

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS DO MAR
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS MARINHAS TROPICAIS

DINÂMICA DA COMUNIDADE
FITOPLANCTÔNICA EM UM VIVEIRO DE
ENGORDA DE CAMARÃO MARINHO
(*Litopenaeus vannamei*) NO ESTADO DO CEARÁ

RENATA STOCK FONSECA

Dissertação apresentada ao Mestrado em
Ciências Marinhas Tropicais do Instituto de
Ciências do Mar da Universidade Federal do
Ceará, como requisito parcial à obtenção do
título de MESTRE

Orientador: Alberto Jorge Pinto Nunes, Ph.D.

Co-Orientadora: Maria Odete Parente Moreira, D.Sc.

FORTALEZA – CE
Setembro / 2006

Ao Fabrício pela compreensão, apoio e
companheirismo.

Aos meus pais (Gladis e José Antônio)
pela especial oportunidade a vida e pela
educação que recebi.

AGRADECIMENTOS

A Universidade Federal do Ceará e ao Instituto de Ciências do Mar pela possibilidade de realizar o curso de Mestrado em Ciências marinhas Tropicais.

Aos meus orientadores, Alberto e Odete, pela orientação, apoio e confiança em mim depositados e também pela dedicação em minha formação.

Aos professores Tereza Cristina, Cristina e Wilson, pela contribuição pessoal e sugestões que contribuíram no andamento deste trabalho.

A professora Helena Becker, pela oportunidade e ensinamentos durante as análises de nutrientes realizadas em seu laboratório, por sua paciência e especial atenção. Assim como aos colegas do Laboratório de Química Ambiental, em especial ao Ronald, Daniel, Rute e Luana.

Ao Laboratório de Ecologia do Fitoplâncton e Microorganismos Marinhos, Dep. Oceanografia (FURG) especialmente à Profa. Dra. Marli Bergesch e Profa. Dra. Clarisse Odebrecht pela confirmação da identificação do dinoflagelado *Prorocentrum cf. minimum*.

A FINEP-Recarcar pelo apoio financeiro que permitiu a realização deste trabalho.

À FUNCAP (Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico), pela concessão da bolsa durante parte da realização do Mestrado.

À Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos – FUNCEME, pelo fornecimento dos dados meteorológicos.

Aos proprietários e funcionários da Fazenda Cunhamar, especialmente ao Lucas e Miguel que abriram caminho para a realização desta pesquisa e ao Francisco, pela ajuda e paciência durante as amostragens.

Aos funcionários do LABOMAR, especialmente a Jaqueline por sua atenção e carinho.

Às meninas do Laboratório de Ecologia do Fitoplâncton em especial a Hortência pela amizade e ajuda na identificação das microalgas e revisão da tese e a Andréa e Larissa obrigada por sua amizade.

A Samara e Natália pelo auxílio no processamento das amostras e análise de clorofila.

Aos colegas e funcionários do Laboratório de Nutrição de Camarão (LNC) do LABOMAR pela amizade e pelos momentos de descontração.

A todos os meus colegas de Mestrado e amigos do Labomar, em especial ao Buda pelo companheirismo e confecção dos mapas e às amigas Janisi, Cristiane, Tatiane, Graça e Cândida.

A todas as pessoas que, de alguma forma, colaboraram para a conclusão deste trabalho.

ÍNDICE

	Página
LISTA DE TABELAS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE ANEXOS.....	xii
RESUMO.....	xiii
ABSTRACT.....	xv
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. HIPÓTESES E OBJETIVOS.....	6
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	8
3.1 Área de Estudo.....	8
3.2 Preparação do Viveiro.....	8
3.3 Povoamento, Alimentação e Manejo.....	8
3.4 Análise dos Fatores Operacionais.....	11
3.5 Levantamento dos Dados Meteorológicos.....	11
3.6 Amostragens e Medidas “ <i>in situ</i> ”.....	14
3.6.1 Estações de Amostragem.....	14
3.6.2 Metodologia de Amostragem.....	14
3.6.3 Análises Físico-Químicas.....	16
3.6.4 Análises do Fitoplâncton.....	16
3.6.4.1 Biomassa do Fitoplâncton.....	16
3.6.4.2 Análise Qualitativa.....	17
3.6.4.3 Análise Quantitativa.....	20
3.6.5 Análises do Material em Suspensão.....	21

