.
- RUIZ-FERNÁNDEZ, AC & F PÁEZ-OSUNA. 2004. Comparative survey of the influent and effluent water quality of shrimp ponds on Mexican farms. *Water Environ. Res.*, 76:5-14.
- SOWERS, AD, DM GATLIN, SP YOUNG, JJ ISELY, CL BROWDY, JR TOMASO. 2005. Responses of *Litopenaeus vannamei* (Boone) in water containing low concentrations of total dissolved solids. *Aquacult. Res.*, 36: 819-823.
- STOTTRUP, JG & J JENSEN. 1990. Influence of algal diet on feeding and egg-production of the calanoid copepod *Acartia tonsa* Dana. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 141: 87-105.
- STRICKLAND, JDH & TR PARSONS. 1972. A practical handbook of seawater analysis. Fisheries Research Board of Canada, Ottawa. 311p.
- STRÜDER-KYPKE, MC, ER KYPKE, S AGATHA, J WARWICK & DJS MONTAGNES. 2001. Guide to UK Coastal Planktonic Ciliates. Disponível em <http://www.liv.ac.uk/ciliate/intro.htm>. Acesso em 27/07/2010.
- TACON, AGJ, JJ CODY, LD CONQUEST, S DIVAKARAN, IP FORSTER & OE DECAMP. 2002. Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquacult. Nutr.*, 8: 121-137.

- TEICHERT-CODDINGTON, DR, BW GREEN & RP PHELPS. 1992. Influence of site and season on water quality and tilapia production in Panama and Honduras. *Aquaculture*, 105: 297-314.
- TEICHERT-CODDINGTON, DR, DB ROUSE, A POTTS & CE BOYD. 1999. Treatment of harvest discharge from intensive shrimp ponds by settling. *Aquacult. Eng.*, 19: 147-161.
- TEICHERT-CODDINGTON, DR, D MARTÍNEZ & E RAMÍREZ. 2000. Partial nutrient budgets for semi-intensive shrimp farms in Honduras. *Aquaculture*, 190: 139-154.
- TEIXEIRA, PF, SM KAMINSKI, TR ÁVILA, AP CARDOZO, JGF BERSANO & A BIANCHINI. (2010). Diet influence on egg production of the copepod *Acartia tonsa* (Dana, 1896). *An. Acad. Bras. Ciênc.*, 82(2): 333-339.
- TESTER, PA & JT TURNER. 1988. Comparative carbon-specific ingestion rates of phytoplankton by *Acartia tonsa*, *Centropages velificatus* and *Eucalanus pileatus* grazing on natural phytoplankton assemblages in the plume of the Mississippi River (northern Gulf of Mexico continental shelf). *Hydrobiologia*, 167/168: 211-217.
- TILLMANN, U. 2004. Interactions between Planktonic Microalgae and Protozoan Grazers. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 51(2): 156-168.
- TROTT, LA & DM ALONGI. 2000. The impact of shrimp pond effluent on water quality and phytoplankton biomass in a tropical mangrove estuary. *Mar. Pollut. Bull.*, 40: 947-951.

- TROTT, LA, AD MCKINNON, DM ALONGI & MA BURFORD. 2004. Carbon and nitrogen processes in a mangrove creek receiving shrimp farm effluent. *Estuar., Coast. Shelf Sci.*, 59: 197-207.
- UMANI, SF, V TIRELLI, A BERAN & B GUARDIANI. 2005. Relationships between microzooplankton and mesozooplankton: competition versus predation on natural assemblages of the Gulf of Trieste (northern Adriatic Sea). *J. Plankton Res.*, 27(10): 973-986.
- UNESCO 1983. Chemical methods for use in marine environmental monitoring. Paris: Intergovernmental Oceanographic Commission. Manual and guides 12.
- WANG, XJ, M BEHRENFELD, R LE BORGNE, R MURTUGUDDE & E BOSS. 2009. Regulation of phytoplankton carbon to chlorophyll ratio by light, nutrients and temperature in the Equatorial Pacific Ocean: a basin-scale model. *Biogeosciences*, 6: 391-404.
- WASIELESKY JR, W, H ATWOOD, A STOKS & C 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.
- WATERBURY, JB, SW WATSON, FW VALOIS & D FRANKS. 1986. Biological and ecological characterization of the marine unicellular cyanobacterium *Synechococcus*. In: PLATT, T & WKW LI (eds). Photosynthetic picoplankton. Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences 214: 71-120.
- WELSCHMEYER, NA. 1994. Fluorimetric analysis of chlorophyll-a in the presence of chlorophyll b and phaeopigments. *Limnol. Oceanogr.*, 39: 1985-1992.

- WOLANSKI, E, S SPAGNOL, S THOMAS, K MOORE, DM ALONGI, LA TROTT
& A DAVIDSON. 2000. Modelling and visualizing the fate of shrimp pond
effluent in a mangrovefringed tidal creek. *Estuar. Coast. Shelf Sci.*, 50: 85-97.
- ZAR, J H. 1999. Biostatistical Analysis. New Jersey, Prentice Hall. 663 p.

APÊNDICE

Título: Temporal variability of plankton and nutrients in shrimp culture ponds vs. adjacent estuarine water.

Autores: Alessandro Pereira Cardozo, Vanessa Oliveira Britto & Clarisse Odebrecht

Revista: Pan-American Journal of Aquatic Science

Abstract

Water quality, phytoplankton and zooplankton were evaluated in a shrimp pond (*Litopenaeus vannamei*) and the adjacent Patos Lagoon estuary in summer from November/2007 to February/2008. Every two weeks, temperature, salinity, dissolved inorganic nutrients, total chlorophyll *a* and size fractions (>20 μm ; 1-20 μm ; <1 μm) and phytoplankton and zooplankton densities were analyzed. Excepting temperature, significant differences were observed between both environments. In the estuary, salinity variations (1-21) were related with water exchange while, in the pond, increased salinity (7-20) probably resulted from evaporation. Silicate (51.08-100.73 μM) was always higher in the estuary, while the levels of ammonium (0.71-5.37 μM), phosphate (0.24-2.43 μM) and suspended matter (10.57-78.63 mg.L^{-1}) were higher in the pond. High nitrate/nitrite (18.67 μM) levels correlated with inorganic fertilization in the pond. In November/2007, the level of chlorophyll *a* in the pond was lower (5.7-16.4 $\mu\text{g.L}^{-1}$) than in the estuary (20.0-32.9 $\mu\text{g.L}^{-1}$) where diatoms always prevailed. In the pond, flagellates and cyanobacteria <1 μm were the main organisms responsible for the chlorophyll *a* increase (30.6 $\mu\text{g.L}^{-1}$) in January/2008. Zooplankton, mainly the copepod *Acartia tonsa*, presented higher concentrations in the pond during the first month (238 org.L^{-1}) and probably exerted important grazing pressure reducing chlorophyll *a*. After that, zooplankton decreased significantly releasing the grazing pressure on phytoplankton and indicating the importance of top-down control. In conclusion, changes in chlorophyll *a* levels were mainly related with water exchange in the estuary while the nutrient availability and top-down control in the pond, influenced significantly the size structure and composition of phytoplankton.

Keywords: Phytoplankton, chlorophyll, zooplankton, nutrients, shrimps, estuary

Resumo

Variabilidade temporal do plâncton e nutrientes em viveiro de cultivo de camarões vs. águas estuarinas adjacentes. A qualidade da água, fitoplâncton e zooplâncton foram analisados em um viveiro de camarões (*Litopenaeus vannamei*) e em área adjacente do estuário da Lagoa dos Patos no verão de novembro/2007 a fevereiro/2008. A cada duas semanas, temperatura, salinidade, nutrientes, clorofila *a* total e frações de tamanho (>20 μm ; 1-20 μm ; <1 μm), e densidade de fitoplâncton e de zooplâncton foram analisadas. A exceção da temperatura, diferenças significativas foram observadas entre os dois ambientes. No estuário, a variação de salinidade (1-21) esteve relacionada com a circulação da água, enquanto no viveiro o aumento de salinidade (7-20) foi provavelmente devido a evaporação. Valores de silicato mais altos (51.08-100.73 μM) foram observados no estuário, enquanto que os de amônia (0.71-5.37 μM), fosfato (0.24-2.43 μM) e material em suspensão (10.57-78.63 mg.L^{-1}) foram mais altos

no viveiro. Altos valores de nitrato/nitrito ($18.67\mu\text{M}$) apresentaram relação com as fertilizações no viveiro. Em novembro/2007, os valores de clorofila *a* total foram menores no viveiro ($5.7\text{--}16.4\mu\text{g.L}^{-1}$) do que no estuário ($20.0\text{--}32.9\mu\text{g.L}^{-1}$), onde sempre foi observada a predominância de diatomáceas. No viveiro, flagelados e cianobactérias autotróficas $<1\mu\text{m}$ foram os principais organismos responsáveis pelo aumento de clorofila *a* ($30.6\mu\text{g.L}^{-1}$) a partir de Janeiro/2008. Ao longo do primeiro mês no viveiro, altos valores de densidade do zooplâncton, composto principalmente pelo copépode *Acartia tonsa* (238 org.L^{-1}), provavelmente aumentaram a pressão de predação e reduziram o teor de clorofila *a*. Após, houve uma redução do zooplâncton com efeito na menor predação sobre o fitoplâncton, indicando a importância do controle *top-down*. Concluindo, variações de clorofila *a* no estuário estiveram mais relacionadas com a circulação da água enquanto que, no viveiro, a disponibilidade de nutrientes e o efeito *top-down*, influenciaram a estrutura de tamanho e composição do fitoplâncton.

Palavras-chave: Fitoplâncton, clorofila, zooplâncton, nutrientes, camarões, estuário.

Introduction

Recently, shrimp culture-related businesses were established in the Patos Lagoon estuary following the increasing worldwide trend for aquaculture (FAO 2008). However, shrimp culture is a controversial activity due to the cultivation of exotic species in many cases and also because the effluent that originates from the ponds and is discharged in the adjacent environment. Such discharge is the result of daily enrichment of the ponds with large amounts of formulated food and regular fertilization, which aim to stimulate the primary production and induce the growth of the entire trophic web.

