

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

**FITOPLÂNCTON E PROTOZOOPLÂNCTON EM
VIVEIROS DE CULTIVO DE CAMARÃO**

PRISCILA DA FONSECA TEIXEIRA

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

Orientador: Clarisse Odebrecht

**RIO GRANDE
Julho de 2011**

Sonda-me oh Deus

*Sonda-me oh Deus, pois conheces os meus caminhos
De longe penetras o meu pensar e o meu coração
Se aos céus eu for, ou se no abismo eu for
Ali Tu estás...
Se tomo as asas da alvorada e vou ao mar
A tua mão me guiará...*

*Eu fui criado, eu fui formado, tu me teceste com tuas mãos
Que lindo, que momento mais sublime Senhor
Ver que no oculto eu fui formado por Ti!*

*Que preciosos, que maravilhosos são os teus pensamentos
Os quais só tu tens pra mim
Eu os contaria
Os contaria sem chegar ao fim
Isso mostra que eu nada sou.*

*Dependo de Ti, Suspiro por Ti
Sonda-me Oh, Senhor!*

*Salmos 139,
Versão: André Nascimento*

*A Deus, “ porque de um modo assombroso,
e tão maravilhoso fui feita;
maravilhosas são as tuas obras,
e a minha alma o sabe muito bem”
Salmos 139. 14*

AGRADECIMENTOS

A Deus, o Criador de todas as coisas, em primeiro lugar, por ter cuidado de mim desde o ventre de minha mãe.

Ao meu esposo, Filipe Amaral, por ter me apoiado e acreditado em mim e nos sonhos de Deus para nós. Estamos no início de uma história criada por Deus especialmente para nós, Eu te amo!

Aos meus amigos e orientadores Prof^a Dr^a Clarisse Odebrecht e Prof. Dr. Erik Muxagata, aos quais muito admiro, pelo incentivo, “puxões de orelha”, confiança e por me guiarem nessa caminhada científica.

Ao Prof. Dr. Paulo Abreu e à Profa. Dra. Lezilda Torgan pelas contribuições dadas ao meu trabalho como banca examinadora.

Aos meus pais Gilmar e Ivonilda Teixeira, aos meus irmãos Juliana (e Mário Henrique Zortéa), Moisés e Iasmin Teixeira, que sempre confiaram em mim e me apoiaram em todos os momentos.

Aos meus sogros e “pais”, Nivaldo e Giselia Amaral, pelo carinho e apoio. Ao meu cunhado chato, mas muito querido André Amaral, “Bolinha”.

Aos meus grandes amigos “Tabajaras”, Waldemar Amaral, Tatiana Ávila, Anette Duarte, Alessandro Cardozo (TK), Dra Gama (Andréa Gama), Marcelo Bruno, Carla Barbosa, e é claro, Vanessa Brito (“Zero-2”). Pelos cafés do “Sabe Senhor”, pelas risadas e principalmente, pelo carinho e amizade.

As minhas amigas do grupo “Expressão da Essência” [Almira Farias, Ana Pereira, Ângela Antunes, Bárbara Canary, Caroline Moraes, Julie Silveira, Paola Farias, Priscila (e Clomar Figueira), Simone Pinto e Vanessa Rosa], pelas orações e por toda compreensão

nos meus momentos de estresse e por todos os bons momentos que “dançamos” juntas. E aos irmãos em Cristo da Igreja Batista Brasa.

Aos meus queridos amigos “Alfaomeguenses” [“Tia” Dai (Daiane Peixoto), Lucas Maria, “Tio” Lelê (Leandro Elpo) , “Tio” Flávio (Flávio Seibt), Rita Machado, Daniel Machado, Diego Sá, Luis Fernando Lopes, Thiago Sanguibusch], pela amizade, pelas orações e por todos os bons momentos que tivemos de “carteado” e de macarrão com calabresa (feito pela Dai, delícia!!!!).

Às duas grandes amigas, Priscila Nunes e Michele Tornatore, por tudo que vivemos e sonhamos na graduação.

Ao Charles Froés, ao Alessandro Cardozo, por terem cedido os dados e por me ensinarem um pouco sobre aquícultura. Ao Prof. Dr. Wilson Wasielesky e a toda equipe da EMA pelo manejo dos viveiros e disponibilização do material.

E um obrigada especial à Marta Lemos e à Vera Oliveira pelos conselhos e pelas ótimas conversas.

Em fim, a todos que confiaram em mim e me ajudaram nesta caminhada, o meu mais sincero Obrigada!!!

ÍNDICE

Página

RESUMO.....	1
ABSTRACT.....	2
1 - INTRODUÇÃO.....	3
2 - MATERIAL E MÉTODOS.....	8
2.1 - Delineamento experimental e tratamentos testados.....	8
2.2 - Metodologia de campo.....	8
2.3 - Nutrientes e clorofila <i>a</i> total e fracionada (<20µm).....	9
2.4 - Composição e densidade da comunidade.....	10
2.5 - Análise estatística.....	11
3 - RESULTADOS.....	12
3.1 - Parâmetros de qualidade de água nos seis viveiros.....	12
3.2 - Composição dos organismos.....	13
3.3 - Comparação de dois viveiros ao longo do tempo.....	14
4 - DISCUSSÃO.....	19
5 - CONCLUSÕES.....	27
6 - PERSPECTIVAS FUTURAS.....	28
7 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	29

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Variáveis físico-químicos e biológicos de qualidade de água em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* cultivados em viveiros com e sem adição de bioflocos microbianos. Dados apresentados em média do total de 20 ou 21 dias de amostragem \pm desvio padrão. Os asteriscos representam diferença estatística ($p < 0,05$) entre os tratamentos VE – CM (com adição de melaço) e V6 – SM (sem adição de melaço). O asterisco (*) indica diferença estatística significativa.....38

Tabela 2: Fitoplâncton e protozooplâncton em viveiros de cultivo de camarão *Litopenaeus vannamei*, com (CM) e sem (SM) adição de melaço. A letra “X” indica presença do organismo, em qualquer densidade, em pelo menos uma das amostras analisadas, ND indica a não detecção da categoria.....39

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Valores de salinidade (‰) e temperatura (°C) em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com melão (CM) e sem melão (SM), no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009.....40
- Figura 2:** Variáveis físico-químicas de qualidade da água em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009 cultivados com (CM) e sem (SM) adição de melão.....41
- Figura 3:** Razão N:P em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com melão (CM) e sem (SM) adição de melão, no período de 30 de janeiro a 06 de abril de 2009. Dados apresentados em média \pm desvio padrão.....42
- Figura 4:** Concentração de Silicato em μM , viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* cultivados com (CM) e sem (SM) adição de melão, no período de 30 de janeiro a 06 de abril de 2009.....42
- Figura 5:** Variação nos valores de clorofila *a* total e fracionada (maior e menor que $20\mu\text{m}$) em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com (CM) e sem (SM) a adição de melão no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009.....43
- Figura 6:** Composição e densidade (células L^{-1}) em um viveiro com adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Cianobactérias (cocóides), **b)** Cianobactérias (tricomatas) **c)** Flagelados e **d)** Diatomáceas. Nota: eixo Y em escala logarítmica.....44
- Figura 7:** Composição e densidade (células L^{-1}) em um viveiro com adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de março de 2009. **a)** Dinoflagelados I, **b)** Dinoflagelados II, **c)** Ciliados por classe de tamanho e **d)** Ciliados II. Nota: eixo Y em escala logarítmica.....45
- Figura 8:** Composição e densidade (células L^{-1}) em um viveiro sem adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Cianobactérias (cocóides), **b)** Cianobactérias (tricomatas), **c)** Flagelados e **d)** Diatomáceas. Nota: eixo Y em escala logarítmica.....46
- Figura 9:** Composição e densidade (células L^{-1}) em um viveiro sem adição de melão no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Dinoflagelados I, **b)** Dinoflagelados II, **c)** Ciliados por classe de tamanho e **d)** Ciliados II. Nota: eixo Y em escala logarítmica.....47

RESUMO

Na aquicultura, o sistema sem trocas de água é eficiente e sustentável, permite manejar o balanço entre carbono e nitrogênio, e o desenvolvimento de microorganismos que contribuem na boa qualidade da água, alimentação e sobrevivência do organismo alvo do cultivo. No presente estudo, a composição e densidade de fitoplâncton e protozooplâncton em conjunto com variáveis físico-químicas foram avaliados em viveiros de cultivo de camarão *Litopenaeus vannamei* (Boone) em sistema sem troca de água em dois tratamentos, com e sem a adição de melaço como fertilizante de carbono. As amostras de água foram coletadas por um período de 70 dias (janeiro a abril de 2009) e os tratamentos apresentaram diferença significativa para o teor dos nutrientes fosfato, silicato e clorofila <20 µm. A clorofila foi dominada pela fração <20µm (>80%) nos dois tratamentos e alcançou os maiores valores (~400 µg L⁻¹) no final do experimento. No viveiro com melaço houve um maior crescimento de cianobactérias filamentosas (*Pseudoanabaena* spp. e *Spirulina* sp.), de diatomáceas especialmente *Pleurosigma* sp. e de ciliados, além da presença de *Oxyrrhis marina* Dujardin e de *Anabaena* sp.. No viveiro sem melaço os flagelados e dinoflagelados, especialmente *Protoperidinium* sp. e outros da ordem Peridinales foram mais frequentes e abundantes. Em ambos os tratamentos foi observada uma alta densidade de cianobactérias cocóides e de dinoflagelados (Gymnodiniales e *Gyrodinium* sp.). Apesar de não terem sido encontradas diferenças estatísticas entre os tratamentos, ficaram claras tendências distintas de composição e densidade do fitoplâncton e protozooplâncton entre os viveiros, indicando a influência da adição de melaço.

Palavras-Chave: cianobactérias, diatomáceas, ciliados, dinoflagelados, melaço.

ABSTRACT

In aquaculture the zero water exchange system is efficient, sustainable, and allows the management to balance the carbon and nitrogen compounds through the development of microorganisms contributing to good water quality, feeding and survival of the target organism. In this study, the composition and density phytoplankton and protozooplâncton together with physical and chemical variables were evaluated in shrimp ponds (*Litopenaeus vannamei* Boone) without water exchange in two treatments with and without the addition of molasses as carbon fertilizer. Water samples were collected during 70 days (January-April 2009). The treatments differed significantly in dissolved inorganic phosphate, silicate and chlorophyll $<20 \mu\text{m}$. Chlorophyll, dominated by the fraction $<20 \mu\text{m}$ ($> 80\%$), reached the highest values ($\sim 400 \mu\text{g L}^{-1}$) at the end of the experiment in both treatments. In the pond with molasses, the filamentous cyanobacteria (*Pseudoanabaena* spp., *Spirulina* sp.), the diatom *Pleurosigma* sp. and ciliates reached highest density and the dinoflagellate *Oxyrrhis marina* Dujardin and the cyanobacteria *Anabaena* sp. were present. In the pond without molasses, flagellates, and dinoflagellates *Protoperidinium* sp. and other Peridinales were more frequent and abundant. In both treatments coccoid cyanobacteria and dinoflagellates (*Gyrodinium* sp. and other Gymnodinales) were abundant. Although the differences were not statistically significant, the composition and abundance of phytoplankton and protozooplankton differed over time in both treatments, indicating the influence of the molasses addition.

Keywords: cyanobacteria, diatoms, ciliates, dinoflagellates, molasses.

1 - INTRODUÇÃO

Com o aumento da população mundial e a redução das capturas pesqueiras, acredita-se que a aquicultura tenha potencial para suprir a crescente demanda por alimentos de origem aquática que sejam saudáveis e de qualidade (Ahmad & Subasingue 2010). De acordo com Sorgeloos (2010), a aquicultura é o setor de produção alimentar que mais cresce no mundo e cerca de 50% do alimento marinho consumido pelo homem é proveniente de cultivos. No entanto, esta atividade é frequentemente criticada pelo impacto negativo que causa no ambiente, razão pela qual novas técnicas de manejo dos recursos cultivados estão sendo desenvolvidas, de maneira sustentável e ambientalmente responsável.