	Página
3.6.6 Análises dos Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos.....	21
3.7 Tabulação dos Dados e Análise Estatística.....	22
4. RESULTADOS.....	23
4.1 Desempenho Zootécnico, Aportes de Insumos e Qualidade do Solo.....	23
4.2 Aspectos Meteorológicos.....	25
4.3 Fatores Físico-Químicos.....	27
4.3.1 Material em Suspensão e Transparência da Água.....	27
4.3.2 Temperatura da Água.....	29
4.3.3 Profundidade.....	29
4.3.4 pH.....	29
4.3.5 Salinidade.....	30
4.3.6 Oxigênio Dissolvido (OD).....	30
4.4 Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos.....	30
4.4.1 Silício Reativo Dissolvido (Si).....	30
4.4.2 Fosfato Dissolvido (P- PO_4^{3-}).....	32
4.4.3 Nitrato Dissolvido (N- NO_3^-).....	32
4.4.4 Nitrito Dissolvido (N- NO_2^-).....	34
4.4.5 Nitrogênio Amoniacal Dissolvido (N- $\text{NH}_{3,4}$).....	34
4.4.6 Nitrogênio Inorgânico Total Dissolvido (NTD).....	34
4.4.7 Razões Atômicas.....	34
4.5 Variáveis Bióticas.....	38
4.5.1 Clorofila <i>a</i> (cla <i>a</i>) e Densidade do Fitoplâncton.....	38
4.5.2 Abundância Relativa e Densidade das Classes do Fitoplâncton.....	41

	Página
4.5.3 Aspectos Taxonômicos do Fitoplâncton.....	46
4.6 Correlação entre Fatores Operacionais, Bióticos e Abióticos no Viveiro Experimental.....	49
5. DISCUSSÃO.....	54
5.1 Aspectos Meteorológicos.....	54
5.2 Fatores Abióticos.....	54
5.3 Influência dos Fatores Operacionais sobre a Comunidade Fitoplanctônica e as Concentrações de Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos na Água.....	56
5.4 Aspectos Taxonômicos do Fitoplâncton.....	59
5.5 Dinâmica da Comunidade Fitoplanctônica.....	61
6. CONCLUSÃO.....	67
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	68
ANEXOS	76

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Quantidade total (kg) de fertilizantes químicos utilizados durante o presente estudo.....	10
Tabela 2. Quantidade total (kg) de ração empregada durante um ciclo de produção do <i>L. vannamei</i> em um viveiro de engorda de 3,3 ha.....	13
Tabela 3. Variações no material em suspensão (mg/l) nas estações de amostragem durante o ciclo de cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> e ANOVA. Valores nas linhas com letras iguais no sobrescrito indicam diferença estatística significativa entre as estações de amostragem ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo o teste <i>a posteriori</i> de Scheffé.....	28
Tabela 4. Correlação entre clorofila <i>a</i> ($\mu\text{g/l}$), densidade total do fitoplâncton ($\text{n}^\circ \text{ org./l}$) e aportes estimados de insumos (kg/ha) e nutrientes inorgânicos dissolvidos (mg/l) na água de cultivo em duas estações de amostragem no viveiro experimental (platô e descarga). As observações ($n = 13$) empregadas nas análises de correlação para cada variável representam médias semanais.....	51
Tabela 5. Correlação entre a densidade total dos principais grupos fitoplanctônicos ($\text{n}^\circ \text{ org./l}$) identificados em duas estações de amostragem no viveiro experimental (estações platô e descarga) e os nutrientes inorgânicos dissolvidos (mg/l) na água de cultivo. Os valores na primeira e segunda linha de cada grupo fitoplanctônico indicam o valor de <i>r</i> para a estação platô e descarga ($n = 13$), respectivamente.....	53

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Modelo conceitual indicando as fontes de materiais e mecanismos que regulam a produção do fitoplâncton em estuários. As fontes de energia e materiais ou características físicas são apresentadas em círculos. Os retângulos no centro do diagrama representam os mecanismos que afetam a produtividade primária. (Modificado de Boynton <i>et al.</i> , 1982).....	2
Figura 2. Mapa de localização da fazenda Cunhamar, no município de Trairí, Estado do Ceará.....	9
Figura 3. Estações de coleta localizadas: (E) no estuário, próximo ao ponto de captação de água da fazenda (C) no canal de abastecimento; (P) no platô do viveiro experimental, e; (D) próximo a descarga de água do viveiro experimental.....	19
Figura 4. Estimativas dos aportes (kg/ha) cumulativos de nitrogênio (N), fósforo (P) e silicato (Si) através de fertilizantes químicos e ração para engorda de camarão. Colunas indicam o ganho de peso (g) do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> ao longo do ciclo de engorda. Linhas verticais indicam o período de cultivo em dias. O dia -6 refere-se a seis dias antes do povoamento dos camarões.....	24
Figura 5. Variações na temperatura do ar (°C) e umidade relativa do ar (%), precipitação pluviométrica acumulada (mm), radiação solar incidente acumulada e velocidade dos ventos (m/s) durante o período de cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> . Os parâmetros de temperatura e umidade relativa do ar e da velocidade dos ventos referem-se à média semanal do período anterior a cada dia de amostragem, enquanto a precipitação e a	