In general, shrimp culture ponds exhibit higher levels of chlorophyll *a* and nutrients than do adjacent environments (Casillas-Hernández *et al.* 2007). The increased levels of chlorophyll *a* and nutrients are due to the release of large amounts of nitrogen and phosphorus from formulated food and fertilizations that are used to stimulate phytoplankton growth (Funge-Smith & Briggs 1998). Changes in the structure of the phytoplankton community are observed in ponds with low water renewal (Burford 1997); small-sized cells ($<10\mu\text{m}$) dominate when the levels of ammonium are high, enhancing the growth of microzooplankton (Burford *et al.* 2003). Casé *et al.* (2008) verified that enhanced nutrient input affected plankton composition and density in shrimp farms of northeastern Brazil, indicating that the plankton structure may be used as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. The dominance of diatoms and copepods was replaced by cyanobacteria, protozoan and rotifers as nutrients increased through the final period of culture. Zooplankton represents an important food item for the growth of post-larval shrimp during their

first days of culture (Anderson *et al.* 1987, Chen & Chen 1992). Studies carried out in Australia and in the Patos Lagoon estuary in Brazil have shown that the dominance of copepods in shrimp ponds reflects the composition of the adjacent environment (Coman *et al.* 2003, Cardozo *et al.* 2007).

The impact of pond effluents on the adjacent ecosystems is variable and depends on various factors as the magnitude of the discharge, the chemical composition of the pond effluents and the characteristics of the environment that receives the discharge, such as circulation and dilution rates (Páez-Osuna 2001). Studies conducted in Australia demonstrated the accelerated eutrophication of the adjacent Muddy Creek estuary in Queensland, which received effluents with a high content of organic matter from a local culture farm (McKinnon *et al.* 2002a). However, the effluent did not result in adverse environmental effects in other areas of the same estuarine zone (Trott & Alongi 2000). Another Australian estuary, Morris Creek in Queensland, was shown to have significant increases in particulate nutrients and total suspended solids during periods of effluent discharge (McKinnon *et al.* 2002b). In northeastern Brazil, it was shown that shrimp farming is responsible for the largest emission of nitrogen to six estuaries, and for a smaller input of phosphorus (Lacerda *et al.* 2006).

In the Patos Lagoon estuary, water circulation and salinity changes are driven by the direction of the wind and the discharge of freshwater from northern portion of the lagoon, resulting in flood or ebb regimes in the channel area (Möller *et al.* 1996). In shallow areas of the estuary, predominant winds from the NE induce water exchange and lower residence time when compared to deeper central areas of the lagoon (Möller *et al.* 1996). Hydrology plays a key role in the control of chlorophyll *a* variability in the Patos Lagoon estuary at different time scales, though other factors like water temperature, light, and nutrient availability (mainly nitrogen) and mesozooplankton predation are also important (Fujita & Odebrecht 2007, Abreu *et al.* 2010). It was observed that short-term (i.e., hours, days) chlorophyll *a* variability is mainly controlled by winds, while long-term changes are related to the freshwater input by rainfall. Higher values of chlorophyll *a*, phytoplankton density and biovolume occur in spring/summer compared to autumn months and are mainly comprised by microplankton diatoms (20-200 μm) (Odebrecht & Abreu 1997, Odebrecht *et al.* 2005). During the spring and summer periods, higher zooplankton densities are also observed in the estuary (Montú *et al.* 1997).

Shrimp ponds located in the Patos Lagoon are supplied with estuarine water from shallow areas where circulation and wind-induced sediment suspensions influence the concentration of chlorophyll *a*. It can be assumed that the fertilization of ponds creates favorable conditions for the growth of phytoplankton and zooplankton, increasing the availability of natural food for shrimp, which exert a top-down control (Cardozo *et al.* 2007). This study aimed to assess the variations, along the shrimp production cycle in southern Brazil, of the plankton community and abiotic

parameters in a fertilized culture pond of *Litopenaeus vannamei* vs. the adjacent shallow waters of the Patos Lagoon estuary.

Material and methods

The three months study was conducted from 21 November 2007 to 14 February 2008 during the culture period of the shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) in the Viveiros do Sul farm (São José do Norte City, Rio Grande do Sul State, Brazil - 31°56'04S, 52°00'11W). The pond (area of 3 hectares; 100 cm average depth) was flooded for five consecutive days (13 to 17 November 2007) from the adjacent shallow area of the estuary. The water was pumped during the day and the supplying channel was naturally replenished at night. Prior to flooding, the standard procedure of pH balancing the pond bottom (pH 7) was performed with calcium carbonate. Fertilization with 100 Kg of $(\text{NH}_2)_2\text{CO}$ and 20 Kg of $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$, in order to increase phytoplankton growth since the beginning, resulted in concentrations of $6\mu\text{M}$ phosphorus and $109.5\mu\text{M}$ nitrogen (N:P ratio = 18). After allowing complete flooding of the pond, seven fertilizations were performed during the first month of shrimp culture (11/21/2007 to 12/20/2007) with 240 Kg of $(\text{NH}_2)_2\text{CO}$ and 34.5 Kg of $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$, adding up to a total input of $1.875\mu\text{M}$ phosphorus and $133.75\mu\text{M}$ nitrogen (N:P = 71). Ten day-old shrimp post-larvae were stocked in the pond on November 27/2007 in an approximate density of 30 shrimps m^{-2} . The shrimps were fed with pellets (35% crude protein) three times a day: 25% in the morning, 25% in the afternoon and 50% at the evening.

Surface samples were taken in three stations every two weeks from the shrimp pond, and from three stations in Patos Lagoon estuary. Sampling started on 21 November 2007 after the pond was flooded and ended on 14 February 2008 when the shrimps were harvested; sampling was ended one month earlier in the estuary due to the water setback during the drought period that started on January 17. The average depth of the sampling points in the estuary and the pond were of 0.45 m and 0.9 m, respectively. During the sampling period, the water loss due to evaporation and soil infiltration was compensated for by water input from the estuary, approximately 8% ($2,400\text{ m}^3$) of pond total volume during the whole culture period.

Temperature (mercury thermometer) and salinity (refractometer) were measured *in situ*. Rainfall information was obtained using data from Brazilian Meteorological National Institute (INMET). Analysis and quantification of the levels of chlorophyll *a*, dissolved inorganic nutrients, suspended matter, phytoplankton and zooplankton were performed in the laboratory. For nutrient analysis (nitrate/nitrite, phosphate and silicate), water was filtered through glass microfiber filters (S&S, GF-50A) and the filtrate was frozen (-20°C ; 200mL plastic Nalgen bottles), following traditional methods (Strickland & Parsons 1972). Ammonium levels were

measured immediately after water sampling according to the recommendations described by the UNESCO (1983). For measurement of suspended matter, 150-500 mL of water was filtered through previously dried and weighted (60°C for 24 h) glass microfibre filters (S&S GF-50A) (Strickland & Parsons 1972).

Total chlorophyll *a* level was measured on glass microfibre filters (Whatman GF/F 0.7µm pore size) after filtering 15-50 mL of water. A second water sample was size fractionated by filtering through a 20µm pore nylon mesh, and a third sample was filtered through 1µm pore polycarbonate filter and both filtrates were retained on glass microfibre filters (Whatman GF/F). The filters were stored for two days at -20°C in the dark, and pigments were extracted (24 h) in 10 mL of 90% acetone added to each vial. Fluorescence of the acetone extract was measured without acidification (Welschmeyer 1994) using a calibrated Turner Design Fluorometer, model TD 700. The level of <1µm chlorophyll *a* was obtained directly from the fluorescence measurements, and the other fractions were estimated by subtracting the <1µm chlorophyll *a* from the <20 µm fraction, and both from the total value to estimate the >20µm fraction.

A total of 57 phytoplankton samples were collected and the density (organisms per liter) was estimated by transferring surface water to dark glass bottles, fixing with Lugol's solution in 4% final concentration (Strüder-Kypke *et al.* 2001) and analyzing in sedimentation chambers (2-10 mL) using an inverted microscope following the Utermöhl method (Hasle 1978). Large organisms of phytoplankton were enumerated in the whole chamber under 100x magnification. Smaller organisms (20-50µm) were counted under 200x magnification in bands or in half chamber, and the most abundant and smallest cells were counted in as many fields as necessary to reach 150 organisms at the highest magnification (400x). To enumerate <1µm cyanobacteria, 2 to 3 ml of water were filtered through 1µm pore size polycarbonate filters. The filtrate was retained on darkened polycarbonate filters (0.2µm pore size, Nucleopore), mounted on glass slides with a drop of mineral oil and coverslips, sealed and stored frozen no longer than three months. Phycoerythrin and phycocyanin fluorescing cyanobacteria were counted using a Zeiss Axioplan fluorescence microscope following the methodology described by Waterbury *et al.* (1986) with excitation wavelength of 546 nm (green filter) and 450-490 nm (blue filter). Phytoplankton biovolume was estimated based on cell measurements and geometric formulae as proposed by Hillebrand *et al.* (1999).

A total of 54 zooplankton samples were collected using a 1.5m-length cylindrical-conical net (150 µm mesh size; 30 cm mouth diameter) with a flow meter attached to the net mouth in order to obtain the filtered volume. The net was hauled at surface covering a linear average distance of 50 meters and the collected material were transferred to one-liter plastic bottles and fixed in a 4% buffered formaldehyde solution. Zooplankton was counted using a

Bogorov counting chamber under a stereoscopic microscope (Boltovskoy 1981). Statistical differences between the sampling points over time were tested using a two-way analysis of variance (ANOVA) (Zar 1999).