Uma estratégia importante e eficaz é o desenvolvimento de cultivos em sistema sem renovação de água, considerado um novo paradigma na aquicultura (Moss *et al.* 2001). Desenvolvido inicialmente por Sandifer & Hopkins (1996), este sistema traz como grande vantagem a redução de resíduos e efluentes, que normalmente são lançados no meio aquático gerando problemas ambientais (Avnimelech 1999).

Um aspecto importante nos cultivos sem trocas de água é a formação de bioflocos (agregados microbianos ou flocos microbianos) através do crescimento de uma microbiota heterotrófica, que necessita, da adição de fertilizantes orgânicos e de forte aeração. Em sistemas fechados, geralmente ocorre um acúmulo de amônia, o que causa um desequilíbrio na razão entre o Carbono e o Nitrogênio (C:N) e a adição de carbono orgânico é necessária para restaurar essa razão e favorecer a transformação deste nutriente acumulado em proteína microbiana (Avnimelech 1999). Os principais fertilizantes usados como fonte de carbono orgânico são o farelo de trigo (Burford *et al.* 2004; Emerenciano *et al.* 2007;

Campos *et al.* 2009; Ballester *et al.* 2010), farelo de milho e soja (Burford *et al.* 2004), farinha de tapioca (Hari *et al.* 2004) e o melaço (Burford *et al.* 2003; Emerenciano *et al.* 2007; Samocha *et al.* 2007; Silva *et al.* 2009). O melaço é um subproduto da cana-de-açúcar, rico em carbono e pobre em nitrogênio e, de acordo com os autores citados, tem se mostrado uma alternativa eficaz para prevenir o aumento dos compostos nitrogenados nos cultivos devido a incorporação deste elemento por bactérias heterotróficas.

A comunidade microbiana presente no cultivo de sistemas sem trocas de água é diversa, destacando-se as bactérias, cianobactérias, microalgas como diatomáceas, clorofíceas e protistas heterotróficos como ciliados, flagelados e dinoflagelados, além de metazoários, principalmente rotíferos e nematódeos (Burford *et al.* 2003; Campos *et al.* 2009; Godoy *et al.* 2010). Na ausência de trocas de água no sistema, a forte e constante aeração ressuspende o material particulado incluindo os microorganismos, exoesqueletos, fezes, restos de organismos mortos, entre outros. Complexas interações físicas, químicas e biológicas, ainda pouco conhecidas entre essas partículas, formam os bioflocos. Aparentemente, a formação destes está relacionada com o tamanho, densidade e velocidade do encontro entre as partículas (Jorand *et al.* 1995; Burford *et al.* 2004; Johnson *et al.* 2008; Schryver *et al.* 2008).

No Brasil, o camarão branco do Pacífico, *Litopenaeus vannamei* Boone, é a espécie mais cultivada em vários estados (Gonçalves *et al.*, 2005) devido, principalmente, a sua grande aceitação no mercado, rentabilidade, fácil manuseio e alta taxa de crescimento (Andreatta & Beltrame 2004). Os camarões são cultivados preferencialmente em temperatura entre 28 e 32°C (Van Wyk & Scarpa 1999) e, devido às baixas temperaturas, o seu cultivo é pouco explorado nos estados do sul (Poersch *et al.* 2006). Nesta região, no

inverno, a utilização de estufas com sistema sem trocas de água, permite o controle da temperatura da água e o cultivo do camarão com sucesso (Wasielesky *et al.* 2006). No verão, existe a possibilidade de cultivo desta espécie em viveiros sem cobertura, a céu aberto, em densidade de 100 camarões m⁻², conforme o modelo de Sandifer & Hopkins (1996) ou até mais, de 120 camarões m⁻² (Burford *et al.* 2003, 2004). O tamanho desses viveiros varia entre 0,065 e 1,6 ha e, além de abrigar e manter uma grande biomassa de camarões, a captura dos mesmos é rápida e eficiente (McIntosh 2000).

Cardozo *et al.* (no prelo), estudando viveiros de *L. vannamei* abertos, com reposição de água, próximos à região estuarina da Lagoa dos Patos, RS, observaram que a comunidade natural é dominada por diatomáceas, com a presença de cianobactérias (<1µm) e flagelados (2 – 15 µm). Os valores de clorofila-*a* total (10-20µg L⁻¹) foram dominados pela fração menor de 20µm, confirmando a grande influência de organismos nanoplânctônicos. Os autores relatam ainda que camarões atuam como predadores, principalmente de copépodes, e esses últimos, são os principais controladores da densidade de fitoplâncton. Além das diatomáceas e das cianobactérias, Pereira Neto *et al.* (2008) observaram a importância dos dinoflagelados em viveiros de *L. vannamei* no Nordeste do Brasil, como o segundo grupo mais abundante, superado somente pelas cianobactérias.

Em sistemas de cultivo sem trocas de água, o alimento natural tem papel significativo para o crescimento e sobrevivência de *L. vannamei* (Burford *et al.* 2004; Wasielesky *et al.* 2006). Burford *et al.* (2004) afirmam que até 29% do alimento ingerido por *L. vannamei* é oriundo da comunidade natural contida na água de viveiros com bioflocos, reduzindo assim os custos com a ração. O estudo de Wasielesky *et al.* (2006), indica que a produtividade natural pode suplementar a dieta de proteína crua, pois os camarões cresceram mais (45%)

quando a biota natural estava presente na água. Moss & Pruder (1995) e Moss (2000) destacam a importância das diatomáceas na dieta de camarões em sistemas comuns, devido sua fácil digestão e baixo conteúdo de fibras.

A biota presente em viveiros sem trocas de água é controlada pela disponibilidade de nutrientes na água e pela luz. As bactérias, que formam a base dos bioflocos nesses sistemas necessitam de carbono e nitrogênio inorgânico para gerar novas células (Avnimelech 1999). Além disto, a disponibilidade de altas concentrações de fósforo e o nitrogênio causam o aumento na densidade de flagelados e cianobactérias (<10 μ m) (Burford *et al.* 2003). As cianobactérias, de acordo com a densidade e a espécie, podem ser prejudiciais aos camarões (Godoy *et al.* 2010). Campos *et al.* (2009) associaram a predominância das diatomáceas *Nitzschia* sp. e *Coscinodiscus* sp. com a absorção de silicato do viveiro.

Apesar da importância da comunidade natural em viveiros de camarões, ainda existem poucos estudos no intuito de avaliar a mesma (Godoy 2008), fazendo-se necessário conhecer melhor este componente, especialmente em sistemas de cultivo sem trocas de água. Wasielewski *et al.* (2006) sugerem que o melaço seja adicionado para auxiliar na formação dos bioflocos e balancear a razão C:N, no entanto, sabe-se pouco sobre o efeito deste na comunidade microbiana. Acredita-se que cause um aumento na diversidade e na densidade dos microorganismos heterotróficos, ma para um manejo adequado é importante conhecer os processos relacionados com a presença dos diferentes grupos de microorganismos. O presente estudo visa avaliar a composição e densidade de microalgas e demais protistas presentes em viveiros de cultivo do camarão *L. vannamei* submetidos a dois tratamentos desenvolvidos com e sem fertilização de carbono orgânico na forma de

melaço, bem como a sua relação com variáveis físico-químicas e biológicas de qualidade de água.

2 - MATERIAL E MÉTODOS

2.1 - Delineamento experimental

O experimento foi realizado na Estação Marinha de Aqüicultura Prof. Marcos Marchiori (EMA/FURG) na cidade de Rio Grande, RS, no período de 21 de dezembro de 2008 a 16 de abril de 2009, com duração de 117 dias. Foram utilizados dois viveiros de cultivo intensivo do camarão branco *Litopenaeus vannamei* Boone com uma área de 500m² e fundo revestido com polietileno de alta densidade (PEAD). Juvenis de 0,112g ($\pm 0,07$) de peso foram adicionados na densidade de 85 camarões m⁻³ viveiro⁻¹. A água do mar era proveniente do reservatório da EMA, captada da Praia do Cassino e filtrada em filtro de areia com 1 mm de porosidade. A aeração era feita durante 24 horas com aeradores tipo *paddle wheel*, na potência de 20 hp/ha. Os animais eram alimentados duas vezes por dia com ração Potimar 35, da Guabi[®] com mais de 40 % de proteína bruta.

Além do conteúdo de carbono da ração comercial, um dos viveiros recebeu adições semanais com 1kg de melaço (com adição de melaço - CM). O viveiro que não recebeu melaço foi denominado SM (sem melaço) (Froés *et al.* no prelo)

Não foram realizadas trocas parciais de água no viveiro CM, somente foi feita a reposição devido à evaporação, de acordo com a necessidade. No viveiro SM foram feitas mínimas renovações (10% do volume total de água do viveiro por semana). A água utilizada era salgada proveniente da praia do Cassino e armazenada nos reservatórios da EMA.

2.2 - Metodologia de campo

As coletas para esse trabalho foram realizadas no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009 (70 dias) com amostragens entre dois e cinco dias, totalizando 21 dias de

amostragem (30 de janeiro; 03, 06, 10, 13, 17, 20, 25 e 27 de fevereiro; 03, 06, 10, 13, 17, 20, 24 e 27 de março e 01, 03, 6 e 09 de abril de 2009).

Dados de temperatura e salinidade eram obtidos no local, no período da manhã, mediante a utilização de um termômetro de mercúrio e de um refratômetro, respectivamente. De cada viveiro, eram coletados cerca de 5L de água, sendo aproximadamente 300 mL armazenados em frascos âmbar e fixados em solução de lugol 2% para posterior análise de composição e densidade de fitoplâncton e de protozooplâncton. O restante da amostra de água foi levado ao Laboratório de Ecologia do Fitoplâncton e Microorganismos Marinhos para análises de nutrientes e clorofila-*a*.

2.3 - Nutrientes e clorofila *a* total e fracionada (<20 µm)

Amostras de água (100 mL), para a determinação do teor de silicato (SiO₄), fosfato (PO₄) e nitrito+nitrato (NO₂+NO₃) inorgânicos dissolvidos, foram filtradas em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/C) e congeladas em frascos plásticos de policarbonato (-18°C). Posteriormente, estes nutrientes foram analisados seguindo-se metodologia descrita em Strickland & Parsons (1972). O teor de amônia (NH₄) foi analisado imediatamente, após a filtragem de 100 mL de água em filtro de fibra de vidro (Whatman GF/C) e seguindo o método de Azul de Indofenol (UNESCO 1983).

A determinação da concentração total de Clorofila-*a* foi realizada pelo método sem acidificação (Welschmeyer, 1994), no qual alíquotas de água (10 a 50 mL) foram filtradas em filtros de fibra de vidro (Whatman GF/F), o pigmento extraído no escuro (24 h, acetona 90%, -18°C) e a concentração de clorofila-*a* estimada utilizando-se um fluorímetro calibrado (Turner TD 700).

Na determinação da clorofila-*a* fracionada, o microplâncton (fração >20 µm) foi excluído através de filtração prévia da amostra em malhas de nylon de porosidade 20 µm, e a amostra pré-filtrada (nanoplâncton+picoplâncton, <20µm) foi retida em filtro de fibra de vidro (Whatman GF/F). A concentração de clorofila-*a* da fração de microplâncton (>20 µm) foi calculada subtraindo-se o teor de clorofila-*a* <20 µm da clorofila total:

$$[Cl-a >20 \mu m] = [Cl-a \text{ total}] - [Cl-a <20 \mu m],$$

onde $[Cl-a >20 \mu m]$ é a concentração da fração maior do que 20 µm; $[Cl-a \text{ total}]$ é a concentração total de clorofila-*a* na amostra e $[Cl-a <20 \mu m]$ é a concentração do nanoplâncton+picoplâncton.