Página

	insolação indicam a soma dos valores semanais acumulados anterior ao dia de amostragem.....	26
Figura 6.	Varição nas concentrações (média \pm DP) de oxigênio dissolvido (OD, mg/l), transparência (cm), salinidade (‰), profundidade (cm), temperatura da água ($^{\circ}$ C) e pH da água em quatro períodos de cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> e em quatro estações de amostragem. As estações de amostragem referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ entre estações de amostragem e períodos de cultivo, respectivamente....	31
Figura 7.	Varição nas concentrações (mg/l; média \pm DP) de nitrogênio amoniacal (N-NH _{3,4}), nitrito (N-NO ₂ ⁻), nitrato (N-NO ₃ ⁻), nitrogênio inorgânico total dissolvido (NTD), ortofosfato dissolvido (P-PO ₄ ³⁻) e silício reativo (Si) da água em quatro períodos de cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> e em quatro estações de coleta. As estações de coleta referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e; D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo teste <i>a posteriori</i> de Scheffé entre estações de coleta e períodos de cultivo, respectivamente.....	33
Figura 8.	Varição nas relações de N:P, N:Si e Si:P durante o ciclo de cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> em quatro estações de coleta. As estações de coleta referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e; D, descarga.....	35
Figura 9.	Varição semanal na concentração (média \pm EP) de clorofila <i>a</i>	

Página

	(Cla a , log x $\mu\text{g/l}$) em relação à densidade total do fitoplâncton ($\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^5$ e $\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^3$) em quatro estações de amostragem: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ entre estações de coleta e dias de cultivo, respectivamente. As interações significativas ao nível de $\alpha = 0,001$ entre clorofila a e a densidade total de fitoplâncton segundo o coeficiente de Pearson (r) são indicadas por **	39
Figura 10.	Abundância relativa das principais classes do fitoplâncton (%) identificadas ao longo do cultivo do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> em quatro estações de coleta: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô e D, descarga.....	43
Figura 11.	Densidade dos organismos fitoplanctônicos ($\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^5$ e $\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^3$) por classe taxonômica em quatro estações de amostragem (E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô e D, descarga) durante um ciclo de engorda do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i>	47

LISTA DE ANEXOS

		Página
ANEXO I.	Data, horário, saturação de oxigênio (%) e nível de maré por ocasião das amostragens nas estações E (estuário), C (canal de abastecimento), P (platô) e D (descarga).....	76
ANEXO II.	Relação dos táxons registrados nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal de abastecimento (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar, categorias de tamanho (NA = nanoplâncton, MI = microplâncton, MA = macroplâncton) e organização celular (UNI = unicelular, COL = colonial, CEN = cenobial, FIL = filamentoso).....	78
ANEXO III.	Principais diatomáceas registradas nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.....	84
ANEXO IV.	Principais cianofíceas registradas nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.....	86
ANEXO V.	Principais dinoflagelados registrados nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.....	88

RESUMO

Em viveiros de camarão, a comunidade fitoplanctônica pode apresentar padrões de desenvolvimento associados aos fatores bióticos, abióticos e operacionais. O presente estudo objetivou caracterizar as mudanças semanais na composição e biomassa fitoplanctônica em um viveiro de engorda do camarão *Litopenaeus vannamei*. Camarões com $1,35 \pm 0,63$ cm de comprimento corporal foram povoados em um viveiro de 3,3 ha sob densidade de $42,4$ indivíduos/m². As amostragens de água foram realizadas no estuário (E), canal de abastecimento (C), no platô (P) e ponto de descarga (D) de água do viveiro. As amostragens qualitativas do fitoplâncton foram realizadas através de arrastos horizontais com rede de 20 μ m. Para análise de clorofila *a* e contagem do número de organismos fitoplanctônicos foram coletadas amostras de sub-superfície. Simultaneamente, foram realizadas análises da temperatura, salinidade, oxigênio dissolvido, pH, transparência, profundidade, fosfato, silício reativo, nitrogênio amoniacal, nitrito, nitrato e material em suspensão da água. O camarão foi despescado após 85 dias de engorda, alcançado 11,18 g de peso médio, FCA de 1,85 e sobrevivência de 52,9%. A ração contribuiu com 92,1 e 95,8% de aportes de nitrogênio e fósforo no viveiro, com o restante atribuído a fertilizantes químicos. Os valores de matéria orgânica no solo do viveiro apresentaram-se estatisticamente mais elevados em D ($31,99 \pm 13,66$ g/kg) quando comparado à P ($4,10 \pm 1,56$ g/kg; $P < 0,05$). Contudo, o pH do solo destas estações não apresentou diferença estatística significativa ($P > 0,05$), alcançando média de $7,86 \pm 0,40$ para P e $7,82 \pm 0,65$ para D. Enquanto a temperatura da água foi semelhante para as estações de amostragem ($P > 0,05$), o pH apresentou-se estatisticamente mais elevado para P e D (8,45 e 8,47, respectivamente; $P < 0,05$). A salinidade oscilou entre 10‰ (E) e 35‰ (C, P e D), com níveis mais baixos no início do ciclo. O fosfato dissolvido oscilou entre 0,01 mg/l (C) e 0,24 mg/l (P) e o nitrito entre 0,002 mg/l (C, P e D) e 0,05 mg/l (P). O Nitrogênio Total Dissolvido não apresentou diferença estatística significativa ao longo do cultivo ($P > 0,05$), exceto para E. As razões de N:P, N:Si e Si:P foram abaixo da razão de Redfield em todas as estações de amostragem, exceto para Si:P nas estações E e C. A clorofila *a* variou entre 1,63 μ g/l (C) a 184,83 μ g/l (D). P e D apresentaram aumento progressivo de clorofila *a* ao longo do cultivo. O padrão da sucessão fitoplanctônica no estuário e canal foi distinto do observado no viveiro, onde foi observada inicialmente a predominância de diatomáceas