Results

The temperature in the pond and the estuary ranged from 21°C to 28°C; the exception was the temperature of the estuary on the first sampling date which registered at 15°C, the lowest value. The salinity fluctuation (S 1-21) in the estuary resulted from water exchange between freshwater discharge from the northern portion of the lagoon and the intrusion of marine waters. In contrast in the pond a gradual increase was observed due to evaporation from the initial value of salinity 7 (11/21/2007) to 20 (2/14/2008) (Figure 1). Rainfall during the study period accumulated 294 mm, the precipitation distributed in 10mm in November/2007, 58mm in December/2007, 101mm January/2008 and 125 mm in February/2008. These values are smaller than average historic monthly precipitation, with exception in January when precipitation was slightly higher than the historic monthly value.

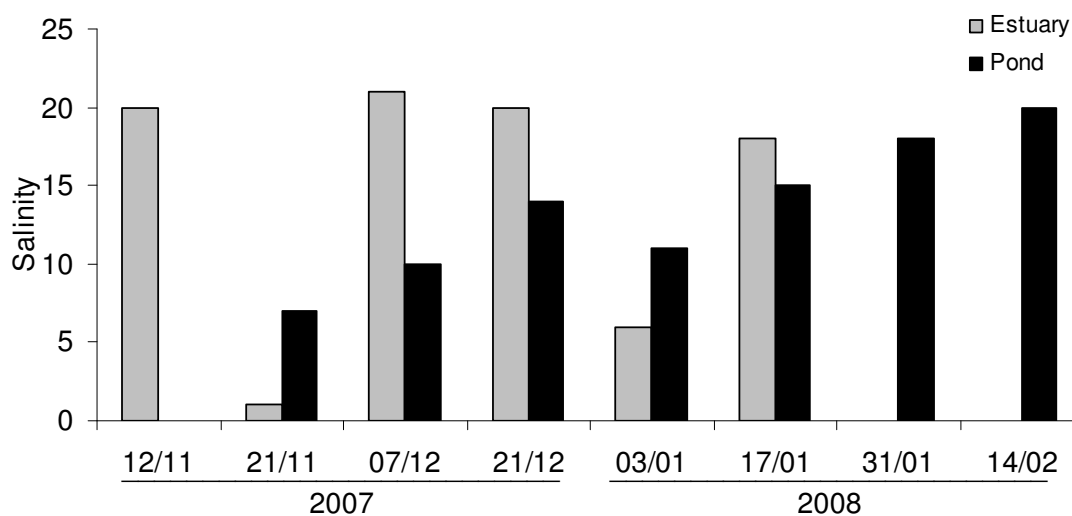


Figure 1. Salinity levels in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008

Suspended matter levels were highest (maximum 126 mg.L⁻¹) in the beginning of the study at Patos Lagoon estuary (November 12 and 21, 2007) but decreased over time (~30 mg.L⁻¹). In contrast, pond water had low levels of suspended matter (~25 mg.L⁻¹) in the beginning but increased and remained relatively high (~75-85 mg.L⁻¹) by the end of the study (January/February) (Figure 2).

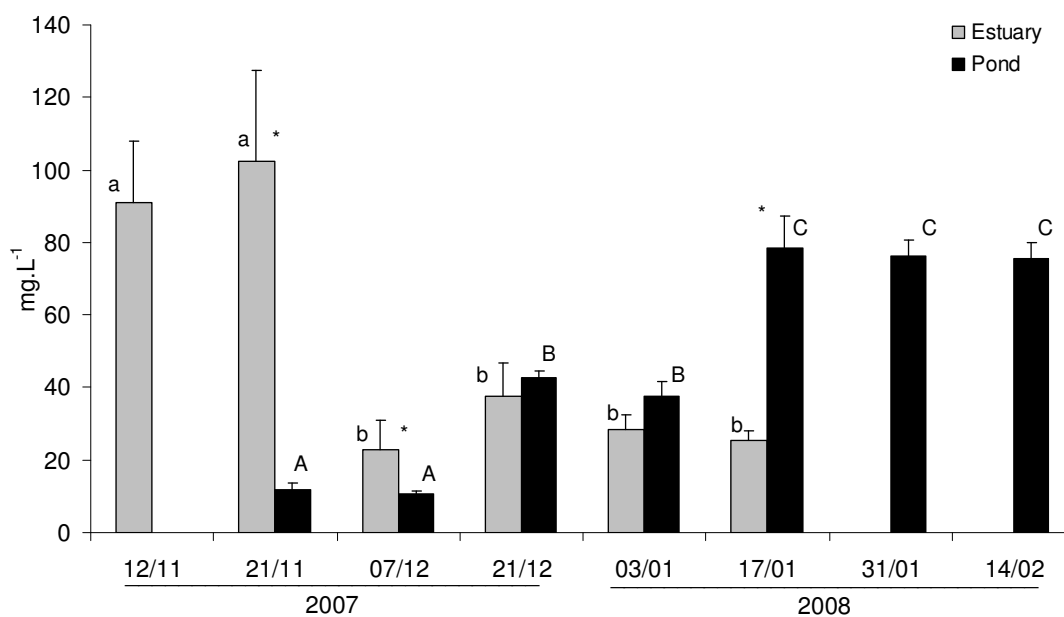


Figure 2. Suspended matter concentrations (mg/L) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

The nitrate/nitrite levels in the estuary decreased from 23 μM in the first week of the study to non-detectable levels afterward (Figure 3A). In the shrimp pond, nitrate/nitrite concentrations increased up until December 21 (maximum 18 μM on December 21) but decreased below the limit of detection thereafter (Figure 3A). Ammonium levels in the estuary were always low (~ 2 μM) (Figure 3B). In the pond, the concentration of ammonium was relatively high (~ 5 μM) between November 21 to December 21 but decreased significantly afterward (< 2 μM) (Figure 3B).

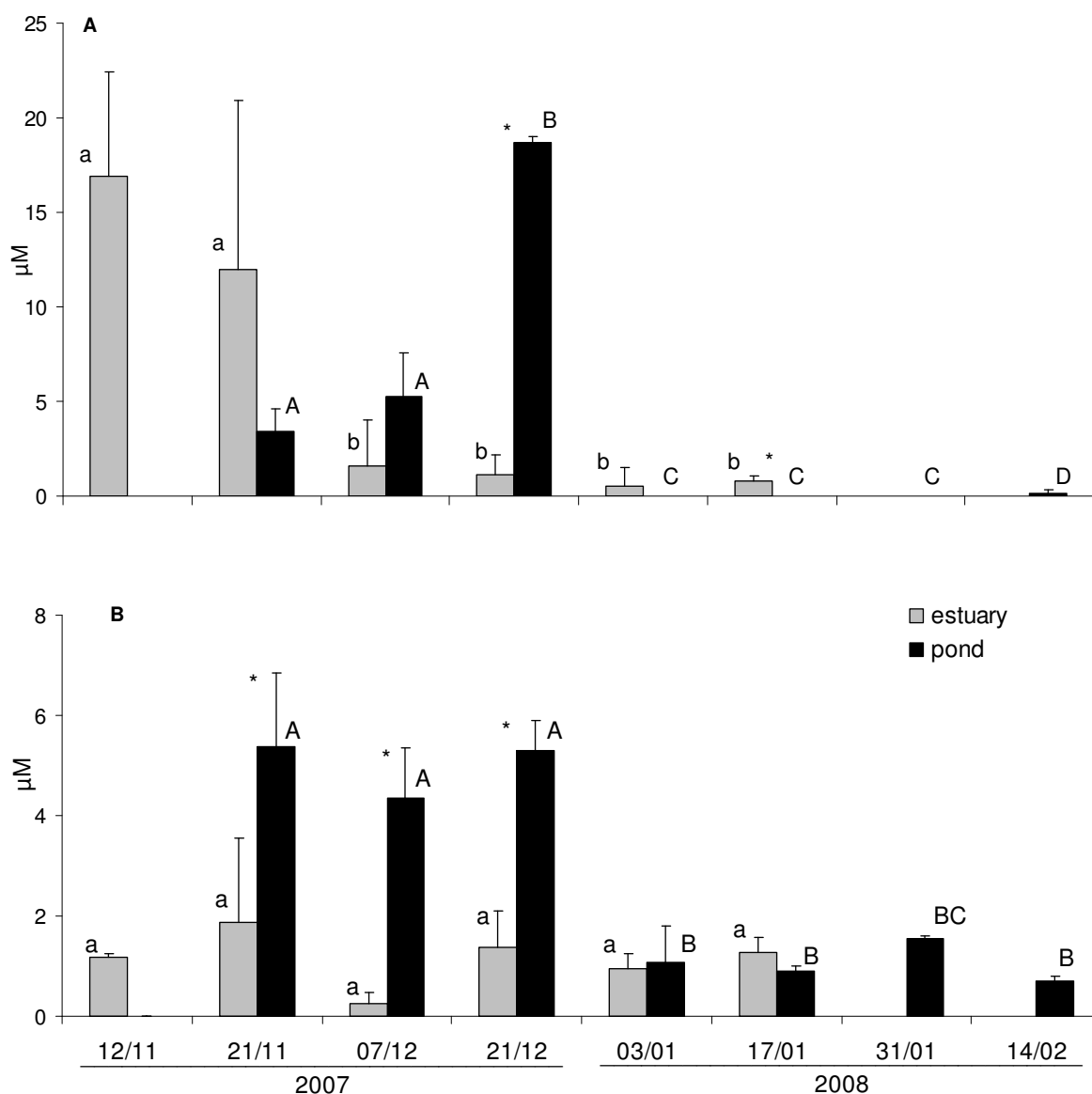


Figure 3. Concentrations of nitrate+nitrite (μM) (A) and ammonium (μM) (B) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

The concentration of phosphate in the Patos Lagoon estuary was high between November 12 and 21 ($0.2 \mu\text{M}$ - $1.5 \mu\text{M}$) and low afterward (minimum on December 21) (Figure 4). In the pond, the opposite pattern was observed with respect to nitrogen elements (ammonia, nitrate and nitrite), with a significant phosphate increase at the end of the sampling period (maximum $2.4 \mu\text{M}$) (Figure 4). Silicate levels were always high in the Patos Lagoon estuary

(31-107 μM) and significantly lower in the shrimp pond (mean 10 μM) where the minimum silicate level (6 μM) was observed on December 21 (Figure 5).