2.4 - Composição e densidade da comunidade

No total, foram analisadas vinte e uma amostras, nove do viveiro CM e doze do SM (Tab. 1). Destas, em cinco datas as análises foram concomitantes nos dois viveiros (30 de janeiro, 20 de fevereiro, 13 de março, 1 e 9 de abril de 2009) e as demais amostras foram selecionadas tendo como critério as variações no teor de clorofila-*a* total (CM – 10 e 27 de fevereiro, 3 e 20 de março; SM – 6, 10 e 25 de fevereiro, 3, 17, 27 e 30 de março).

Alíquotas das amostras (2,1 mL) preservadas em Lugol 2% foram analisadas em câmaras de sedimentação com o uso de microscópio de luz invertida equipado com contraste de fase (Axiovert 135) após 3h de sedimentação (Utermöhl 1958) sob aumentos de 50x, 200x e 400x. Para a estimativa da densidade, a área total da câmara (530,9 mm²) era analisada no aumento de 50x; nos demais aumentos, uma a seis faixas eram analisadas de acordo com a densidade de organismos (Hasle 1978). Em casos de densidade muito alta para alguns organismos, em torno de dez campos eram analisados nos aumentos de 200x e/ou 400x. O número mínimo de células contadas para os grupos mais importantes foi de

100, o que gera um erro de 20%, conforme Andersen & Thronsen (2004). Os resultados foram expressos em número de células por Litro, aplicando-se uma regra de três considerando-se a área analisada (faixas, campos) nas diferentes objetivas em relação a área da câmara (530,9 mm²) e o volume da amostra. Os organismos foram identificados ao menor nível taxonômico possível de acordo com Strüder-Kypke *et al.* (2002), Botes (2003) e Komarék & Anagnostidis (2005).

2.5-Análise estatística

Transformações estatísticas como $\log(x+1)$, raiz quadrada e raiz quártica foram aplicadas aos resultados, no entanto, sem a resposta de normalidade necessária para análises paramétricas. Dessa forma, o teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis foi aplicado para verificar diferenças dos parâmetros físico-químicos de qualidade de água e biológicos entre os viveiros. Foram considerados significativos resultados de $p < 0,05$. Foi utilizado o programa Statistica 7.0 (StatSoft, Inc. 2004) para as análises estatísticas e os gráficos foram criados e editados no programa Sigma Plot 11.0 (Systat Software, Inc. 2008).

3 - RESULTADOS

3.1 – Variáveis da qualidade da água.

Os valores de temperatura diminuíram e a salinidade teve tendência ao aumento com o passar do tempo nos dois viveiros (Fig. 1), apresentando diferença estatística entre as médias, sendo que maiores salinidades foram observadas no viveiro onde não houve a adição de melão (SM) (Tab. 1).

Os valores médios de nitrito+nitrato nos viveiros com (CM) e sem (SM) adição de melão foram de 3,94 e 4,39 μM , respectivamente (Tab. 1). Ao longo do tempo, os valores apresentaram aproximadamente o mesmo comportamento nos dois viveiros, com picos alternados no SM (20,28 μM) e CM (16,62 μM) nos dias 20 e 27 de março, respectivamente. Ao final do experimento, a partir de 03 de abril houve um aumento no viveiro CM e uma queda no viveiro SM (Fig. 2a), no entanto não houve diferença estatística entre os tratamentos ($p < 0,05$) (Tab. 1). O mesmo comportamento encontrado para nitrito+nitrato foi verificado nos teores de amônia (Fig. 2b), com picos localizados nas mesmas datas para SM (25,04 μM) e CM (20,52 μM) em 20 e 27 de março, respectivamente. Ao final do experimento, a partir de 03 de abril houve um aumento no viveiro CM com valores acima de 10 μM e uma queda no viveiro SM com valores abaixo de 5 μM (Fig. 2), no entanto sem diferença estatística entre os tratamentos ($p < 0,05$) (Tab. 1). A razão N:P, com base no número atômico, foi alta no começo do experimento, com resultados acima de 10 N:P até 10 de fevereiro, a partir dessa data os resultados mantiveram-se abaixo de 15 N:P (Fig. 3). A média final no viveiro CM foi de 13,04 N:P e de no viveiro SM de 15,82 N:P, sem diferença estatística entre o viveiros (Tab. 1). O teor de fosfato se manteve próximo nos dois tratamentos, abaixo de 5 μM até 24 de março, com

exceção do pico (10,61 μ M) em 03 de março no viveiro CM, tratamento que também apresentou maiores valores a partir de 27 de março (Fig. 2c). Entretanto, a comparação entre os dois viveiros não revela diferença significativa para esse nutriente (Tab. 1).

O silicato apresentou valores mais altos no viveiro CM, especialmente a partir de 10 de fevereiro alcançando 40 μ M no período de 13 a 27 de março. Após, foi observada uma queda, enquanto no viveiro SM os valores ficaram abaixo de 11 μ M e, em alguns casos, próximos do limite de detecção (Fig. 4). Essa grande diferença entre os tratamentos foi estatisticamente significativa ($p= 0,001$) (Tab. 1).

O teor de clorofila-*a* aumentou gradativamente ao longo do tempo nos dois viveiros. No viveiro CM este aumento foi quatro vezes maior (400 μ g Chl *a* L⁻¹) entre os dias 01 e 03 de abril (Fig. 5a), formado principalmente pela fração <20 μ m, que foi a principal responsável pelos valores de clorofila *a* total em ambos os viveiros (Fig. 5b). Valores abaixo de 100 μ g Chl *a* L⁻¹ foram encontrados até 24 de março no viveiro CM e até 06 de abril no SM (Fig. 5a). O viveiro sem adição de melão apresentou menores valores de clorofila *a* total e fracionada, quando comparado ao viveiro com adição de melão (Fig. 5b e 5c). As diferenças foram significativas somente para a Chl *a* <20 μ m, pois a influência da fração maior que 20 μ m, mascarou as diferenças da clorofila *a* total (Tab. 1).

3.2 - Composição dos organismos

Os organismos foram classificados em seis grandes grupos, divididos em vinte e quatro categorias (Tab. 2), das quais três ao nível de espécie, nove ao nível de gênero, quatro ao nível de ordem e oito por classe de tamanho.

O grupo das cianobactérias cocóides foi formado por células arredondadas <3 μ m e por espécies em tricomas. O grupo de flagelados esteve composto por nanofitoplâncton (<20

µm) pertencente a diferentes categorias taxonômicas e foi subdividido em classes de tamanho. As diatomáceas foram representadas, principalmente por organismos da ordem Pennales, a qual inclui *Cylindrotheca closterium* (Ehrenberg) e *Pleurosigma* sp. Os dinoflagelados eram compostos por organismos pertencentes a duas ordens, Gymnodiniales e Peridinales. O grupo dos ciliados foi subdividido em oito categorias (Tab. 2).

Além dos organismos do fitoplâncton e protozooplâncton, foram encontrados bioflocos em grande quantidade em ambos os tratamentos e alguns metazoários como rotíferos (*Brachyonus* sp.), nematódeos, poliquetos e o copépode *Acartia tonsa* Dana em diferentes estágios (náuplius, copepoditos e machos e fêmeas adultos).

3.3 - Comparação de dois viveiros ao longo do tempo

As Figuras 6 e 7 mostram as variações de densidade dos organismos encontrados no viveiro com melão (CM). Verifica-se que as cianobactérias cocóides (Fig. 6a), em tricomas *Pseudanabaena* spp., *Spirulina* sp. (Fig. 6b), e ciliados nas categorias de tamanho 10-20 µm e 21-30 µm (Fig. 7c) estavam presentes na maior parte do tempo, enquanto *Anabaena* sp. (Fig. 6b), flagelados (Fig. 6c), diatomáceas (Fig. 6d), Peridinales, *Protoperidinium* sp. (Fig. 7b) e diferentes ciliados (Fig. 8d) foram observados somente em algumas datas.

As cianobactérias cocóides (Fig. 6a) sempre apresentaram alta densidade ($10^7 - 10^8$ células L⁻¹) com os valores mais altos nos dias 30 de janeiro ($2,86 \cdot 10^8$ células L⁻¹), 27 de fevereiro ($2,94 \cdot 10^8$ células L⁻¹) e 9 de abril ($2,8 \cdot 10^8$ células L⁻¹). As cianobactérias sob a forma de tricomas também estavam sempre presentes em alta densidade ($10^5 - 10^9$ tricomas L⁻¹). Destas, *Pseudanabaena* spp. aumentou ao longo do tempo até 1 de abril ($1,46 \cdot 10^9$ tricomas L⁻¹) e *Spirulina* sp. apresentou a maior densidade em 20 de março ($2,18 \cdot 10^6$

tricomas L^{-1}). Ao contrário, *Anabaena* sp. foi somente observada no início do experimento, em baixa densidade ($<10^4$ tricomas L^{-1}) (Fig. 6b). Os flagelados ($4 - 10 \mu m$) não foram observados no início, mas no final do experimento (1 e 9 de abril), as três classes de tamanho estiveram presentes em alta densidade ($10^5 - 10^7$ células L^{-1}) (Fig. 6c).

As diatomáceas cêntricas foram observadas em baixa densidade ($<10^4$ células L^{-1}) e somente no início do experimento, até 27 de fevereiro. Ao contrário, a densidade de *Pleurosigma* sp. aumentou a partir de 13 de março (476 células L^{-1}) até o final do experimento ($3,74 \cdot 10^5$ células L^{-1} , 9 de abril), quando *C. closterium* também foi observada em alta densidade ($3,5 \cdot 10^7$ células L^{-1} , 9 de abril) (Fig. 6d).

Os dinoflagelados foram representados por cinco categorias, entre elas *Gyrodinium* sp. e *Oxyrrhis marina* Dujardin, ambos heterotróficos. Durante as análises em diversas amostras em ambos os viveiros foi observado, sob o microscópio, que algumas células de *Gyrodinium* sp. continham Gymnodiniales em seu interior, sugerindo uma relação presa-predador entre esses organismos. *Gyrodinium* sp. aumentou sua densidade ao longo do tempo, apresentando o maior valor no dia 9 de abril ($1,02 \cdot 10^6$ células L^{-1}), ao contrário de *O. marina*, que foi encontrado no início do experimento em alta densidade ($3,69 \cdot 10^5$ células L^{-1}) sendo reduzido até valores abaixo do limite de detecção no dia 13 de março. A ordem Gymnodiniales, que compreende organismos frágeis de difícil identificação, provavelmente continha espécies mixotróficas e heterotróficas, e apresentou maior densidade em 20 de fevereiro ($1,05 \cdot 10^6$ células L^{-1}), mas manteve altos valores ao longo do período de estudo (Fig. 7a).

Os dinoflagelados *Protoperidinium* sp. e outros da ordem Peridinales foram observados em três ocasiões, com densidade máxima ($1,1 \cdot 10^5$ células L^{-1}) em 3 de março (Fig. 7b). Nas demais datas, os valores de densidade eram baixos.

Assim como os dinoflagelados, os ciliados também foram observados em alta densidade exceto no dia 10 de fevereiro. A maior densidade ($3,81 \cdot 10^6$ células L^{-1}) foi de ciliados pequenos (10-20 μm) no final do experimento (9 de abril). Os ciliados maiores ($>41 \mu m$) apareceram em 20 de fevereiro e apresentaram seu valor máximo em 1 de abril ($3,88 \cdot 10^4$ células L^{-1}) (Fig. 7c). O ciliado fotossintetizante *Myrionecta rubra* (= *Mesodinium rubrum*) (Lohmann), somente apareceu no final, em amostras de 1 e 9 de abril ($6,81 \cdot 10^4$ células L^{-1}). Outros ciliados como *Tontonia* sp. ($1,94 \cdot 10^4$ células L^{-1}) e *Balanion* sp. ($4,27 \cdot 10^4$ células L^{-1}) foram encontrados esporadicamente (Fig. 7d).