seguida por florações excessivas de cianofíceas e euglenofíceas, intercalado por uma floração de dinoflagelados detectado no 22º. Dia de cultivo. Os aportes elevados de ração e fertilizantes no viveiro foram os fatores que tiveram maior contribuição para o desenvolvimento destas florações de microalgas potencialmente nocivas ao camarão. Os nutrientes dissolvidos ($\text{N-NH}_{3,4}$, N-NO_2^- , N-NO_3^- , P-PO_4^{3-} e Si) desempenharam uma maior influência sobre o desenvolvimento do fitoplâncton no viveiro de cultivo.

Palavras chave: fitoplâncton, viveiro, camarão, *Litopenaeus vannamei*.

ABSTRACT

In shrimp ponds, the phytoplankton community can exhibit development patterns associated with environmental, operational and biological factors. The present study characterized the weekly phytoplankton composition and biomass changes in a pond over the growth cycle of *Litopenaeus vannamei*. Shrimp of 1.35 ± 0.63 cm in body length were stocked in a 3.3 ha pond under 42.4 animals/m². Water sampling took place in the estuary (E), water inlet canal (C), pond plateau (P) and near the pond water drainage outlet (D). Horizontal net sampling was carried out with a 20 μ m mesh net for taxonomic identification of phytoplankton. For chlorophyll *a* and phytoplankton counting samplings were conducted on the water sub-surface. Simultaneously, water analysis was carried out for temperature, salinity, dissolved oxygen, pH, visibility, depth, phosphate, reactive silicate, ammonium nitrogen, nitrate, nitrite and suspended solids. Shrimp were harvested after 85 days of rearing and achieved 11.18 g in body weight, 1.85 FCR and 52.9% survival. Feed contributed with 92.1% and 95.8% of nitrogen and phosphorous inputs into the pond, with the remainder attributed to chemical fertilizers. Pond soil organic matter was statistically higher in D (31.99 ± 13.66 g/kg) when compared to P (4.10 ± 1.56 g/kg; $P < 0.05$). However, soil pH between these sampling stations did not show statistically significant differences ($P > 0.05$), achieving a mean of 7.86 ± 0.40 for P and 7.82 ± 0.65 for D. While water temperature showed a similar trend for all sampling stations ($P > 0.05$), water pH was statistically higher for P and D (8.45 and 8.47, respectively; $P < 0.05$). Water salinity varied between 10‰ (E) and 35‰ (C, P and D), with minimum levels observed in the initial phases of the study. Dissolved phosphate ranged from 0.01 mg/l (C) to 0.24 mg/l (P) and nitrate from 0.002 mg/l (C, P and D) to 0.05 mg/l (P). Total Dissolved Nitrogen showed no statistically significant differences throughout the growth cycle ($P > 0.05$), except for E. The N:P, N:Si and Si:P molar ratios were below Redfield suggested ratios, except for Si:P in E and C. Chlorophyll *a* varied between 1.63 μ g/l (C) and 184.83 μ g/l (D). In P and D, chlorophyll *a* increased progressively throughout the study period. In the pond, phytoplankton showed an ecological succession different from the E and C. In P and D, diatoms predominated initially, but it was followed by excessive blooms of cyanophytes and euglenophytes. High inputs of feed and fertilizers were the main contributors for these

blooms, potentially harmful to shrimp. The dissolved nutrients ((N-NH_{3,4}, N-NO₂⁻, N-NO₃⁻, P-PO₄³⁻ e Si) carried out a larger influence on the phytoplankton development in the pond.

Key words: phytoplankton, pond, shrimp, *Litopenaeus vannamei*.

1. INTRODUÇÃO

O plâncton (do grego “planktos”, errante) refere-se ao grupo de organismos que flutuam livremente na superfície da água e vivem a mercê da movimentação das massas de água (LEE, 1942). Enquanto alguns organismos planctônicos são imóveis outros são capazes de se movimentar devido à habilidade em mudar sua posição na coluna de água (HARRIS, 1986).

O termo fitoplâncton é designado ao conjunto de organismos autotróficos que vivem na coluna da água, sendo alguns capazes de realizar pequenos deslocamentos através de estruturas de locomoção como os flagelos (HARRIS *op. cit.*). A organização celular do fitoplâncton é geralmente muito simples incluindo formas unicelulares ou multicelulares, sendo estes últimos organizados em colônias ou filamentos. A comunidade planctônica apresenta um caráter muito dinâmico, com elevadas taxas de reprodução e perda, respondendo rapidamente às alterações físicas e químicas do meio aquático e estabelecendo complexas relações intra e interespecíficas na competição e utilização do espaço e dos recursos (VALIELA, 1995).