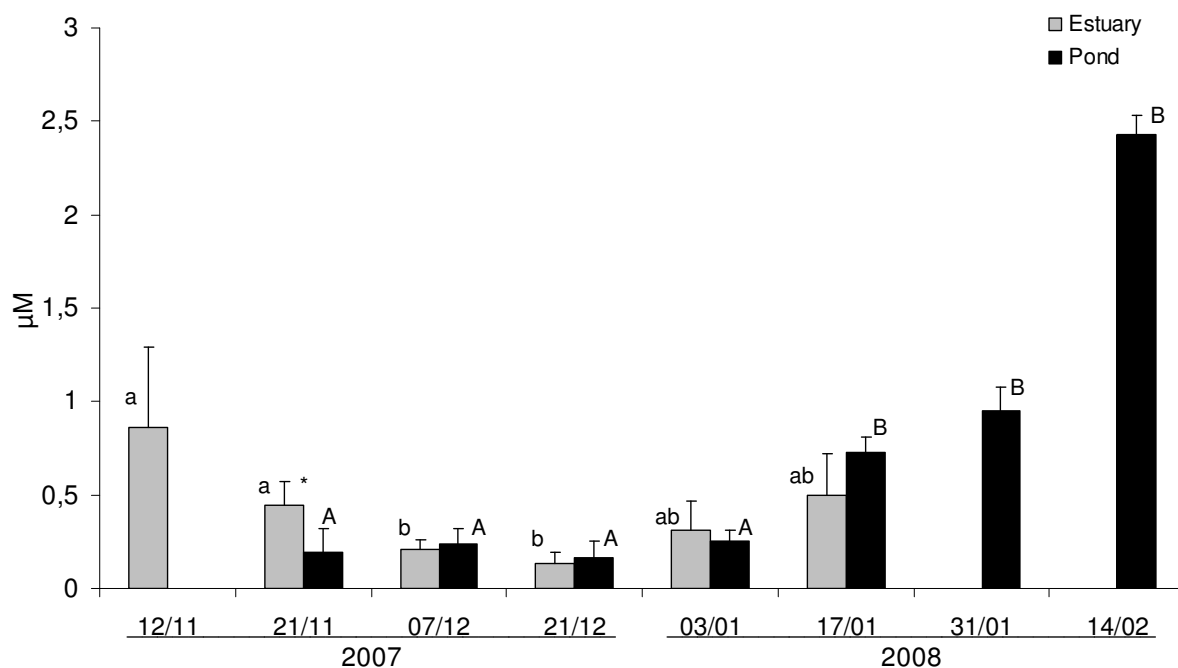


Figure 4. Concentration of phosphate (μM) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

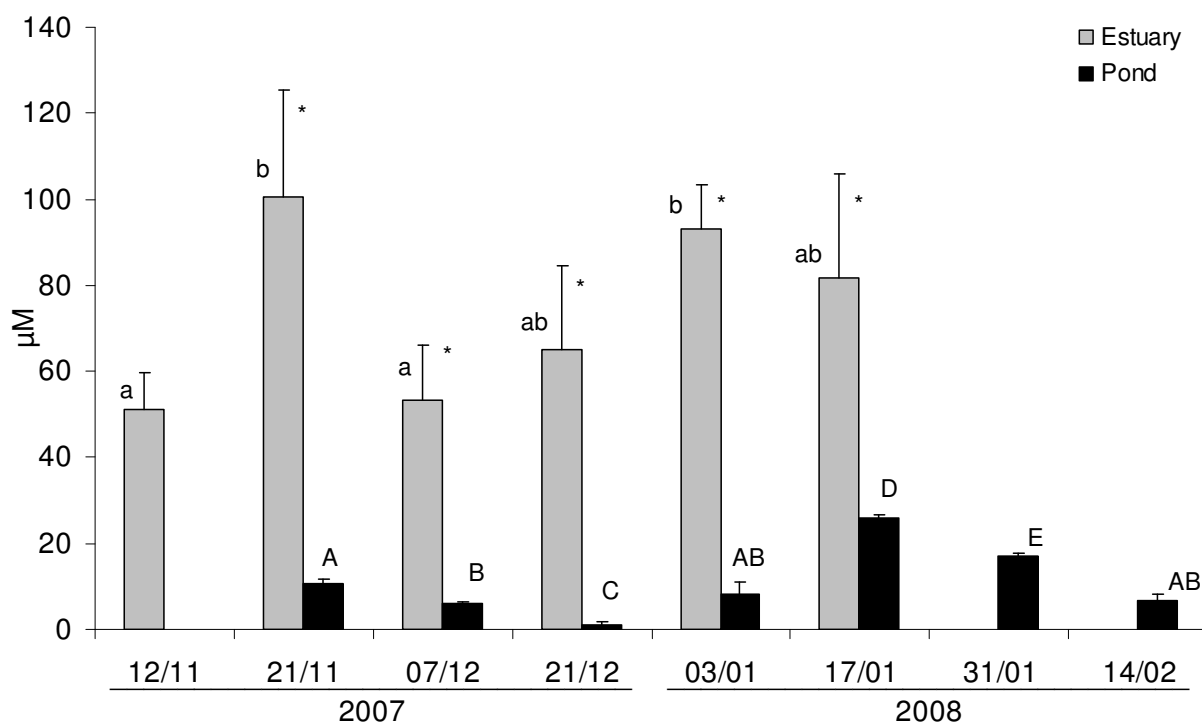
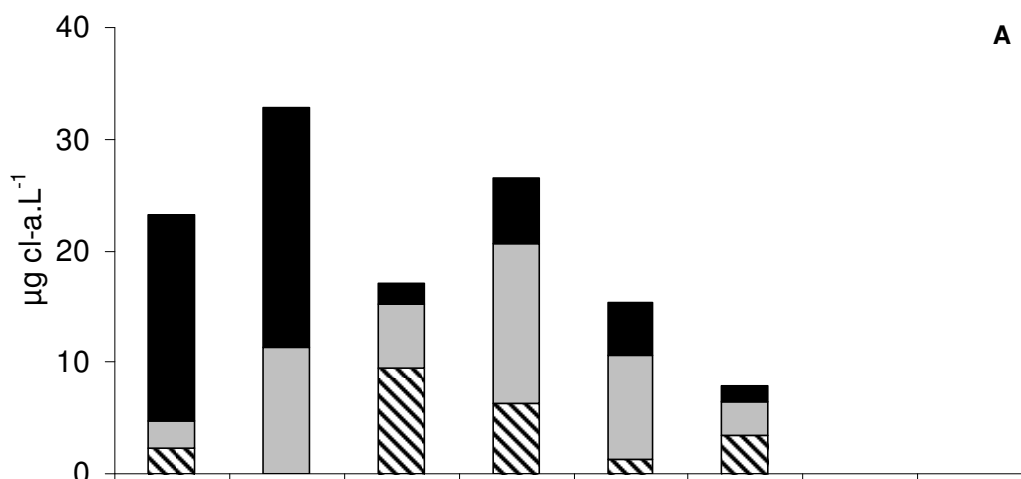


Figure 5. Silicate concentration (μM) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

Total chlorophyll *a* levels in the Patos Lagoon estuary ($7.84 \mu\text{g.L}^{-1}$ - $32.85 \mu\text{g.L}^{-1}$; mean $20.45 \mu\text{g.L}^{-1}$) decreased between the beginning and end of the study (Figure 6A), concomitant with a significant change in the size classes. In November, chlorophyll *a* $<1 \mu\text{m}$ prevailed in the estuary but was replaced by larger phytoplankton chlorophyll *a* ($1-20 \mu\text{m}$; $>20 \mu\text{m}$) between December and January. Despite the high levels of chlorophyll *a* in the estuary, a relatively low level of chlorophyll *a* ($5-15 \mu\text{g.L}^{-1}$) was observed in the pond at the beginning of the study, which was followed by a significant increase in $<1 \mu\text{m}$ chlorophyll *a* levels leading to total chlorophyll *a* concentration of $20-30 \mu\text{g.L}^{-1}$ in the pond at the end of the study (Figure 6B).



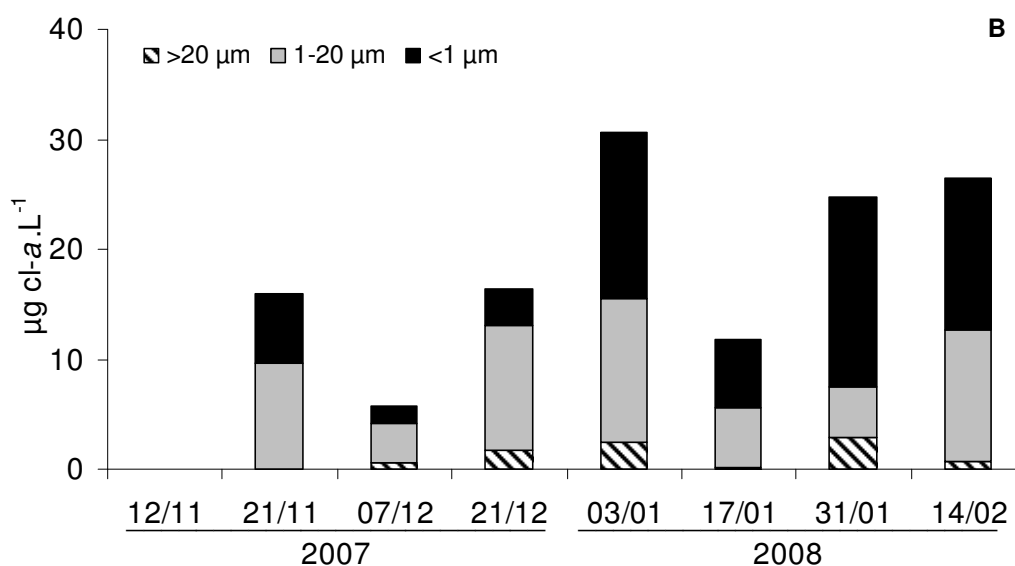


Figure 6. Size fractionated (>20 µm; 1-20 µm; <1 µm) chlorophyll *a* levels (µg chl *a*.L⁻¹) in the Patos Lagoon estuary (A) and the shrimp pond (B) during the summer production cycle from November/2007 to February/2008.