Assim como no viveiro com melaço, alguns grupos foram constantes e outros mais esporádicos no viveiro sem adição de melaço (SM) (Figuras 8 e 9). Cianobactérias cocóides, *Pseudanabaena* spp., flagelados e dinoflagelados, estiveram presentes em quase todas as amostras analisadas ao contrário de *Spirulina* sp., diatomáceas e ciliados. As cianobactérias cocóides sempre foram observadas em alta densidade ($>10^5$ células L^{-1}) com valores máximos de 10^8 células L^{-1} (Fig. 8a). Já as cianobactérias em tricomas, constituídas basicamente por *Pseudanabaena* spp., no viveiro CM, aumentaram até o dia 13 de março (densidade máxima $4,26 \cdot 10^6$ tricomas L^{-1}) e não variaram muito a densidade após esta data. *Spirulina* sp. foi encontrada em baixa densidade somente em uma amostra (13 de março; $6,48 \cdot 10^3$ tricomas L^{-1}) e *Anabaena* sp. esteve ausente (Fig. 8a e 8b).

Os flagelados foram geralmente mais abundantes no viveiro SM do que no viveiro CM, com os valores mais altos das espécies menores (4-10 μm e 11-15 μm). A classe de menor

tamanho (4-10 μm) aumentou de densidade até o máximo ($1,17 \cdot 10^8$ células L^{-1}) em 25 de fevereiro e a partir de 17 de março decresceu gradativamente. A classe intermediária (11-15 μm) teve o mesmo padrão, no entanto as densidades foram mais baixas, com pico em 17 de março ($7,41 \cdot 10^6$ células L^{-1}). Os flagelados maiores (16-20 μm) foram menos abundantes e alcançaram o seu máximo ($1,75 \cdot 10^5$ células L^{-1}) no final do experimento (Fig. 8c).

A densidade das diatomáceas diminuiu ao longo do tempo, sendo que *C. closterium* foi a espécie mais abundante no início ($8,10 \cdot 10^6$ células L^{-1} em 30 de janeiro), quando também foram observadas outras diatomáceas Pennales. Após 13 de março, as diatomáceas foram praticamente excluídas exceto o último dia do experimento (Fig. 8d).

Os dinoflagelados estiveram presentes em alta densidade, mas sem a presença de *O. marina*. Destacaram-se em número, organismos Gymnodiniales e *Gyrodinium* sp., com os maiores valores a partir de 3-13 de março. *Gyrodinium* sp. alcançou seu máximo em 13 de março ($1,47 \cdot 10^6$ células L^{-1}) e Gymnodiniales em 17 de março ($4,69 \cdot 10^7$ células L^{-1}) (Fig. 9a). Os dinoflagelados Peridinales e *Protoperidinium* sp. estiveram presentes mais constantemente do que no viveiro CM, apresentando seus valores máximos ($2,24 \cdot 10^5 - 2,82 \cdot 10^5$ células L^{-1}) no final do experimento (Fig. 9b).

Os ciliados foram observados em densidades mais altas somente a partir de 30 de março, destacando-se os ciliados de menor tamanho (10-20 μm) com as maiores densidades ($5,44 \cdot 10^5$ células L^{-1}), seguidos do tamanho 21-30 μm ($4,28 \cdot 10^5$ células L^{-1}). Os ciliados entre 31-40 μm foram observados com a densidade máxima em 1 de abril ($5,83 \cdot 10^4$ células L^{-1}) e os ciliados maiores (>41 μm), menos abundantes ($3,89 \cdot 10^4$ células L^{-1}), também ocorreram no final. Demais ciliados (*Lohmanniella* sp., *M. rubra* e *Tontonia* sp.) foram

raramente encontrados em baixa densidade ($<10^4 - 10^5$ células L^{-1}) e *Balanion* sp. não detectado (Fig. 9c, 9d).

4 - DISCUSSÃO

A adição de melação semanal não resultou em diferença significativa no controle dos níveis de nitrogenados, os quais se encontravam dentro do limite indicado por Van Wyk & Scarpa (1999) em ambos os viveiros. Apesar de não existir diferença significativa entre os dois viveiros, o viveiro CM apresentou valores mais baixos do que no SM, indicando um pequeno efeito positivo do melação no balanço da razão C:N. Pode-se notar o desenvolvimento de uma cadeia heterotrófica formada por diversos organismos, incluindo ciliados de diferentes grupos e tamanhos no viveiro com melação.

As cianobactérias, juntamente com os flagelados, parecem ter sido os principais contribuintes da biomassa autotrófica, especialmente no pico do final do experimento no tratamento com melação. A fração < 20 µm correspondeu a maior parte do total de clorofila *a* no entanto, esses valores podem estar subestimados, pois a acetona não é sempre eficiente para a extração deste pigmento na presença de cianobactérias (Wetzel & Likens 1991). Os valores médios encontrados no presente estudo foram na maior parte do tempo menores do que os observados por Burford *et al.* (2003) (> 157 µg L⁻¹ Chl *a*) em experimento realizado com a adição de melação em viveiros ao ar livre, na densidade de 120 camarões. A clorofila *a* do microfitoplâncton foi composta principalmente por cianobactérias em tricomas e diatomáceas; os altos valores no final do experimento no tratamento com melação coincidiram com a presença da diatomácea *Pleurosigma* sp., de tamanho grande, resultando em uma maior contribuição da fração >20 µm.

Houve certa dificuldade em classificar alguns organismos nas categorias de tamanho (nanoplâncton, microplâncton), como no caso das cianobactérias filamentosas,

especialmente *Pseudoanabaena* e da diatomácea *Cylindrotheca closterium* (Ehrenberg), as quais pelo seu comprimento são classificadas como microplanctônicas. No entanto, esses organismos podem passar pela malha no processo de filtração e contribuir na clorofila *a* do nanoplâncton, devido a sua estreita largura, dificultando a separação precisa do principal responsável pela clorofila *a* nas diferentes frações.

A adição de melão, que apresenta alto teor de Carbono e baixo de Nitrogênio, tem por objetivo controlar as altas concentrações de nitrogênio na água permitindo a assimilação destes nutrientes por organismos heterotróficos (Samocha *et al.* 2007), assim reduzindo a acumulação de nitrogênio inorgânico em viveiros. Avnimelech (1999) sugere que o cultivo deve ser fertilizado sempre que a concentração de Nitrogênio Amoniacal Total ultrapassar 1 mg L⁻¹. No presente trabalho, as concentrações médias de Nitrito+Nitrato e Amônia, não foram significativamente distintas ao longo do experimento nos dois tratamentos, ao contrário do que seria esperado. Os valores encontrados mantiveram-se abaixo do limite proposto por Avnimelech (1999), provavelmente por causa do alto consumo desses nutrientes pelos organismos.

A temperatura da água é um parâmetro de difícil controle sem que haja gasto com custos operacionais, principalmente em viveiros ao ar livre, onde esse parâmetro é controlado pelas condições climáticas do ambiente (Schryver *et al.* 2008). Em nossos resultados a temperatura variou entre 20 e 25,9°C, notando-se um decréscimo ao longo do período de estudo, em virtude da mudança de estações de verão para outono. Mudanças na temperatura afetam indiretamente os parâmetros físicos da água, tais como, viscosidade, densidade e solubilidade dos gases, e tem influência direta sobre a fisiologia dos organismos (Kennish 1990; Tait & Dipper 1998). Os valores de temperatura encontrados

neste trabalho estão dentro do ideal (20-25°C) para a melhor estabilização dos bioflocos, conforme recomendado por Schryver *et al.* (2008), mas podem ter influenciado a presença de alguns organismos. Por exemplo, a redução do dinoflagelado *Oxyrrhis. marina* Dujardin no final do experimento poderia estar relacionada com a temperatura, pois seu valor ótimo (22-23°C), observado por Droop (1959) em trabalho pioneiro sobre cultivo desta espécie, é mais alto do que observado no final do presente experimento (20°C). Por outro lado, Tillmann (2004) ressalta a grande importância de *O. marina*, que além de preda microalgas, tem rápido crescimento e é um excelente recurso alimentar para organismos maiores, como copépodes.

O fosfato é um micronutriente de extrema importância para os organismos fotossintetizantes (Tait & Dipper 1998), pois participa da estrutura celular e nos processos metabólicos de transferência de energia (ATP, ADP, ácidos nucleicos, fosfolipídeos, enzimas). A principal via de entrada desse nutriente em sistemas fechados é a ração (Barak *et al.* 2003) e sua disponibilidade estimula o crescimento e altas densidades de cianobactérias e flagelados (Burford *et al.* 2003). No presente estudo, o teor de fósforo foi relativamente baixo até meados de março em ambos os tratamentos, comparados com outros resultados (14,4 µM, Hari *et al.* 2006; 6,45 µM (0,2 mg L⁻¹), Ballester *et al.* 2010). As altas densidade de flagelados desde o início no tratamento sem melão e no final em ambos os tratamentos, sugerem que esses organismos, juntamente com as cianobactérias, tiveram um importante papel na remoção do fosfato e na manutenção das concentrações em nível <2 µM desde o início até meados do período experimental.

Sabe-se que as cianobactérias são favorecidas em baixas relações N:P (Tew *et al.* 2006; Jacob & Culver 2010), o que sugere que as altas concentrações de cianobactérias nos dois

tratamentos foram favorecidas pela disponibilidade de fósforo e participaram ativamente na remoção do fosfato e sua manutenção em nível $<2 \mu\text{M}$ até meados do período experimental. Como não há saída de fosfato em sistemas sem renovação de água (Sampaio *et al.* 2010), houve uma tendência ao acúmulo no final do experimento.

Santana *et al.* (2008) cultivando o camarão *Farfantepenaeus subtilis* (Pérez-Farfante) com vários tipos de fertilização, entre eles o melão, também obtiveram a dominância de cianobactérias, no entanto em menor densidade (10^6 células/tricomas L^{-1}), comparada aos nossos resultados (até 10^9 células/tricomas L^{-1}). Algumas espécies de *Pseudanabaena* e de cianobactérias cocóides produzem toxinas (Cronberg *et al.* 2004) e, diante da alta densidade de cianobactérias encontrada nos viveiros, maior do que recomendado como limite em viveiros de *L. vannamei* de $4 \cdot 10^7$ células/tricomas L^{-1} (Nunes 2001), ressalta-se a importância de sua identificação taxonômica bem como a análise do potencial de produção de toxinas.

As altas concentrações de silicato no viveiro com adição de melão parecem ter favorecido o aumento de *Pleurosigma* sp. e a sua manutenção em densidades de até 10^6 células L^{-1} . As diatomáceas necessitam de sílica para a formação das frústulas (Tait & Dipper 1998) e pode-se inferir que a absorção deste nutriente foi maior no tratamento com adição de melão. O aumento no teor de silicato ao longo do tempo e especialmente no último mês provinha possivelmente da ciclagem de nutrientes, pois não houve adição de silicato em nenhum tratamento, e freqüentemente também foram encontradas frústulas vazias e em pedaços, nas amostras analisadas.

As diatomáceas são um importante recurso alimentar, pois a sua composição química é rica em vitaminas e ácidos graxos (Patil & Gislerød 2006). Tanto os camarões (Moss &

Pruder 1995, Patil & Gislerød 2006) quanto outros organismos como protistas (Tillmann 2004) e copépodes (Jones & Flynn 2005, Teixeira *et al.* 2010) são beneficiados na presença de diatomáceas. No entanto, Godoy *et al.* (2010) constataram que existe uma grande dificuldade em manter continuamente as diatomáceas em meio aos bioflocos, possivelmente devido a baixa intensidade de luz causada pela ressuspensão dos flocos e pela competição por nutrientes, o que também foi observado por Burford *et al.* (2003) em viveiros ao ar livre. Ballester *et al.* (2007) ressaltam a importância de diatomáceas presentes no biofilme para a dieta de camarões, como um complemento à ração fornecida. Segundo o autor os camarões têm preferência por diatomáceas cêntricas, corroborando com a baixa frequência e densidade dessa microalga em ambos os viveiros durante o período experimental de nossos estudos.