Do ponto de vista ecológico, o fitoplâncton é de vital importância para os ecossistemas aquáticos, fixando através da atividade fotossintética, a matéria orgânica inicial que permitirá o funcionamento da quase totalidade das cadeias alimentares. Conseqüentemente, mudanças em sua composição e estrutura podem ocasionar profundas modificações em todos os níveis tróficos. Portanto, este é considerado um elo vital na produtividade destes ambientes, onde seu padrão de distribuição, espacial e/ou temporal, composição da comunidade e crescimento sazonal são de grande importância (ROUND *et al.* 1990). Em estudo realizado por Boynton *et al.* (1982), 63 estuários foram analisados e a importância dos processos físicos e químicos foi considerada para uma melhor dos fatores que influenciam na produção e biomassa do fitoplâncton em sistemas estuarinos. No desenvolvimento deste trabalho foi utilizado como guia um modelo conceitual no qual estão relacionadas as fontes de materiais e mecanismos que regulam a produção do fitoplâncton nestes ambientes (Figura 1). Variações no regime meteorológico, as características geomorfológicas regionais e os impactos antropogênicos nas áreas costeiras, estabelecem, em conjunto, o regime hidrográfico particular de cada região e, conseqüente -

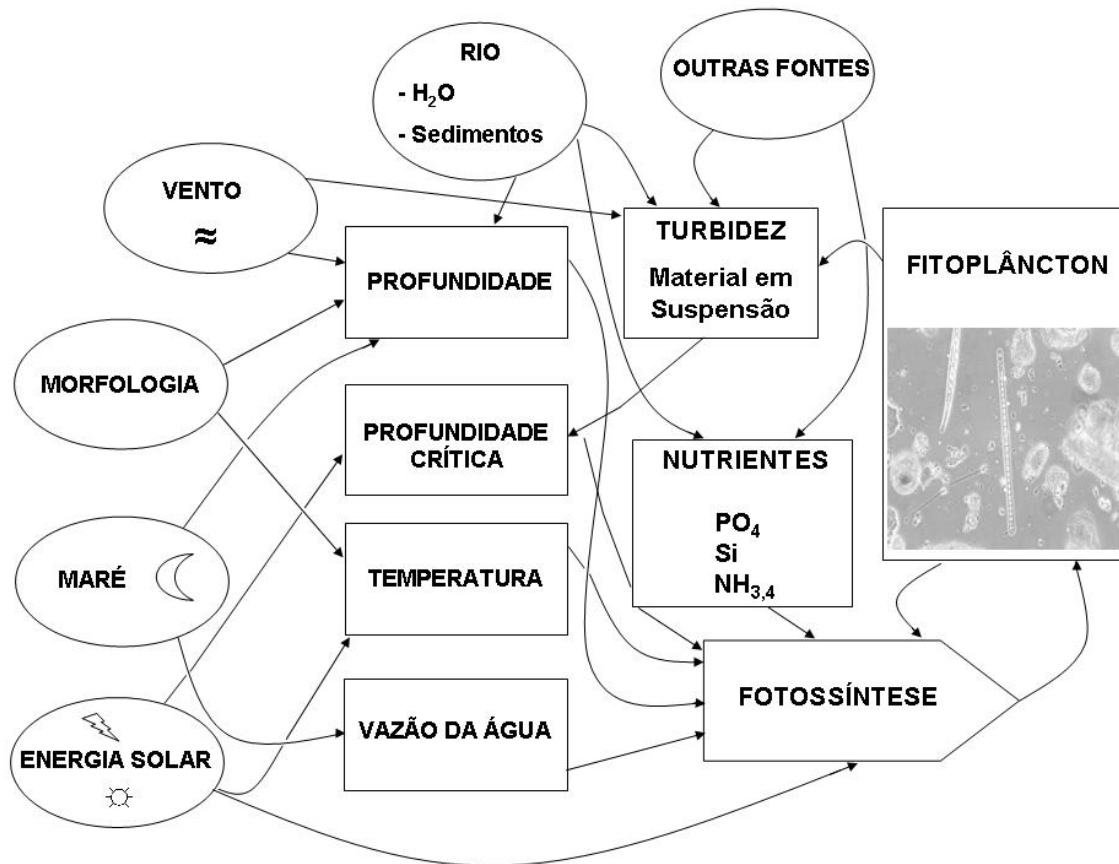


Figura 1. Modelo conceitual indicando as fontes de materiais e mecanismos que regulam a produção do fitoplâncton em estuários. As fontes de energia e materiais ou características físicas são apresentadas em círculos. Os retângulos no centro do diagrama representam os mecanismos que afetam a produtividade primária. (Modificado de Boynton *et al.*, 1982).

temente, as características taxonômicas e a dinâmica espaço-temporal de suas comunidades planctônicas (BRANDINI *et al.*, 1997). Consideramos que a importância das variações destes fatores para a comunidade fitoplanctônica, colocada pelo autor (*op. cit.*), podem e devem ser também estendidas para os viveiros de cultivo, incluindo neste caso a qualidade da água com o qual os mesmos são abastecidos, os impactos na bacia de drenagem que alimenta o corpo d'água ela é captada, nas margens do canal, no entorno do próprio viveiro, além da manipulação feita pelos produtores (aeração, fertilização, renovação de água, controle do pH, adição de ração, de antibióticos, algicidas, etc...).