The cell density of phytoplankton in the estuary was generally close to 2×10^6 cells.L⁻¹, except at the end of December and beginning of January (5×10^6 - 1×10^7 cells.L⁻¹) (Figure 7A). Diatoms, mainly *Skeletonema* species, and small (2-15 µm) flagellates and coccoid cells predominated, with mean frequencies of 36% and 62%, respectively (Figure 8A). In the pond, the cell density of phytoplankton was low (1×10^5 cells.L⁻¹) up until December 7. Afterward, a significant increase was observed, with the peak density being reached on January 3 (1×10^9 cells.L⁻¹), followed by a decrease on January 17 (10×10^5 cells.L⁻¹) and a gradual increase until the study end (Figure 7A). Small flagellates and coccoid cells (2-15 µm) were the most abundant organisms (mean of 68% over time) (Figure 9A).

Phytoplankton biovolume values in the estuary were higher than in the pond until December 21, but this trend changed afterward (Figure 7B). The higher biovolume values in the initial period in the estuary were influenced by the contribution of diatoms (Figure 8B) with the dominance of *Skeletonema* spp. In the pond, diatoms were present until December 21 and were substituted by flagellates and coccoid cells afterward (Fig 9B). In the initial period, small flagellates represented an important contribution but larger ones (flagellates >15 µm) replaced the small fraction during the last month, comprising 40% and 60% of the total phytoplankton density and biovolume, respectively (Figure 9A, 9B).

Cyanobacteria $<1 \mu\text{m}$ were found at a low density in the estuary (maximum 2.8×10^4 cells.mL $^{-1}$) compared to the shrimp pond where their abundance increased between December 21 (3.2×10^3 cells.mL $^{-1}$) and January 17 (2.2×10^5 cells.mL $^{-1}$) and remained high (10^5 cells.mL $^{-1}$) until the end of the study (Figure 10).

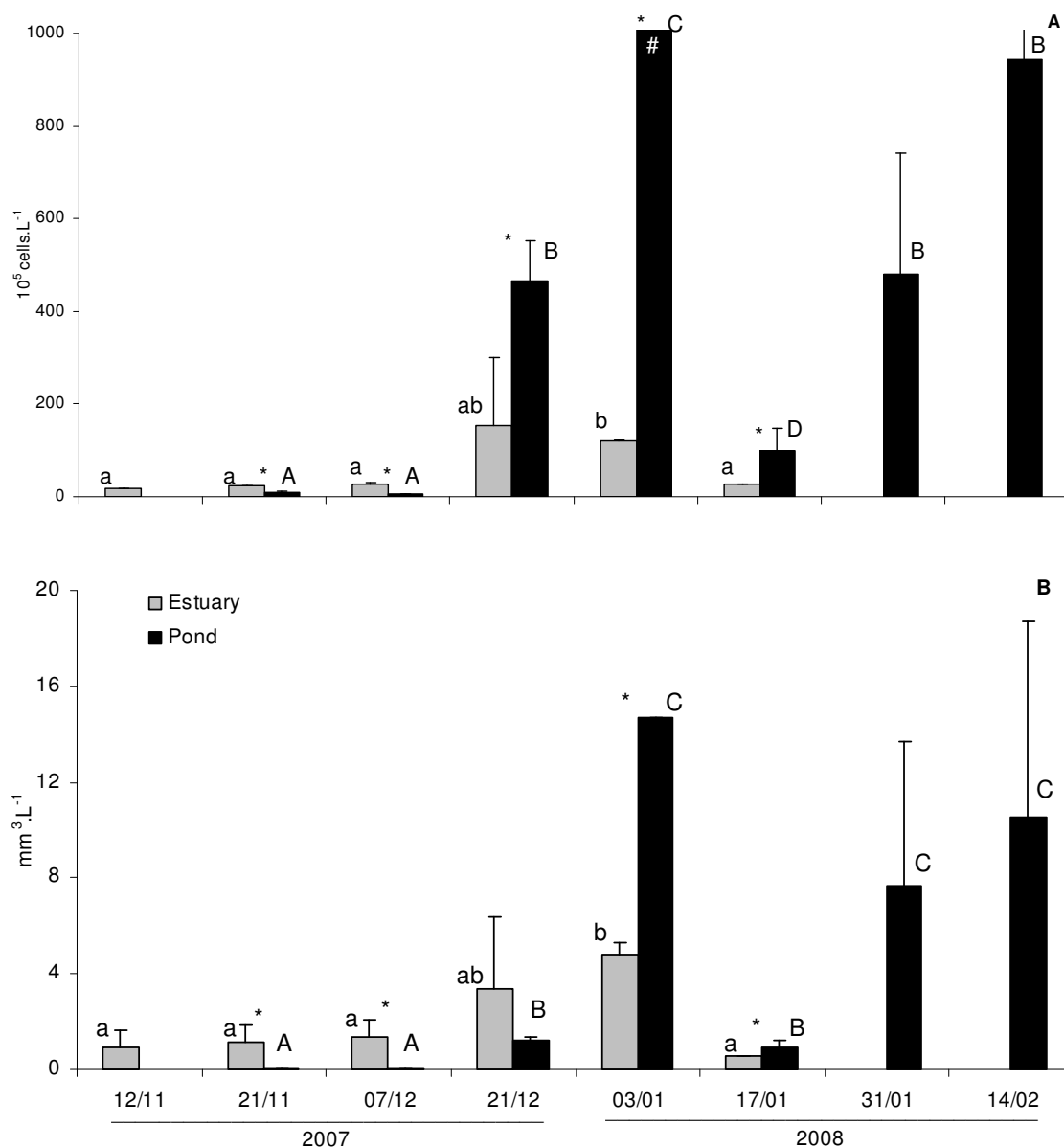


Figure 7. Phytoplankton density ($10^5 \text{ cells.L}^{-1}$) (A) and biovolume ($\text{mm}^3 \text{.L}^{-1}$) (B) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively. # phytoplankton density of $10000 \times 10^5 \text{ cells L}^{-1}$.

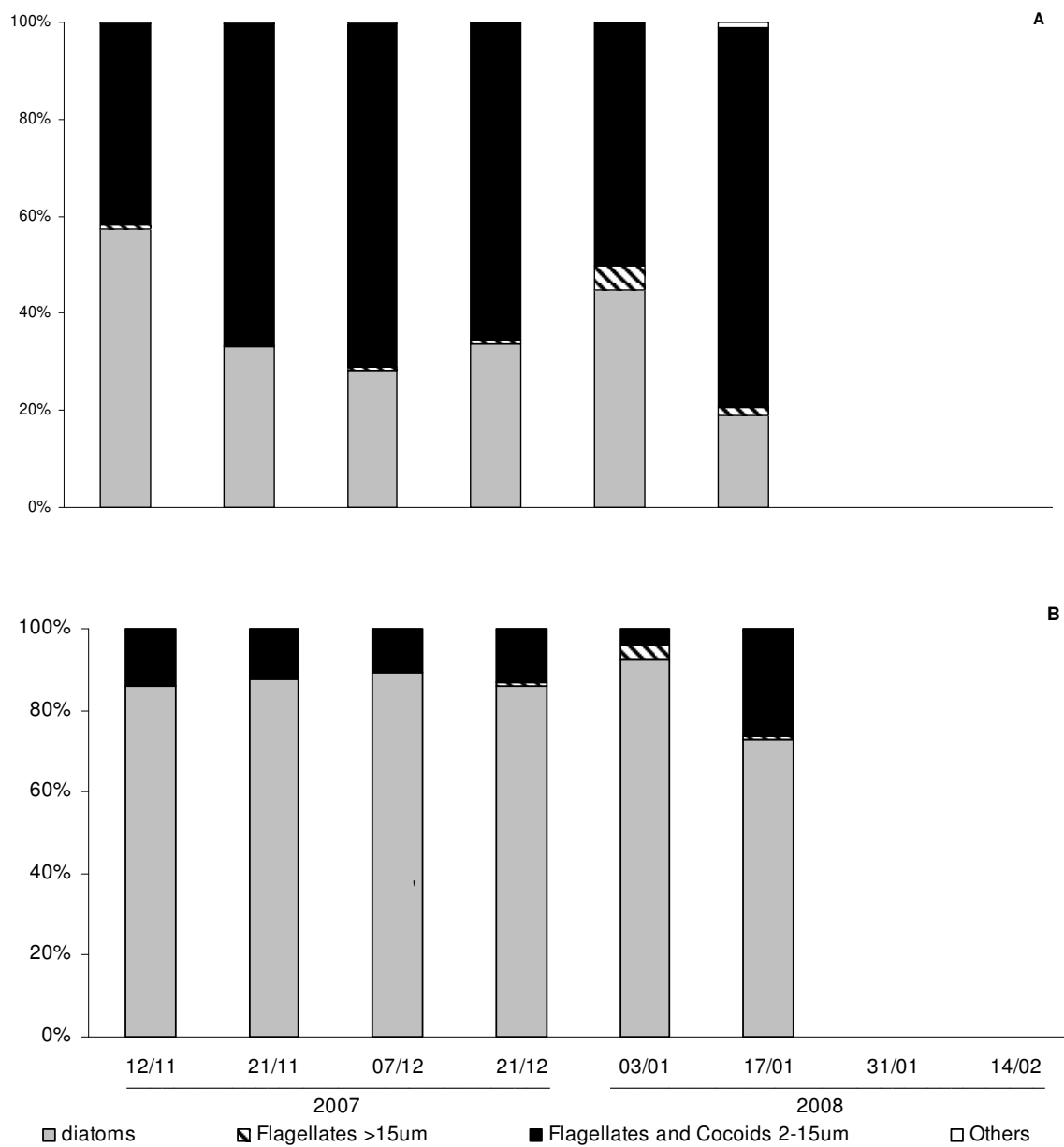


Figure 8. Contribution (%) of main phytoplankton groups to cell density (A) and biovolume (B) in the Patos Lagoon estuary during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. Size class was determined by maximum length distance.