Um fato marcante em nosso trabalho foi a presença de dinoflagelados e ciliados heterotróficos de diversos grupos, geralmente em alta densidade. Em alguns sistemas, o protozooplâncton contribui com maior densidade do que o fitoplâncton e Sherr & Sherr (2002) descrevem a importância dos dinoflagelados heterotróficos em ambientes aquáticos, como predadores de bactérias, fitoplâncton, protistas heterotróficos, além de servirem de alimento para outros organismos. Calbet & Saiz (2005) e Calbet (2008) afirmam que os dinoflagelados podem exercer importante influência sobre populações de diatomáceas e, associados aos ciliados, podem preda células fitoplanctônicas grandes, ao mesmo tempo em que servem de alimento para o mesozoplâncton. De acordo com Decamp *et al.* (2007), os ciliados tem um importante papel em viveiros de camarões, no entanto sua associação com as variáveis físico-químicas e com o fitoplâncton parece não estar clara.

Gyrodinium sp. esteve sempre presente em alta densidade. Li *et al.* (2001) relataram que o dinoflagelado *Gyrodinium galatheanum* (Braarud) é um importante predador de criptofíceas. Vargas & Martínez (2009) em um trabalho de revisão, citam diversas espécies de *Gyrodinium* agindo como predadores de outros dinoflagelados, o que também foi observado neste trabalho, em diversas ocasiões, onde *Gyrodinium* sp. fagocitou outros Gymnodiniales, indicando uma possível seletividade alimentar, além de uma estratégia para diminuir a competição por recursos.

O conhecimento do papel dos ciliados em redes alimentares vem aumentando nos últimos anos, sendo que esses organismos constituem uma comunidade diversa e capaz de explorar uma larga quantidade de recursos alimentares, desde o picoplâncton, fitoplâncton, protistas heterotróficos e até mesmo o microzooplâncton (Bernard & Rassoulzadegan 1990; Elloumi *et al.* 2006). De acordo com Calbet & Saiz (2005), os ciliados são altamente nutritivos e uma fonte de proteínas, aminoácidos e ácidos graxos poliinsaturados, importantes para a reprodução de crustáceos, principalmente os copépodes, organismos muito abundantes em viveiros de camarão no sul do Brasil (Cardozo *et al.* no prelo). Por outro lado, muitos ciliados são fotossintéticos como por exemplo, *Myrionecta rubra* (= *Mesodinium rubrum*) (Lohman) e *Tontonia* sp., presentes em algumas amostras no dois tratamentos. Esses podem ser favorecidos quando há uma alta predação de copépodes, pois apresentam um comportamento que tende a evitar a própria predação (Calbet & Saiz 2005). Alguns autores relatam que o comportamento natatório de *M. rubra* é diferente da maioria dos ciliados por apresentar rápidos pulos seguidos por ausência de movimentos (Lindholm 1985; Fenchel & Hansen 2006). *M. rubra* atua principalmente como um organismo

fotossintetizante (Jones 2000), no entanto há relatos de que essa espécie pode também preda nanoflagelados (Johnson 2011).

A diversidade e as altas densidades de dinoflagelados e ciliados encontradas no presente trabalho diferem do que foi encontrado por Campos *et al.* (2009), em experimento sem trocas de água (500L; três meses) usando o farelo de trigo como fertilizante. Tais autores não detectaram ciliados, entre os dinoflagelados, somente *Protoberidinium* sp. e entre as diatomáceas, *Nitzschia* sp. e *Coscinodiscus* sp. em maior densidade. As cianobactérias *Oscillatoria*, *Chroococcus*, e *Spirulina* foram as principais representantes e *Pseudanabaena* spp. e *Spirulina* sp. embora presentes, não foram abundantes. Talvez o tipo de fertilizante utilizado tenha contribuído para o desenvolvimento de uma comunidade distinta no trabalho de Campos *et al.* (2009). Além disso, os autores relataram a sucessão de espécies que iniciou com alta densidade de cianobactérias (*Oscillatoria* sp.), as quais foram substituídas por diatomáceas como *Navicula* sp. e *Coscinodiscus* sp. A sucessão de organismos foi também observada por Burford *et al.* (2003) em viveiros com idade entre 17 e 98 dias, com coletas em um período de três semanas, quando foram encontradas pequenas e rápidas florações que eram substituídas por outras espécies. No presente trabalho, mudanças na composição de espécies ao longo do tempo também foram observadas, no entanto não apresentaram um padrão entre os viveiros.

Nossos resultados contribuem para ressaltar a importância da comunidade natural em viveiros como alimento dos camarões e ainda na ciclagem de nutrientes e manutenção da qualidade de água na aquíicultura. A grande disponibilização de nutrientes, principalmente de compostos nitrogenados como amônia, oriundos da excreção dos organismos, aliada ao carbono adicionado via ração e fertilizações com melão em sistemas sem trocas de água,

permite a utilização dos nutrientes por bactérias e cianobactérias. Esses microorganismos são, em parte, predados por nanoflagelados os quais, por sua vez, são consumidos por ciliados e dinoflagelados heterotróficos (Azam *et al.* 1983), componentes do protozooplâncton. O fitoplâncton também é favorecido nessas condições e desempenha um importante papel na absorção de nutrientes como produtor primário, contribuindo com sua biomassa autotrófica nos sistemas de cultivo.

5 – CONCLUSÕES

Apesar de não terem sido encontradas diferenças estatísticas entre os tratamentos, ficaram claras tendências distintas de composição e densidade do fitoplâncton e protozooplâncton entre os viveiros no período de estudo, indicando que a adição de melão causou um efeito quando adicionada, além disso, aparentemente o melão também contribuiu no controle dos compostos nitrogenados.

No viveiro com melão houve um maior crescimento de cianobactérias filamentosas (*Pseudoanabaena* spp. e *Spirulina* sp.), de diatomáceas especialmente *Pleurosigma* sp. e de ciliados, além da presença de *Oxyrrhis marina* Dujardin e de *Anabaena* sp.. No viveiro sem melão os flagelados e dinoflagelados, especialmente *Protoperidinium* sp. e outros da ordem Peridinales foram mais freqüentes e abundantes; a cianobactéria *Anabaena* sp. e o ciliado *Balanion* sp. estiveram ausentes.

O maior número de cianobactérias em tricomas (*Pseudoanabaena* spp., *Spirulina* sp. e *Anabaena* sp.) no viveiro com adição de melão revela um eventual problema, devendo-se estar atento para as espécies presentes e possível produção de toxinas.

A falta de diferenças significativas entre os viveiros provavelmente está relacionada aos altos valores desvio padrão, encontrados em ambos os tratamentos.

6-PERSPECTIVAS FUTURAS

Futuros estudos sobre o fitoplâncton e protozooplâncton em viveiros de cultivo de camarão deverão ter como objetivos:

- 1- Quantificar o efeito da predação do protozooplâncton sobre o fitoplâncton. A aplicação da técnica de diluição de Landry e Hassett (1982) seria uma alternativa viável que fornece além da taxa de predação, também a taxa de crescimento do fitoplâncton.
- 2- Analisar a composição e densidade do zooplâncton concomitante com as de fito e protozooplâncton para avaliar a influência da predação.
- 3- Identificar as espécies de cianobactérias potencialmente tóxicas e avaliar a presença de toxinas que poderiam causar efeito sobre os camarões.

7-REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHMAD, I & R SUBASINGUE. 2010. Regional and Global Reviews on Aquaculture. Trends in Global Aquaculture Development. Book of Abstracts, Global Conference on Aquaculture 2010, 22-25 September 2010. FAO/NACA/Thailand Department of Fisheries. Phuket, Thailand. 25-26pp.
- ANDERSEN, P, J THRONDSSEN. 2004. Estimating cell numbers. Taxonomy of harmful Cyanobacteria. In: HALLEGRAEFF, GM, DM ANDERSON & AD CEMBELLA (Eds). Manual of Harmful Marine Microalgal. UNESCO Publishing. Cap.4, 19-129.
- ANDREATTA, ER & E BELTRAME. 2004. Cultivo de camarões marinhos. In: POLI, CR, ATB POLI, ER ANDREATTA & E BELTRAME. (Eds) Aqüicultura – Experiências Brasileiras. Florianópolis: Multitarefa, p. 200-207.
- AVNIMELECH, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176, 227–235.
- AZAM, F, T FENCHEL, JG FIELD, JS GREY, LA MEYER-REIL & F THINGSTAD. 1983. The ecological role of water-column microbes in the sea. *Mar. Ecol. Progr. Ser.*, 10: 257–263.
- BALLESTER, ELC, W WASIELESKY, RO CAVALLI & PC ABREU. 2007. Nursery of the pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* in cages with artificial substrates: Biofilm composition and shrimp performance. *Aquaculture*, 269: 355-362.
- BALLESTER, ELC, PC ABREU, RO CAVALLI, M EMERENCIANO, L ABREU & WJ WASIELESKY. 2010. Effect of practical diets with different protein levels on the

- performance of *Farfantepenaeus paulensis* juveniles nursed in zero exchange suspended microbial flocs intensive systems. *Aquac. Nutr.*, 16:163-172.
- BARAK, Y, E CYTRYN, I GELFAND, M KROM & J VAN RIJN. 2003. Phosphorus removal in a prototype, recirculating aquaculture system. *Aquaculture*, 220: 313–326.
- BERNARD, C & F RASSOULZADEGAN. 1990. Bacteria or microflagellates as a major food source for marine ciliates: possible implications for the microzooplankton. *Mar. Ecol. Prog.Ser.*, 64: 147-155.
- BURFORD, MA, PJ THOMPSON, RH BAUMAN & DC PEARSON. 2003. Nutrient and microbial dynamics in high-intensive, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture* 219: 393-411.
- BURFORD, MA, PJ THOMPSON, RH BAUMAN & DC PEARSON. 2004. The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensive, zero-exchange system. *Aquaculture* 232: 525-537.
- CALBET, A & E SAIZ. 2005. The ciliate-copepod link in marine ecosystems. *Aquat. Microb. Ecol.* 38: 157–167.
- CALBET, A. 2008. The trophic roles of microzooplankton in marine systems. *ICES Journal of Marine Science*, 65: 325–331.
- 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.

- CARDOZO, AP, VO BRITTO & C ODEBRECHT. Submetido. Temporal variability of plankton and nutrients in shrimp culture ponds vs. adjacent estuarine water. *Pananjas*.
- CRONBERG, G, EJ CARPENTER & WW CARMICHAEL. 2004. Taxonomy of harmful Cyanobacteria. In: HALLEGRAEFF, GM, DM ANDERSON & AD CEMBELLA (Eds). *Manual of Harmful Marine Microalgal*. UNESCO Publishing. Cap. 19: 523-562.
- DECAMP, O, L CONQUEST, J CODY, I FORSTER & AGJ TACON. 2007. Effect of shrimp stocking density on size-fractioned phytoplankton and ecological groups of ciliated protozoa within zero-exchange shrimp culture system. *J. World. Aquacult. Soc.* 38:395-406.
- DROOP, MR. 1959. A note on some physical conditions for cultivating *Oxyrrhis marina*. *J.Mar. Biol. Assoc.UK*, 38: 599-604.
- ELLOUMI, J, JF CARRIAS, H AYADI, T SIME-NGANDO, M BOUKHRIS & A BOUAÏN. 2006. Composition and distribution of planktonic ciliates from ponds of different salinity in the solar saltwork of Sfax, Tunisia. *Estuar. Coast. Shelf Sci.*, 67:21-29.
- EMERENCIANO, MGC, WJ WASIELESKY, RB SOARES, EC BALLESTER, EM IZEPI & RO CAVALLI. 2007. Crescimento e sobrevivência do camarão-rosa (*Farfantepenaeus paulensis*) na fase berçário em meio heterotrófico. *Acta Sci. Biol. Sci.*, 29 (1):1-7.
- FENCHEL T & PJ HANSEN. 2006. Swimming behaviour in *Mesodinium rubrum*. *Mar. Biol. Res.*, 2:33-40.