De acordo com Hoek *et al.* (1995) os tipos e as combinações de pigmentos fotossintéticos presentes nas microalgas apresentam um papel importante para classificação em vários grupos. Além dos pigmentos, uma combinação de características como, natureza química dos produtos de reserva, composição e estrutura da parede celular, morfologia das organelas, presença ou ausência de flagelos e divisão celular é utilizada para inclusão em classes particulares ou divisões. Desta maneira, os principais representantes do fitoplâncton estão os organismos pertencentes às classes: Cyanophyceae (cianofíceas, cianobactérias ou “algas azuis“), Bacillariophyceae (diatomáceas), Haptophyceae (flagelados unicelulares), Dinophyceae (dinoflagelados), Euglenophyceae (euglenofíceas), Chlorophyceae (algas verdes) e Zygnematophyceae (algas conjugadas). Com exceção das cianofíceas que são organismos procariontes¹, o fitoplâncton é constituído por espécies eucarióticas, podendo ainda ser exclusivamente autotróficos, mixotróficos ou heterotróficos.

Nos viveiros de engorda de camarão marinho, o fitoplâncton desempenha um papel ecológico de grande importância como produtor primário, governando os principais processos físicos e químicos deste ecossistema. Dentre os vários processos e aportes no qual o fitoplâncton está envolvido destacam-se: (a) a produção de oxigênio dissolvido através da reação de fotossíntese (BOYD, 1991; PIEDRAHITA, 1991); (b) a assimilação de nutrientes, incluindo a amônia e outros metabólitos tóxicos para o camarão, que são seqüestrados da água e convertidos em compostos orgânicos, melhorando os parâmetros de

¹organismos unicelulares sem a membrana que envolve o núcleo, a carioteca ou membrana nuclear, e sem presença de proteínas histônicas associadas ao DNA, que por sua vez encontra-se disperso no citoplasma ou em forma de anéis (plasmídeos).

qualidade da água (BOYD, 1995), e; (c) o aporte de nutrientes essenciais que funcionam como fonte alimentar indireta para os camarões cultivados (STAHL, 1979; HUNTER *et al.*, 1987; ALLAN *et al.*, 1995).

Em viveiros de camarão, a biomassa fitoplanctônica apresenta padrões de desenvolvimento associados a fatores bióticos, abióticos e operacionais. A utilização de fertilizantes químicos e orgânicos contendo nitrogênio, fósforo e silício são capazes de promover um incremento na comunidade fitoplanctônica (BOYD, 1973; LEE *et al.*, 1984; SCHROEDER *et al.*, 1990; KNUD-HANSEN & PAUTONG, 1993). A biomassa de fitoplâncton também responde aos progressivos aumentos nos aportes de ração ao longo do ciclo de cultivo (TUCKER & LLOYD, 1984). A sucessão fitoplanctônica em viveiros pode estar associada a mudanças na intensidade luminosa, nas concentrações de amônia e nas relações entre diferentes nutrientes. Em viveiros do *Penaeus monodon*, Buford (1997) observou um decréscimo na comunidade de diatomáceas e um aumento na comunidade de cianofíceas e clorofíceas compatível com uma alta concentração de amônia, baixa relação nitrato e nitrogênio inorgânico total e, às vezes, baixas concentrações de silicato.

Uma melhor compreensão sobre a dinâmica da comunidade fitoplanctônica em viveiros de cultivo de camarão e suas relações com os fatores operacionais da fazenda tem sido pouco estudado, apesar de sua importância para manutenção do equilíbrio ecológico no ambiente de cultivo. As florações de espécies fitoplanctônicas nocivas em viveiros podem desencadear efeitos prejudiciais à produção de camarão. Alonso-Rodriguez & Páez-Osuna (2003) relataram inúmeras florações de dinoflagelados e cianofíceas em viveiros de camarão levando a efeitos como mortalidade ou redução no crescimento devido a envenenamento, anoxia ou produção de muco. Smith (1996) observou que a toxicidade de florações de cianofíceas da Ordem Oscillatoriales foi a causa primária de mortalidades do *P. monodon* em viveiros na Austrália entre 1992 e 1995. Em pós-larvas do *Litopenaeus vannamei*, Pérez-Linares *et al.* (2003) demonstraram que animais expostos à cianofícea *Schizothrix calcicola* exibiram danos severos no revestimento gastrintestinal e um menor crescimento quando comparado a animais não expostos.