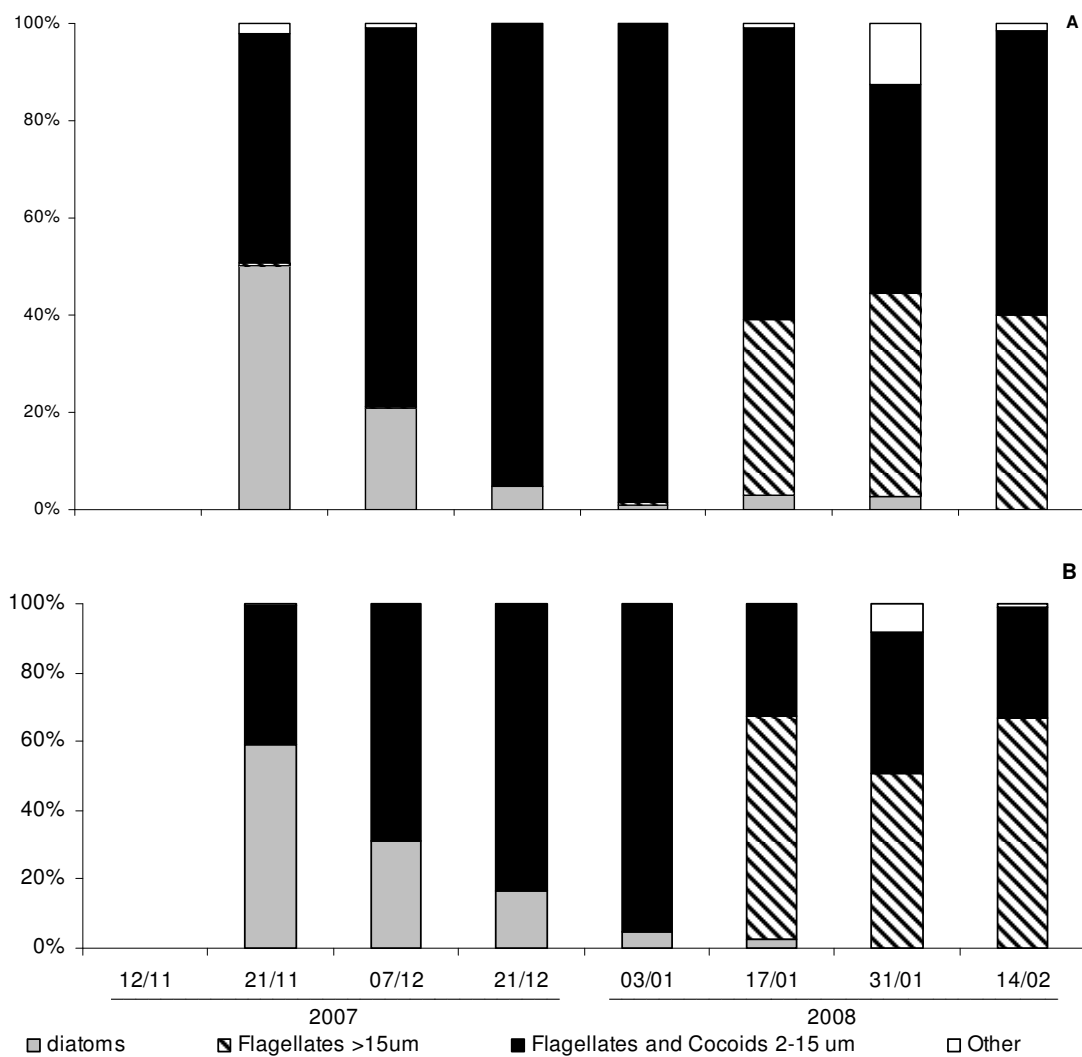


Figure 9. Contribution (%) of main phytoplankton groups to cell density (A) and biovolume (B) in the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. Size class was determined by maximum length distance.

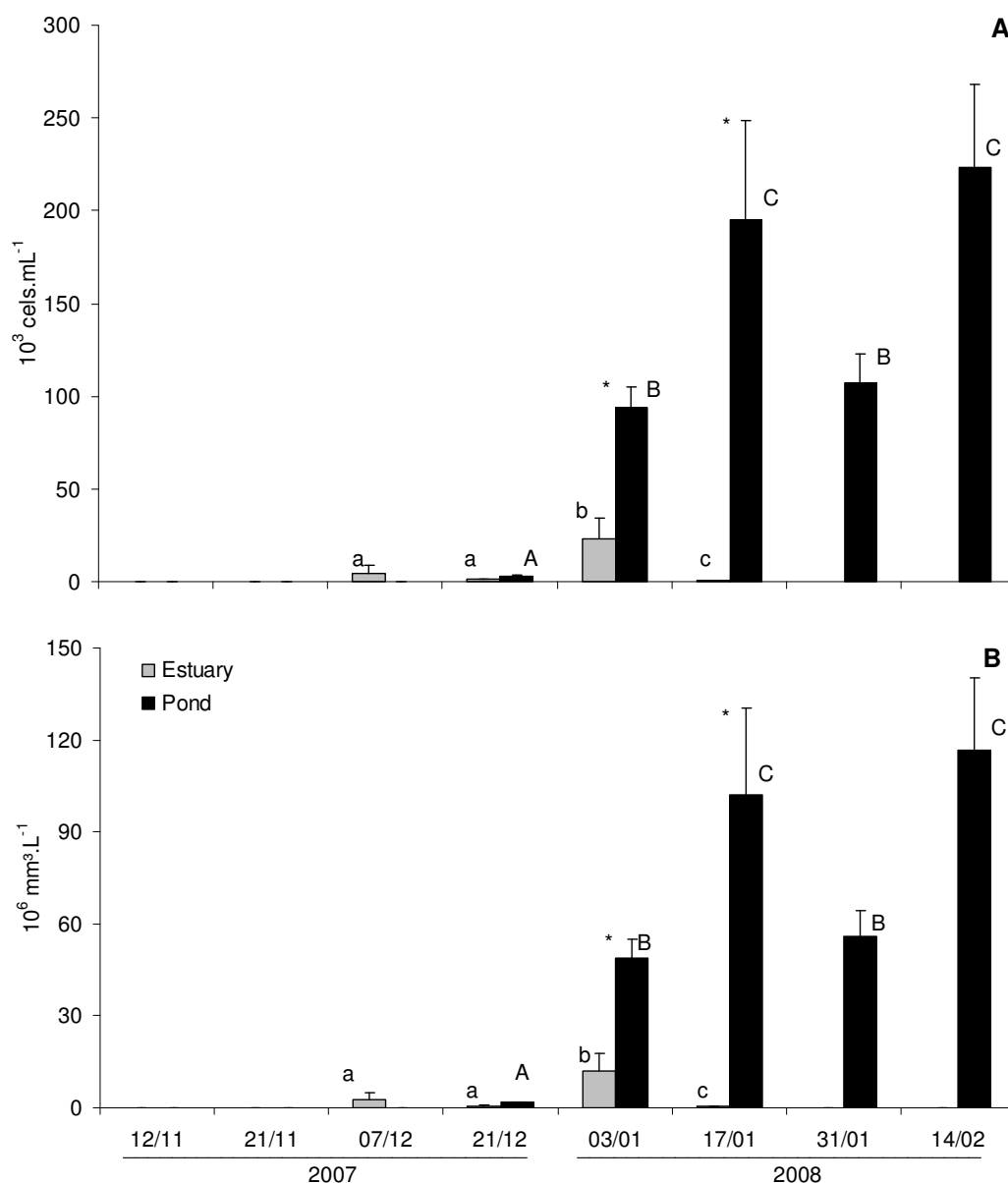


Figure 10. Density of <1 μm cyanobacteria ($10^3 \text{ cells.mL}^{-1}$) (A) and biovolume (B) in the Patos Lagoon estuary and the shrimp pond during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

Zooplankton abundance in the estuary was relatively low (mean 9 org.L^{-1}), except on January 3. The initial dominant copepod *Notodiaptomus incompositus* was substituted by *Acartia tonsa*, which was responsible for the density peak (63 org.L^{-1}) on January 3 (Figure 11A). In the pond, *A. tonsa* was always dominant and represented the most abundant species

(238 org.L⁻¹) on December 7, while in January and until the end of the study, this species underwent a significant decrease (≤ 10 org.L⁻¹) (Figure 11B).