- GODOY, L.C. 2008. Desempenho do camarão-branco (*Litopenaeus vannamei*) cultivado em meio de diatomáceas ou flocos microbianos com mínima troca de água. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande. 73p.
- GODOY, LC, C ODEBRECHT, TG MARTINS, E BALLESTER, PC ABREU & WJ WASIELESKY. 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.*
- GONÇALVES, MM, MVF LEMOS, PMJ GALETTI, PD FREITAS & MAAF NETO. 2005. Fluorescent amplified fragment length polymorphism (FAFLP) analyses and genetic diversity in *Litopenaeus vannamei* (Peneidae). *Genet. Mol. Biol.* 28: 267-270.
- HARI, B, BM KURUP, JT VARGHESE, JW SCHRAMA & MCJ VERDEGEM. 2004. Effects of carbohydrate addition on production in intensive shrimp culture systems. *Aquaculture*, 241(1): 187-194.
- HARI, B, M 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: Phytoplankton manual* (ed.by A.Sournia), pp. 88-96. UNESCO, Paris.
- JACOB, AP & DA CULVER. 2010. Experimental evaluation of the impacts of reduced inorganic phosphorus fertilization rates on juvenile saugeye production. *Aquaculture* 304: 22-33.

- JOHNSON, CN, S BARNES, J OGLE, DJ GRIMES, YJ CHANG, AD PEACOCK & L KLINE. 2008. Microbial Community Analysis of Water, Foregut, and Hindgut during Growth of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in Closed-System Aquaculture. *J. World Aquac. Soc.*, 39: 251-258.
- JOHNSON, MD. 2011. Acquired Phototrophy in Ciliates: A Review of Cellular Interactions and Structural Adaptations. *J. Eukaryot. Microbiol.* (on line) DOI: 10.1111/j.1550-7408.2011.00545.x
- JONES, I. 2000. Mixotrophy in planktonic protists: an overview. *Freshwater Biol.*, 45: 219-226.
- JONES, RH & KJ FLYNN. 2005. Nutritional Status and Diet Composition Affect the Value of Diatoms as Copepod Prey. *Science.*, 307: 1457-1459.
- JORAND, F, F ZARTARIAN, F THOMAS, JC BLOCK, JY BOTTERO, G VILLEMIN, V URBAIN & J MANEN. 1995. Chemical and structural (2d) linkage between bacteria within activated-sludge flocs. *Water Res.*, 29 (7): 1639-1647.
- KENISH, MJ. 1990. Ecology of Estuaries: Anthropogenic Effects. CRC Press, BocaRaton, Boston – USA. FL, 1: p.494.
- KOMARÉK, J & K ANAGNOSTIDIS. 2005. Cyanoprokaryota, 2. Teil: Oscillatoriales. In: Subwasserflora von Mitteleuropa. (Eds) BRIDEL, B, G GASTER, L KRIENITZ & M SCHARGERL. (19/2). Elsevier. 759p.
- LANDRY, MR & RP HASSETT. 1982. Estimating the grazing impact of marine microzooplâncton. *Mar. Biol.* 67: 283-288.

- LI, A, DK STOECKER & D WAINE-COASTS. 2001. Use of the “food vacuole content” method to estimate grazing by the mixotrophic dinoflagellate *Gyrodinium galatheanum* on cryptophytes. *J. Plankton. Res.*, 23(3): 303-318.
- LINDHOLM, T. 1985. *Mesodinium rubrum* - a unique photosynthetic ciliate. *Adv. Aquat. Microbiol.*, 3: 1-48.
- MCINTOSH, RP. 2000. Changing paradigms in shrimp farming: III – Pond design and operation considerations. *Glob. Aquac. Advocate.*, fevereiro: 42-45.
- 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.
- MOSS, SM. 2000. Dietary importance of microbes and detritus in penaeid shrimp aquaculture. In: C.S. Lee and P. O'Bryen, Editors, Microbial Approaches to Aquatic Nutrition within Environmentally Sound Aquaculture Production Systems, World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA (2000), pp. 1-18.
- MOSS, SM, SM ARCE, BJ ARGUE, CA OTOSHI, FRO CALDERON & AGJ TACON . 2001. Greening of the blue revolution: Efforts toward environmentally responsible shrimp culture. In: BROWDY, C.L.; JORY, D.E. (Ed.). The New Wave, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture, Aquaculture 2001. Baton Rouge: The World Aquaculture Society, 1-19.
- NUNES, AJP. 2001. Alimentação para camarões marinhos - Parte II. *Panorama da Aquacultura*. 11(63) 23-33.
- PATIL, V & HR GISLERØD. 2006. The importance of omega-3 fatty acids in diet. *Curr. Sci.* 90:908-909.

- PEREIRA NETO, JB, DMM DANTAS, AO GÁLVEZ & LO BRITO. 2008. Avaliação das comunidades planctônica e bentônica de microalgas em viveiros de camarão (*Litopennaeus vannamei*). *B. Inst. Pesca*, 34 (4): 543-551.
- POERSCH, L, RO CAVALLI, WJ WASIELESKY, JP CASTELLO & SRM PEIXOTO. 2006. Perspectivas para o desenvolvimento dos cultivos de camarões marinhos no estuário da Lagoa dos Patos, RS. *Ciência Rural*, 36: 1337–1343.
- SAMOCHA, TM, S PATNAIK, M SPEED, A ALI, JM BURGER, RV ALMEIDA, Z AYUB, M HARISANTO, A HOROWITZ & DL BROCK. 2007. Use of molasses as carbon source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopennaeus vannamei*. *Aquacult. Eng.*, 36: 184-191.
- SAMPAIO, LA, MB TESSER & WJ WASIELESKY. 2010. Avanços da maricultura na primeira década do século XXI: piscicultura e carcinocultura marinha. *R. Bras. Zootec.*, 39: 102-111.
- SANDIFER, P A & JS HOPKINS. 1996. Conceptual design of a sustainable pond-based shrimp culture system. *Aquacult. Eng.*, 15(1): 41-52.
- SANTANA, WM, A LEAL, WM SANTANA, MZ LÚCIO, PF CASTRO & ES CORREIA. 2008. Respostas planctônica e bentônica a diferentes fertilizações no cultivo do camarão *Farfantepenaeus subtilis* (Pérez-Farfante, 1967). *B. Inst. Pesca.*, 34(1): 21 – 27.
- SCHRYVER, PD, R CRAB, T DEFOIRDT, N BOON & W VERSTRAETE. 2008. The basics of bio-flocs technology: The added value for aquaculture. *Aquaculture*, 277: 125-137.

- SHERR, EB & BF SHERR. 2002. Significance of predation by protists in aquatic microbial food webs. *Antonie Leeuwenhoek*, 81: 293–308.
- SILVA, UL, FP de MELO, RB SOARES, DBN SPANGHERO & ES CORREIA. 2009. Efeito da adição do melão na relação carbono/nitrogênio no cultivo de camarão *Litopenaeus vannamei* na fase berçário. *Acta. Sci. Biol. Sci.*, 31(4): 337-342.
- SORGELOOS, P. 2010. Plenary Lecture I. Resources and technologies for future aquaculture: a needs assessment for sustainable development. Book of Abstracts, Global Conference on Aquaculture 2010, 22-25 September 2010. FAO/NACA/Thailand Department of Fisheries. Phuket, Thailand. 30-31pp.
- STRICKLAND, JDH & TR PARSONS. 1972. A practical handbook of seawater analysis. Ottawa, Fisheries Research Board, Canada. Bulletin 167, 310 pp.
- STRÜDER-KYPKE, MC, ER KYPKE, S AGATHA, J WARWICK & DJS MONTAGNES. 2002. The user-friendly guide to coastal planktonic ciliate. Disponível em: www.liv.ac.uk/ciliate/site/index.htm
- TAIT, RV & FA DIPPER. 1998. Elements of Marine Ecology. (4^a ed.) Oxford, Butterworth-Heinemann, 462pp.
- TEIXEIRA, P F, 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.
- TEW, KS, JD CONROY & DA CULVER. 2006. Effects of lowered inorganic phosphorus fertilization rates on pond production of percid fingerlings. *Aquaculture*, 255,436–446.

- TILLMANN, U. 2004. Interactions between Planktonic Microalgae and Protozoan Grazers. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 51(2): 156-168.
- UNESCO. 1983. Chemical methods for use in marine environmental monitoring. Intergovernmental Oceanographic Commission. Manual and Guides 12, 337 pp.
- UTERMÖHL, H. 1958. Zur vervollkommnung der quantitativen phytoplankton metthodik. *Int. Ver. Theor. Angew. Limnol.*, 9: 1–38.
- VAN WYK, P & J SCARPA. 1999. Water Quality Requeriments and Management. In: Van Wyk, P. et al. (Eds.), Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater Systems. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Tallahassee, pp. 140–162.
- VARGAS, CA & RA MARTÍNEZ. 2009. Grazing impact of natural populations of ciliates and dinoflagellates in a river-influenced continental shelf. *Aquat. Microb. Ecol.*, 56: 93–108.
- WASIELESKY, WJ, H ATWOOD, A STOKES & CL BROWDY. 2006. Effect of natural production in a zero exchange suspended microbial floc based super-intensive culture system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 258: 396–403.
- WELSCHMEYER, NA. 1994. Fluorometric analysis of chlorophyll a in the presence of chlorophyll b and pheopigments. *Limnol. Oceanogr.*, 39: 1985–1992.
- WETZEL, RG & GE LIKENS. 1991. Limnological Analyses. New York, Springer - Velage. 391p.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Variáveis físico-químicos e biológicos de qualidade de água em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* cultivados em viveiros com e sem adição de bioflocos microbianos. Dados apresentados em média do total de 20 ou 21 dias de amostragem \pm desvio padrão. Os asteriscos representam diferença estatística ($p < 0,05$) entre os tratamentos CM (com adição de melaço) e SM (sem adição de melaço). O asterisco (*) representa diferença significativa.

Variáveis	CM	SM	p
Temperatura (°C)	22,90 ($\pm 2,09$)	23,70 ($\pm 3,70$)	0,71
Salinidade	34,70 ($\pm 1,28$)	35,40 ($\pm 0,75$)	0,007*
Nitrato+Nitrito (μM)	3,94 ($\pm 3,74$)	4,39 ($\pm 4,61$)	0,95
Amônia (μM)	5,99 ($\pm 5,42$)	6,29 ($\pm 5,90$)	0,99
Fosfato (μM)	3,57 ($\pm 2,99$)	2,38 ($\pm 2,18$)	0,20
Razão N:P	13,04 ($\pm 26,83$)	15,82 ($\pm 29,97$)	0,13
Silicato (μM)	18,19 ($\pm 12,53$)	3,68 ($\pm 2,96$)	0,001*
Clorofila- <i>a</i> Total	82,29 ($\pm 113,80$)	29,85 ($\pm 29,64$)	0,11
Clorofila- <i>a</i> >20 μm	18,92 ($\pm 37,88$)	8,17 ($\pm 11,00$)	0,43
Clorofila- <i>a</i> <20 μm	64,36 ($\pm 78,82$)	21,68 ($\pm 21,13$)	0,03*

Tabela 2: Fitoplâncton e protozooplâncton em viveiros de cultivo de camarão *Litopenaeus vannamei*, com (CM) e sem (SM) adição de melaço. A letra “X” indica presença do organismo, em qualquer densidade, em pelo menos uma das amostras analisadas, ND indica a não detecção da categoria.