O acompanhamento da evolução da comunidade fitoplanctônica assim como o conhecimento taxonômico e ecológico desta comunidade é uma ferramenta fundamental

para a compreensão das condições ambientais e das inter-relações tróficas que se processam no ambiente de cultivo.

O presente estudo teve como objetivo caracterizar os padrões de variação da composição e biomassa fitoplanctônica, em um viveiro de engorda de camarão marinho localizado no Estado do Ceará, durante um ciclo de cultivo, visando mapear e identificar as prováveis causas das florações de microalgas potencialmente nocivas ao desempenho dos cultivos.

2. HIPÓTESES E OBJETIVOS

Com a finalidade de se responder às questões relacionadas ao desenvolvimento do fitoplâncton em viveiros de engorda de camarão marinho, foram elaboradas as seguintes hipóteses:

- (1) existe variação na biomassa e sucessão da comunidade do fitoplâncton nos viveiros, durante um ciclo de cultivo, assim como no canal de abastecimento e no estuário;
- (2) a produção e a sucessão da comunidade fitoplanctônica nos viveiros de engorda de camarão, assim como no canal de abastecimento e no estuário, encontram-se associadas aos fatores ambientais, como temperatura, salinidade, transparência, material em suspensão, pH, oxigênio dissolvido e disponibilidade de nutrientes;
- (3) as condições meteorológicas atuam como fatores condicionantes da produção e sucessão do fitoplâncton nos corpos d'água naturais e conseqüentemente nas dos viveiros;
- (4) no início do cultivo as características da comunidade fitoplanctônica nos viveiros são semelhantes às do estuário, entretanto as diferenças aumentam ao longo do ciclo de cultivo;
- (5) as diferenças entre a dinâmica do fitoplâncton nos viveiros e no estuário são acentuadas ao longo do ciclo de cultivo em função das estratégias operacionais (taxa de alimentação, fertilização, calagem, aeração mecânica) que atuam de forma direta e/ou indireta sobre a comunidade fitoplanctônica nos viveiros;

Para testar as hipóteses estabelecidas foram gerados os seguintes objetivos específicos:

- (a) identificar os principais grupos do fitoplâncton em viveiros de engorda de camarão (durante um ciclo de cultivo), no canal de abastecimento e no estuário e determinar a abundância relativa de cada um deles, definindo seus ou tendências de variação;
- (b) quantificar a densidade (n° de organismos/l) e a biomassa (μg clorofila *a*/l) do fitoplâncton, verificando qual o padrão de variação destes parâmetros ao longo do tempo;
- (c) realizar um estudo complementar dos fatores ambientais associados ao desenvolvimento do fitoplâncton, através de medidas paralelas dos parâmetros abióticos da água, como temperatura, salinidade, transparência, material em suspensão, pH, oxigênio dissolvido, nutrientes dissolvidos na água e análises do solo do viveiro estudado;
- (d) realizar um levantamento dos parâmetros meteorológicos (principalmente precipitação pluviométrica, insolação, direção e velocidade dos ventos, temperatura e umidade relativa do ar);
- (e) monitorar os parâmetros operacionais utilizados na fazenda durante o período das amostragens, que direta ou indiretamente possam estar influenciando na qualidade da água e na dinâmica da comunidade fitoplanctônica.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 *Área de Estudo*

O presente estudo foi realizado em um viveiro de engorda de camarão marinho da fazenda comercial Cunhamar (Grupo Pacatuba Hortigranjeira S.A.) com área de 3,3 ha (viveiro experimental). A fazenda está localizada no entorno do estuário do Rio Mundaú, na Bacia Hidrográfica Litoral (IPLANCE, 1997), município de Trairí, costa oeste do Estado do Ceará (3°11'32,46'' S e 39°24'14,94'' W; Figura 2).

3.2 *Preparação do Viveiro*

A preparação do viveiro utilizado no presente estudo foi realizada adotando-se inicialmente procedimentos de secagem, revolvimento e calagem do solo. Após a despesca de camarões do ciclo anterior e da drenagem de água, o fundo do viveiro foi submetido a uma secagem ao sol por um período de 7 dias. Em seguida, o solo foi revolvido mecanicamente e realizada a pulverização de 2.000 kg/ha de calcário agrícola dolomítico ((CaMg(CO₃)₂) sobre o solo para correção do pH. Um total de 4.960 kg de hidróxido de cálcio (Ca(OH)₂) foi aplicado nas valas de drenagem de água do viveiro e na circunferência dos pontos de posicionamento de bandejas de alimentação. Seis dias após a primeira calagem, poças de água remanescentes foram esterilizadas com 30 kg de hipoclorito de sódio granulado.

A fertilização da água do viveiro foi realizada seguindo procedimentos rotineiros de manejo adotados pela fazenda Cunhamar. Foi empregada uma combinação de fertilizantes nitrogenados, fosfatados e silicatados antes e após o povoamento dos camarões no viveiro sob investigação (Tabela 1).