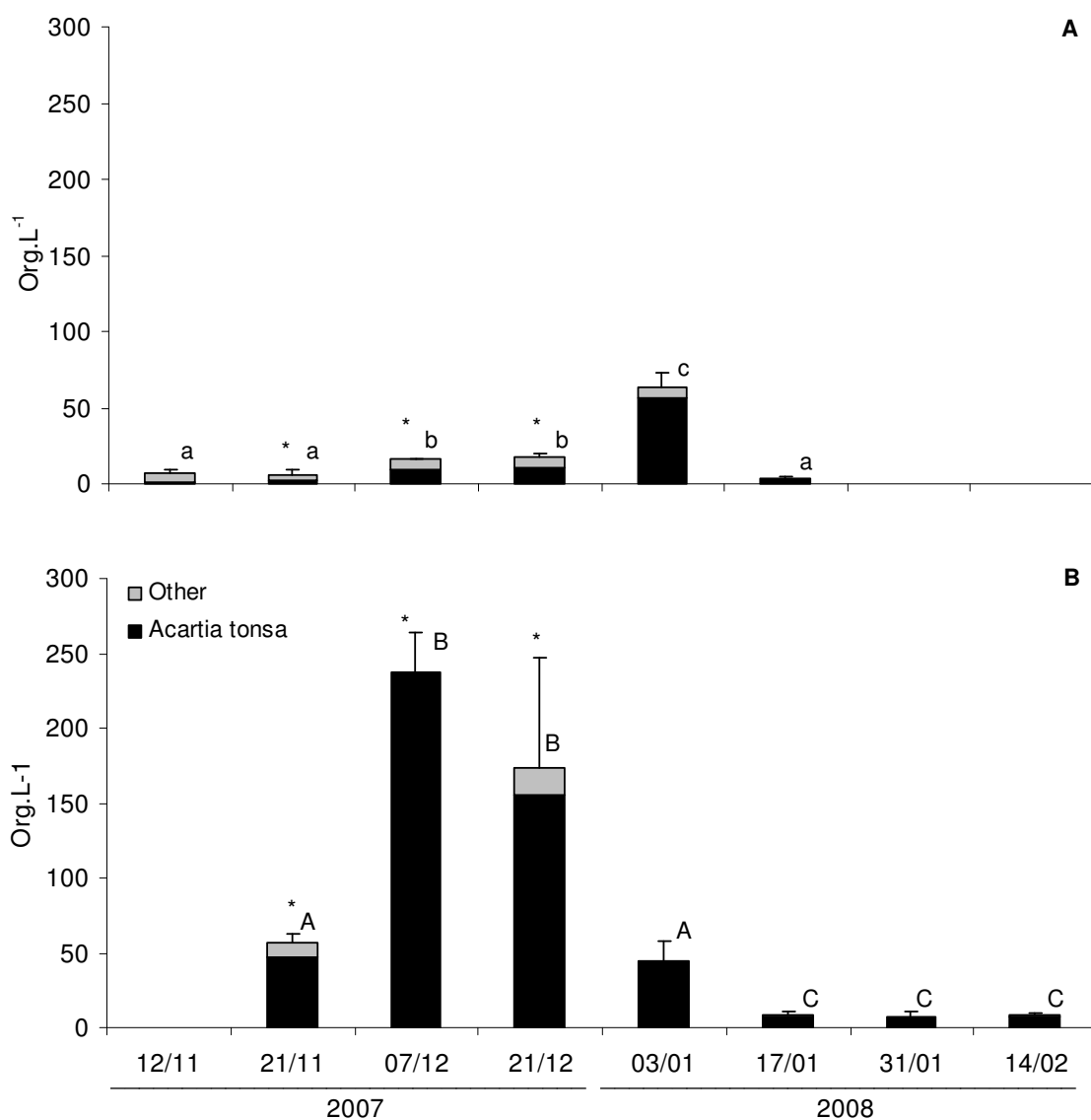


Figure 11. Total zooplankton density (org.L⁻¹) in the Patos Lagoon estuary (A) and the shrimp pond (B) during the summer production cycle from November/2007 to February/2008. * denotes differences between estuary and pond, lowercase and uppercase letters indicates singular differences in the estuary and pond, respectively.

Discussion

The differences in chlorophyll *a* levels and other measured variables between the shrimp pond and the Patos Lagoon estuary may be due to (1) differences in circulation patterns between the two sites, (2) the availability of dissolved nutrients and (3) zooplankton control (microzooplankton and metazooplankton). The large fluctuation in salinity levels observed in

the estuary during the first half of November indicates that water exchange was significant in this environment and played an important role in determining the differences between the estuary and pond. The estuarine circulation in summer periods is mainly controlled by northeasterly winds that generate an outflow in all depths, reducing salinity (Castello & Möller 2006). When the wind reduces, inflow of salt water through deeper layer elevates salinity in the estuary.

The technique used to pump the estuary water into the pond during the daytime only while at night the channel was replenished naturally, reduced the suspended matter input. In fact, on the first sampling day (November 21) both suspended matter and silicate levels were approximately eight times lower in the pond compared to the estuary. Silicate was not introduced through pond fertilization or the diet and the significant decrease in silicate levels in the pond at the beginning of the study may be associated with its adsorption on suspended matter. The slight increase observed in January could in turn be associated with the silicate release due to the increase in salinity (Liss 1976). If all dissolved inorganic silicate that entered from the estuary into the pond did so during the flooding period ($\sim 75 \mu\text{M}$) and were taken up by phytoplankton, we would expect chlorophyll *a* levels between 50 and 60 $\mu\text{g chl a L}^{-1}$ at the study beginning (November 21), according to C:N:Si:P atomic ratio of 106:16:15:1 (Redfield *et al.* 1963). The low concentration of chlorophyll *a* in the pond in comparison to the estuary at the beginning of the study resulted mainly from the reduction of chlorophyll *a* $< 1 \mu\text{m}$ which is an important fraction attached to suspended matter (Abreu *et al.* 1992). Thus, we can conclude that the water-pumping technique used may have strongly influenced the concentrations of suspended matter, adsorbed silicate and chlorophyll *a* in the pond at the beginning of the study. Nitrate and phosphate levels were also relatively low despite prior sediment fertilization.

The concentration of ammonium in the pond doubled on November 21 compared to the concentration observed in the estuary. Benthic regeneration provides an important input of ammonium in the water column in Patos Lagoon waters (Niencheski & Jahnke 2002) and in ponds (Burford & Lorenzen 2004), especially during the first month of culture, when vegetation debris is still decomposing. During the first month of the study and until December 21, the 4-fold increase in the level of nitrate coincided with regular fertilizations, leading to the observed excess of nitrogen and low phosphate in the pond water (N:P atomic ratio of ~ 150). Later in the study, nitrogen and phosphate levels reversed, nitrogen decreased while suspended matter and phosphate increased until the end of the study (February 14). The increase in suspended matter over time was probably associated with the production of shrimp (Martin *et al.* 1998), the surplus of food and the growth of phytoplankton stimulated by nutrient remobilization (Trott & Alongi 2000). In addition, natural regeneration may also influence the concentration of

phosphate in the pond water, and the salinity increase favors the release of adsorbed phosphorus (Liss 1976).

The opposite trend between chlorophyll *a* levels and zooplankton density during the initial period of the study (December 7 to January 3) suggests some relationship between these organisms and phytoplankton occurred. The chlorophyll *a* concentration ($16 \mu\text{g L}^{-1}$) was only about half the value expected ($40 \mu\text{g.L}^{-1}$) according to the C:N:P atomic ratio of Redfield et al. (1963) and considering the amount of nitrogen nutrients ($\text{N } 133.75 \mu\text{M}$) introduced in the pond due to artificial fertilization. Zooplankton density increased between November 21 and December 7, with *A. tonsa* representing the most abundant organism, which feeds preferably on cells ranging from 5-20 μm in size (Stottrup & Jensen 1990). The significant decrease in the chlorophyll *a* (1-20 μm ; <1 μm fractions) on December 7 possibly reflects the copepod's herbivory peak. Using an estimated ingestion rate of $2.31 \mu\text{g chlorophyll } a/\text{organism/day}$ (Tester & Turner 1988), the zooplankton grazing removal (mainly *A. tonsa*) would be approximately $14 \mu\text{g.L}^{-1} \text{ d}^{-1}$ chlorophyll *a*.

The extremely low nitrate levels observed in January and February following fertilizations is probably related to phytoplankton uptake, as indicated by the increase in chlorophyll *a* observed during this period. In culture ponds, 56-71% of nitrogen and 51% of phosphorus is introduced through the food (Funge-Smith & Briggs 1998, Páez-Osuna *et al.* 1999), stimulating the growth of microalgae and zooplankton. In our study the drastic decline in zooplankton (96%) observed from January through the end of the study may be explained by the top-down control exerted by growing shrimp larvae in the pond, once that the dominant copepod *A. tonsa* is eurihaline (Montu *et al.*, 1997) and less affected by salinity changes that occurred in the pond. In previous studies Martinez-Cordova *et al.* (1997) and Cardozo *et al.* (2007) showed that zooplankton levels decreased up to 50% after the introduction of post-larval shrimp into rearing ponds. Thus, it seems that in the current study, the grazing pressure of shrimp on zooplankton seems to favored the growth of flagellates >15 μm after January 17, when *A. tonsa* had its density reduced, also reducing the predation pressure on the flagellates.

In January and February, the high concentration of chlorophyll *a* <1 μm coincided with increased cell density of cyanobacteria <1 μm in the pond. During these months, the low concentration of dissolved inorganic nitrogen probably hampered the growth of larger microplankton cells and favored small-sized organisms (Ning *et al.* 2000). Reduced light and increased suspended matter may also stimulate an increase in picoplankton (Burford 1997). In the estuary, chlorophyll *a* and zooplankton levels were similar to those found in other shallow areas of the Patos Lagoon estuary (Montú *et al.* 1997, Abreu *et al.* 2010). We observed a great dominance of diatoms in terms of cell density and mainly biovolume, contributing to

microplankton and nanoplankton chlorophyll *a*. The increase in microplankton chlorophyll *a* levels during the spring and summer has been linked to salinity, the availability of nutrients and to the growth of *Skeletonema* species in previous years (Bergesch & Odebrecht 1997, Bergesch et al. 2009, Abreu *et al.* 2010).

In conclusion, with the exception of temperature, significant differences were observed between the shrimp pond and the estuary. The initial reduction in suspended matter, phosphate and silicate in the pond resulted from culture management; the increase in phosphate during the final period of the study reflected phosphate regeneration and the rise in salinity which released phosphate into the water column. Until the end of December, phytoplankton cell abundance and biomass were low in the pond probably due to zooplankton grazing, while in January and February a drastic decrease in zooplankton (96%) was probably related with the consumption of post-larval shrimps. During this period, small sized flagellates, coccoid cells and cyanobacteria <1 µm reached high levels in the pond, while in the estuary larger cells were present in lower concentrations. In the estuary, water exchange resulted in temporal fluctuations of salinity and was probably the main controlling factor, while in the pond the results suggest that top-down control was the factor that influenced the planktonic community, first by zooplankton grazing on phytoplankton and later by the predation of shrimp on zooplankton, releasing the grazing pressure on phytoplankton.