Grandes Grupos e Categorias		CM	SM
Cianobactérias cocóides		X	X
Cianobactérias em tricomas			
	<i>Pseudanabaena</i> spp.	X	X
	<i>Spirulina</i> sp.	X	X
	<i>Anabaena</i> sp.	X	ND
Flagelados			
	Flagelados 4-10 µm	X	X
	Flagelados 11-15 µm	X	X
	Flagelados 16-20 µm	X	X
Diatomáceas			
	Pennales	X	X
	<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg)	X	X
	<i>Pleurosigma</i> sp.	X	X
	Centrales	X	X
Dinoflagelados			
	Gymnodiniales	X	X
	<i>Gyrodinium</i> sp.	X	X
	<i>Oxyrrhis marina</i> Dujardin	X	ND
	Peridinales	X	X
	<i>Protoperidinium</i> sp.	X	X
Ciliados			
	Ciliados 10-20 µm	X	X
	Ciliados 21-30 µm	X	X
	Ciliados 31-40 µm	X	X
	Ciliados > 41 µm	X	X
	<i>Myrionecta rubra</i> (Lohmann)	X	X
	<i>Lohmanniella</i> sp.	X	X
	<i>Balanion</i> sp.	X	ND
	<i>Tontonia</i> sp.	X	X

LISTA DE FIGURAS

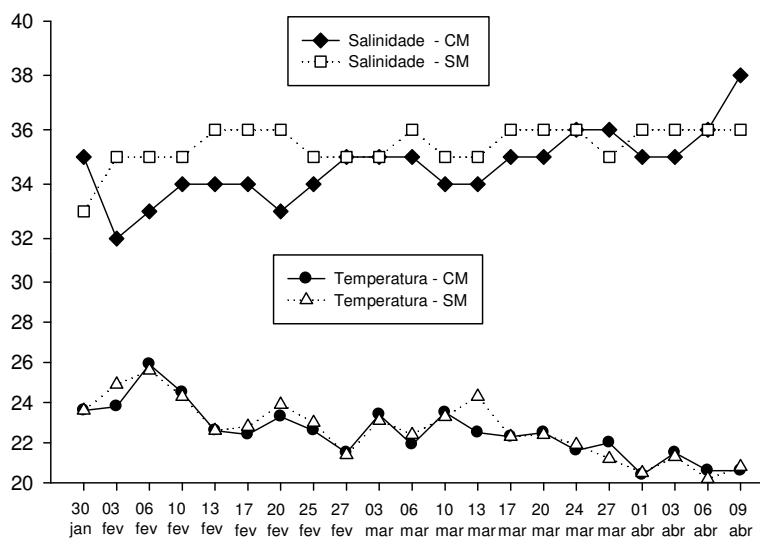


Figura 1: Valores de salinidade (‰) e temperatura (°C) em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com melão (CM) e sem melão (SM), no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009.

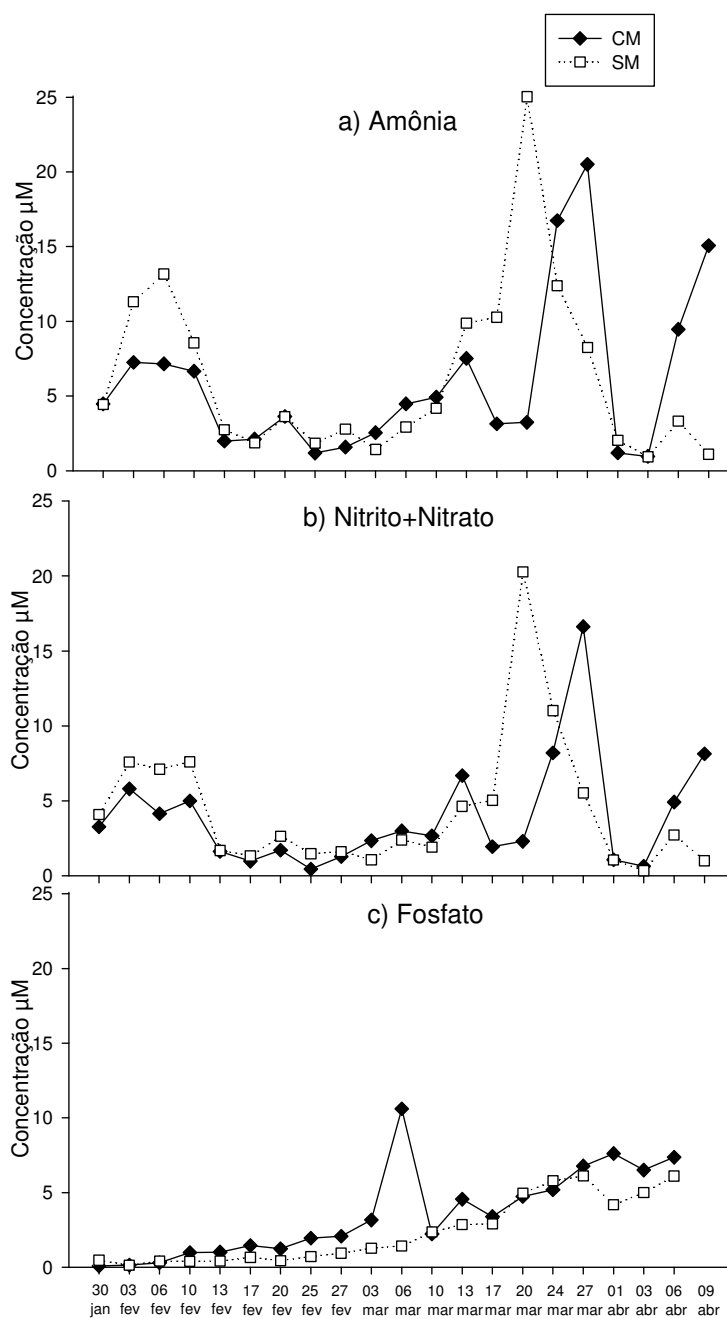


Figura 2: Variáveis físico-químicas de qualidade da água em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009 cultivados com (CM) e sem (SM) adição de melão.

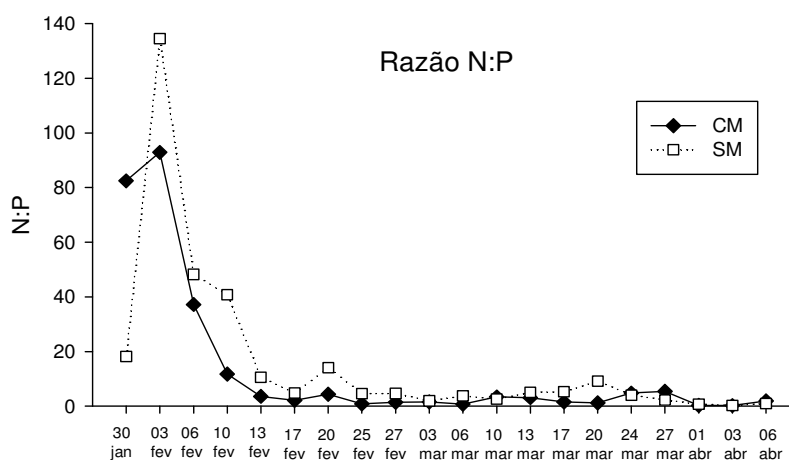


Figura 3: Razão N:P em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com melão (CM) e sem (SM) adição de melão, no período de 30 de janeiro a 06 de abril de 2009. Dados apresentados em média \pm desvio padrão.

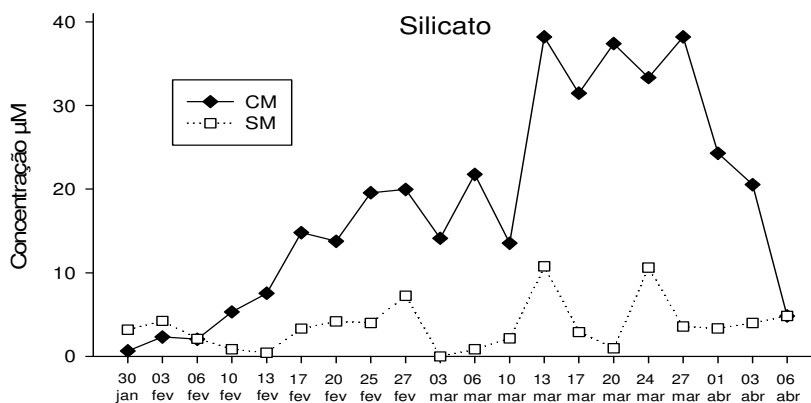


Figura 4: Concentração de Silicato em μM , viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei* cultivados com (CM) e sem (SM) adição de melão, no período de 30 de janeiro a 06 de abril de 2009.

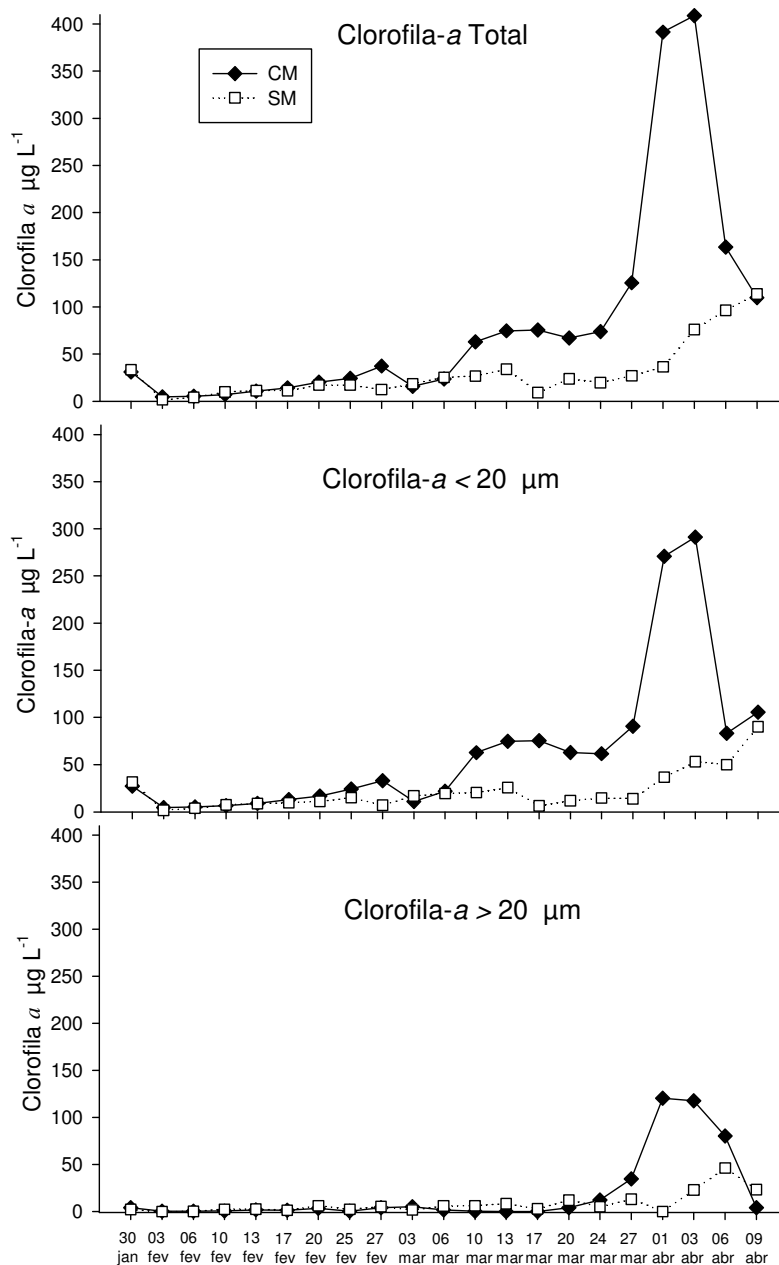


Figura 5: Variação nos valores de clorofila *a* total e fracionada (maior e menor que 20 μm) em viveiros de camarão *Litopenaeus vannamei*, cultivados com (CM) e sem (SM) a adição de melação no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009.

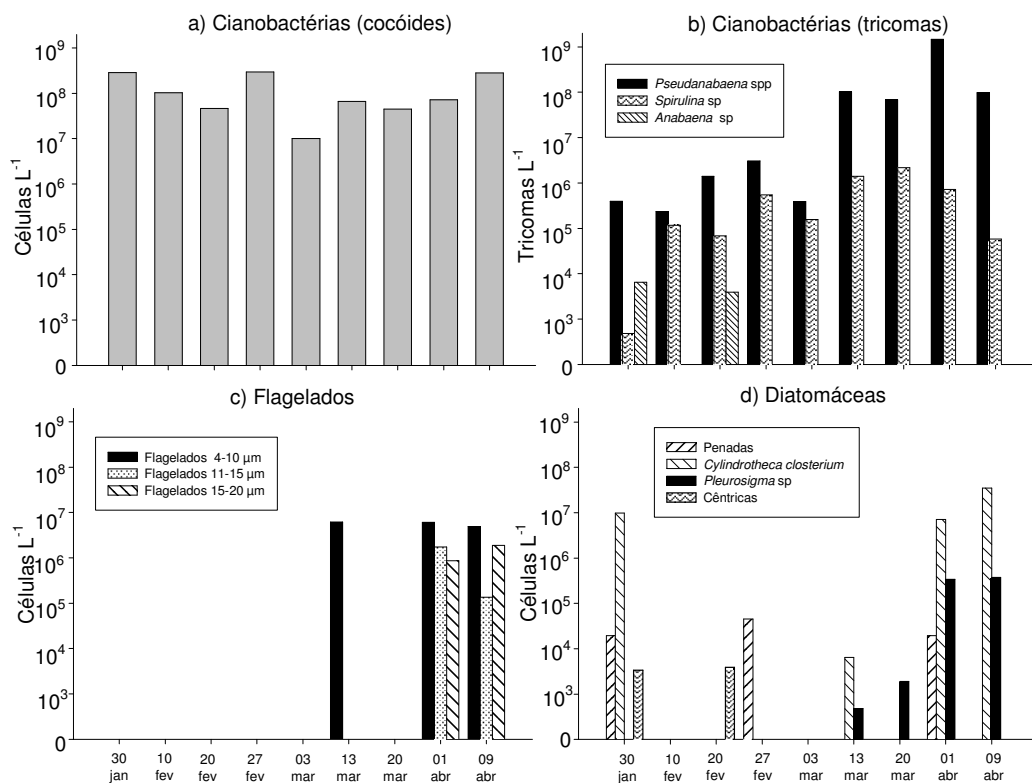


Figura 6: Composição e densidade (células L⁻¹) em um viveiro com adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Cianobactérias (cocóides), **b)** Cianobactérias (trichomas) **c)** Flagelados e **d)** Diatomáceas. Nota: eixo Y em escala logarítmica.

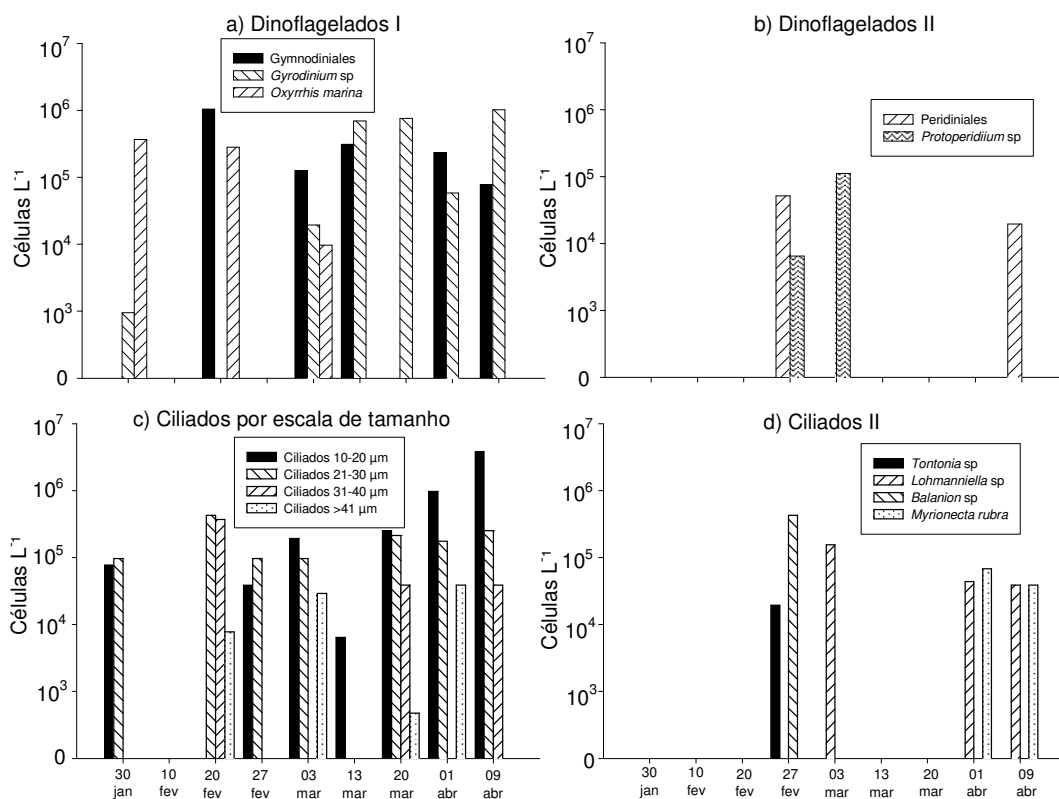


Figura 7: Composição e densidade (células L⁻¹) em um viveiro com adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de março de 2009. **a)** Dinoflagelados I, **b)** Dinoflagelados II, **c)** Ciliados por classe de tamanho e **d)** Ciliados II. Nota: eixo Y em escala logarítmica.

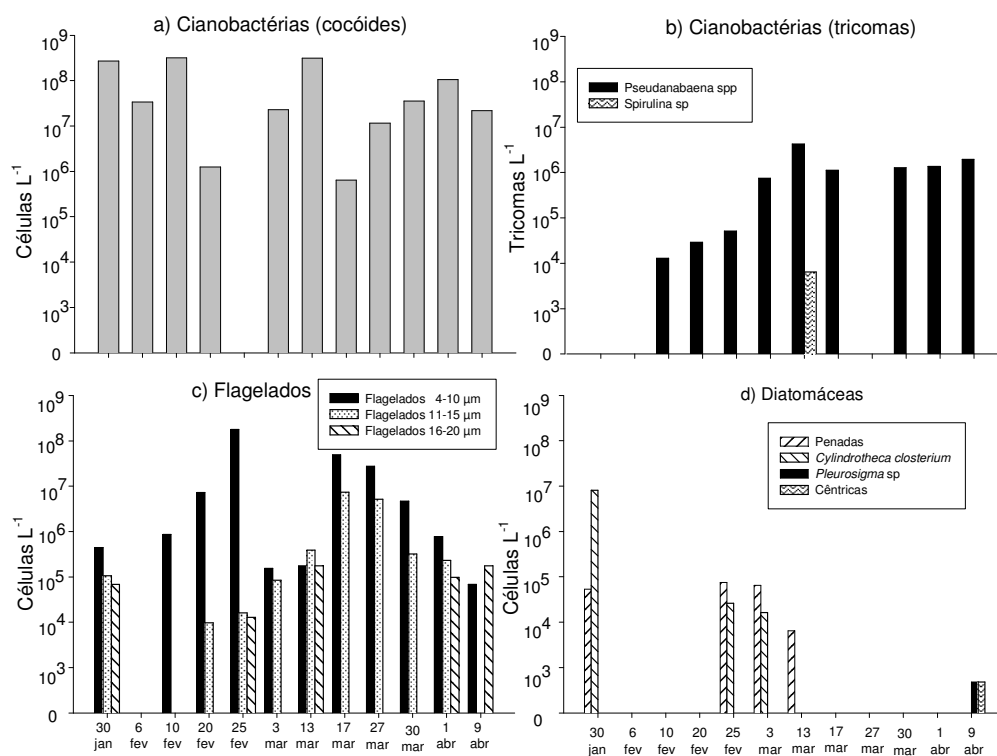


Figura 8: Composição e densidade (células L⁻¹) em um viveiro sem adição de melão, no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Cianobactérias (cocóides), **b)** Cianobactérias (tricomas), **c)** Flagelados e **d)** Diatomáceas. Nota: eixo Y em escala logarítmica.

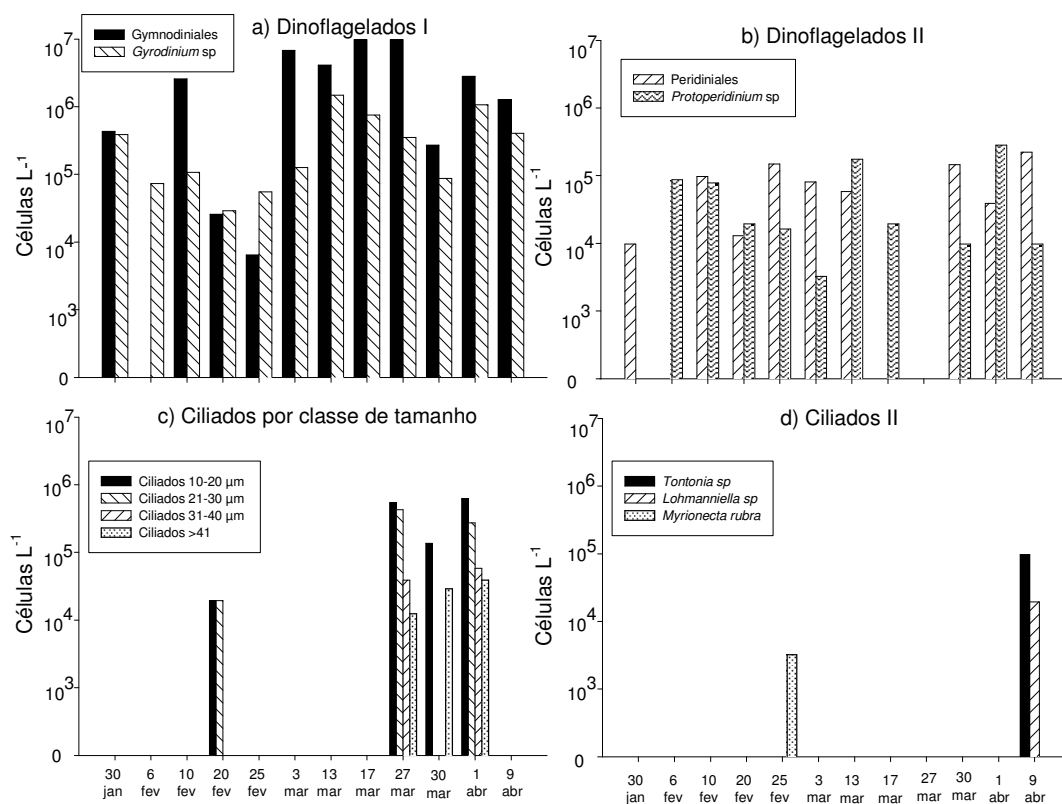


Figura 9: Composição e densidade (células L⁻¹) em um viveiro sem adição de melão no período de 30 de janeiro a 09 de abril de 2009. **a)** Dinoflagelados I, **b)** Dinoflagelados II, **c)** Ciliados por classe de tamanho e **d)** Ciliados II. Nota: eixo Y em escala logarítmica.