Acknowledgments

We are grateful to Donise Aernouts for the use of farm facilities, to Waldemar and colleagues for help during field work and to the Brazilian Council CNPq for financial support (Process number CT-HIDRO 141231/2007-6, and 372182/2008-9).

References

- Abreu, P. C., Biddanda, B. B. & Odebrecht, C. 1992. Bacterial dynamics of the Patos Lagoon estuary, Southern Brazil (32°S, 52°W): Relationship with phytoplankton and suspended material. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, 35: 621-635.
- Abreu, P. C., Bergesch, M., Proença, L. A., Garcia, C. A. E. & Odebrecht, C. 2010. Short- and Long-Term chlorophyll *a* variability in the shallow microtidal Patos Lagoon estuary, southern Brazil. **Estuaries and Coasts**, 33: 554-569.

Anderson, R. K., Parker, L. P. & Lawrence, A. 1987. A $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ tracer study of the utilization of presented feed by a commercial important shrimp *Penaeus vannamei* in a pond grow out system. **Journal of the World Aquaculture Society**, 18: 148-156.

Boltovskoy, D. 1981. Submuestro. Pp. 143-146. *In*: Boltovskoy, D. (Ed.). **Atlas del zooplancton del Atlantico Sudoccidental y metodos de trabajo con el zooplancton marino**. INIDEP, Mar del Plata, Argentina, 936p.

Burford, M. 1997. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. **Aquaculture Research**, 28: 351-360.

Burford, M. A., Costanzo, S. D., Dennison, W. C., Jackson, C. J., Jones, A. B., McKinnon, A. D., Preston, N. P. & Trott, L. A. 2003. A synthesis of dominant ecological processes in intensive shrimp ponds and adjacent coastal environments in NE Australia. **Marine Pollution Bulletin**, 46: 1456-1469.

Burford, M. A. & Lorenzen, K. 2004. Modeling nitrogen dynamics in intensive shrimp ponds: the role of sediment remineralization. **Aquaculture**, 229: 129-145.

Cardozo, A. P., Bersano, J. G. F. & Amaral, W. J. A. 2007. Composition, density and biomass of zooplankton in culture ponds of *Litopenaeus vannamei* (Decapoda:Penaidae) in southern Brazil. **Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology**, 11: 13-20.

Casé, M., Leça, E. E., Leitão, S. N., Sant'Anna E. E., Schwamborn, R. & Junior, A. T. M. 2008. Plankton community as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. **Marine Pollution Bulletin**, 56: 1343–1352.

Casillas-Hernández, R., Nolasco-Soria, H., García-Galano, T., Carrillo-Farnes, O. & Páez-Osuna, F. 2007. Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies. **Aquacultural Engineering**, 36: 105-114.

Castelao, R. M. & Moller Jr, O. O. 2006. A modeling study of Patos Lagoon (Brazil) flow response to idealized wind and river discharge: Dynamical analysis. *Brazilian Journal of Oceanography*, 54 (1): 1-17.

Chen, Y-L. L. & Chen, H-Y. 1992. Juvenile *Penaeus monodon* as effective zooplankton predators. **Aquaculture**, 103: 35-44.

Coman, F. E., Connoly, R. M. & Preston, N. P. 2003. Zooplankton and epibenthic fauna in shrimp ponds: factors influencing assemblage dynamics. **Aquaculture Research**, 34: 359-371.

FAO 2008. **The State of World Fisheries and Aquaculture**. World Wide Web electronic publication, accessible at <http://www.fao.org/docrep/011/i0250e/i0250e00.htm> (Accessed 07/27/2010).

Fujita, C. & Odebrecht, C. 2007. Short term variability of chlorophyll-a and phytoplankton composition in a shallow area of the Patos Lagoon estuary (southern Brazil). **Atlântica**, 29: 93-106.

Funge-Smith, S. J. & Briggs, M. R. P. 1998. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. **Aquaculture**, 164: 117-133.

Hasle, G. R. 1978. The inverted microscope method. Pp. 88-96. *In*: Sournia, A. (Ed.) **Phytoplankton manual**, UNESCO, Paris, 337 p.

Hillebrand, H., Dürselen, C.-D., Kirschtel, D., Pollingher, U. & Zohary, T. 1999. Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. **Journal of Phycology**, 35: 403-424.

Lacerda, L. D., Vaisman, A. G., Maia, L. P., Silva, C. A. R., Cunha, E. M. S. 2006. Relative importance of nitrogen and phosphorus emissions from shrimp farming and other anthropogenic sources for six estuaries along the NE Brazilian coast. **Aquaculture**, 253: 433-446.

Liss, P. S. 1976. Conservative and non-conservative behavior of dissolved constituents during estuarine mixing. Pp. 93-127. *In*: Burton J. D. & Liss P. S. (Eds.) **Estuarine Chemistry**, Academic Press, New York, 229 p.

Martin, J-L. M., Veran, Y., Guelorget, O. & Pham, D. 1998. Shrimp rearing: stocking density, growth, impact on sediment, waste output and their relationships studied through the nitrogen budget in rearing ponds. **Aquaculture**, 164: 135-149.

- Martinez-Cordova, L. R., Barraza, R. & Pasten, N. 1997. Abundance, composition and nutritional contribution of zooplankton in fertilized and unfertilized shrimp aquaculture ponds with different feeding rates. **Journal of Aquaculture in the Tropics**, 12: 23-34.
- McKinnon, A. D., Trott, L. A., Cappo, M., Miller, D. K., Duggan, S., Speare, P. & Davidson, A. 2002a. The trophic fate of shrimp farm effluent in mangrove creeks of North Queensland, Australia. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, 55: 655-671.
- McKinnon, A. D., Trott, L. A., Alongi, D. M. & Davidson, A. 2002b. Water column production and nutrient characteristics in mangrove creeks receiving shrimp farm effluent. **Aquaculture Research**, 33: 55-73.
- Möller, O. O., Lorrenzzenti, J. A., Stech, J. L. & Mata, M. M. 1996. The Patos Lagoon summertime circulation and dynamics. **Continental Shelf Research**, 16: 335-351.
- Montú, M., Duarte, A. K. & Gloeden, I. M. 1997. Zooplankton. Pp. 40-43. *In*: Seeliger, U., Odebrecht, C. & Castello, J. P. (Eds.). **Subtropical Convergence Environments: The coastal and sea in the Southwestern Atlantic**. Springer, Berlin, 308p.
- Niencheski, L. F. H. & Jahnke, R. A. 2002. Benthic Respiration and Inorganic Nutrient Fluxes in the Estuarine Region of Patos Lagoon (Brazil). **Aquatic Geochemistry**, 8: 135-152.
- Ning, X., Cloern, J. E. & Cole, B. E. 2000. Spatial and temporal variability of picocyanobacteria *Synechococcus* sp. in San Francisco Bay. **Limnology and Oceanography**, 45: 695-702.
- Odebrecht, C. & Abreu, P. C. 1997. Microalgae. Pp. 34-37. *In*: Seeliger, U., Odebrecht, C. & Castello, J. P. (Eds.). **Subtropical Convergence Environments: The coastal and sea in the Southwestern Atlantic**. Springer, Berlin, 308p.
- Odebrecht, C., Abreu, P. C., Möller, O. O., Niencheski, L. F., Proenc, L. A. & Torgan, L. C. 2005. Drought Effects on Pelagic Properties in the Shallow and Turbid Patos Lagoon, Brazil. **Estuaries**, 28: 675-685.

Páez-Osuna, F., Guerrero-Galvan, S. R. & Ruiz-Fernández, A. C. 1999. Discharge of Nutrients from Shrimp Farming to Coastal Waters of the Gulf of California. **Marine Pollution Bulletin**, 38: 585-592.

Páez-Osuna, F. 2001. The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects and mitigating alternatives. **Environmental Management**, 28(1): 131-140.

Redfield, A. C., Ketchum, B. H. & Richards, F. A. 1963. The influence of organisms on the composition of seawater. Pp. 26-77. In: Hill, M. N. (Ed.) **The Sea** v.2. Interscience, New York.

Stottrup, J. G. & Jensen, J. 1990. Influence of algal diet on feeding and egg-production of the calanoid copepod *Acartia tonsa* Dana. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, 141: 87-105.

Strickland, J. D. H. & Parsons, T. R. 1972. **A practical handbook of seawater analysis**. Fisheries Research Board of Canada, Ottawa.

Strüder-Kypke, M. C., Kypke, E. R., Agatha, S., Warwick, J. & Montagnes, D. J. S. 2001 (Eds.). **Guide to UK Coastal Planktonic Ciliates**. World Wide Web electronic publication, accessible at <http://www.liv.ac.uk/ciliate/intro.htm> (Accessed 07/27/2010).

Tester, P. A. & Turner, J. T. 1988. Comparative carbon-specific ingestion rates of phytoplankton by *Acartia tonsa*, *Centropages velificatus* and *Eucalanus pileatus* grazing on natural phytoplankton assemblages in the plume of the Mississippi River (northern Gulf of Mexico continental shelf). **Hydrobiologia**, 167/168: 211-217.

Trott, L. A. & Alongi, D. M. 2000. The impact of shrimp pond effluent on water quality and phytoplankton biomass in a tropical mangrove estuary. **Marine Pollution Bulletin**, 40: 947-951.

UNESCO 1983. Chemical methods for use in marine environmental monitoring. Paris: Intergovernmental Oceanographic Commission. Manual and guides 12.

Waterbury, J. B., Watson, S. W., Valois, F. W. & Franks, D. 1986. Biological and ecological characterization of the marine unicellular cyanobacterium *Synechococcus*. Pp. 71-120. *In*: Platt,

T. & Li, W. K. W. (Eds). **Photosynthetic picoplankton**. Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences 214.

Welschmeyer, N. A. 1994. Fluorimetric analysis of chlorophyll-a in the presence of chlorophyll b and phaeopigments. **Limnology and Oceanography**, 39: 1985-1992.

Zar, J. H. 1999. **Biostatistical Analysis**. Prentice Hall, New Jersey, 663 p.