3.3 *Povoamento, Alimentação e Manejo*

Os camarões da espécie *Litopenaeus vannamei* utilizados para o presente estudo foram adquiridos no Laboratório Aquatec Industrial Pecuária Ltda. (Barra do Cunhaú, Canguaretama, Rio Grande do Norte). Um total de 1.400.000 PLs (pós-larvas) foi utilizado no povoamento de dois berçários de 55.000 L cada, e cultivado durante um período de 15 dias. Após este período, camarões com um comprimento total de $1,35 \pm 0,63$ cm (n = 61;

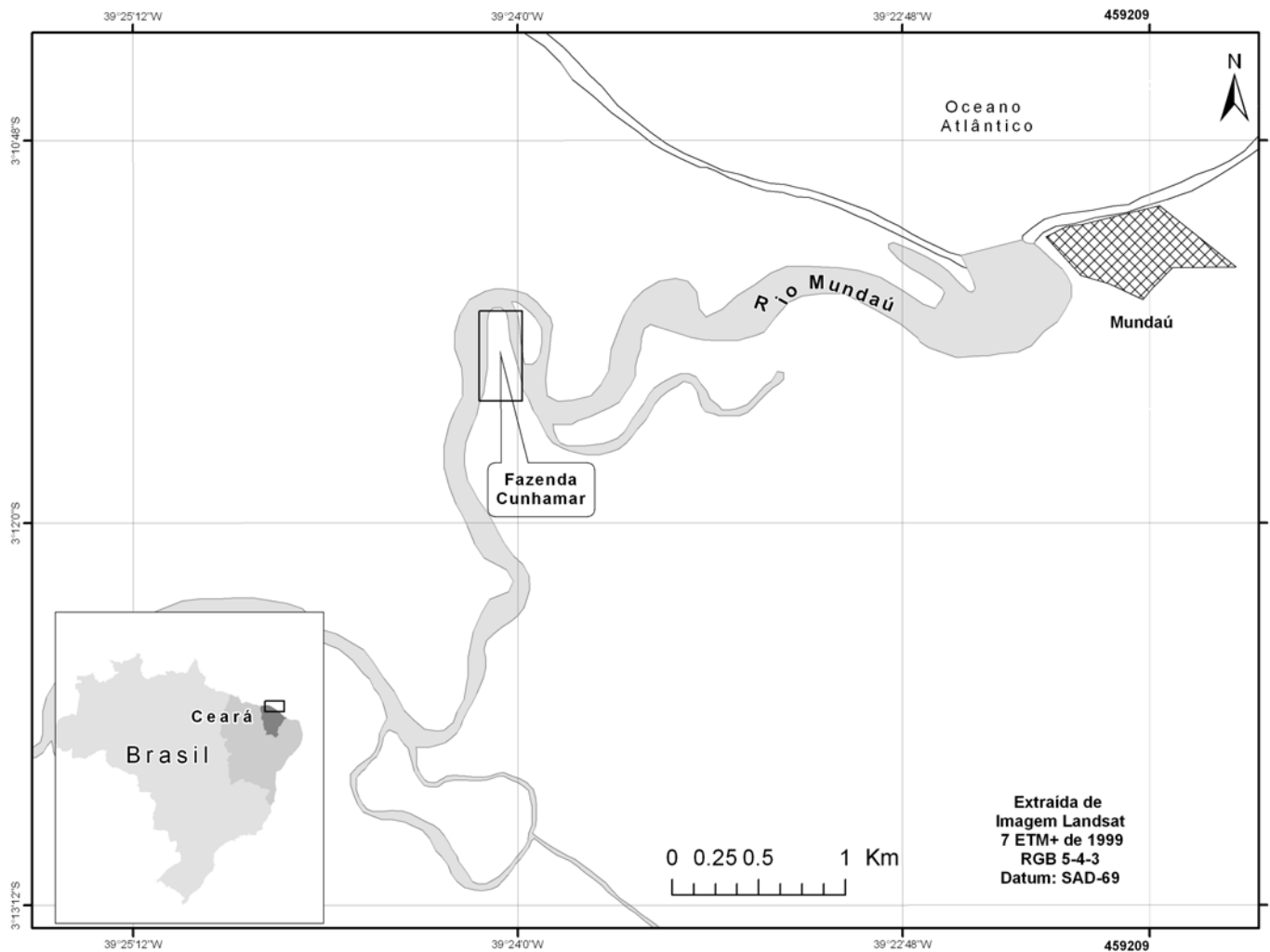


Figura 2. Mapa de localização da fazenda Cunhamar, no município de Trairi, Estado do Ceará.

Tabela 1. Quantidade total (kg) de fertilizantes químicos utilizados durante o presente estudo.

Nome Comercial	Fórmula Química (NPK)	Quantidade Total ³
Nutrilake [®] STD ¹	15,0-0-0 + 3,5% SiO ₂ + 25% Na	850
Nutrilake [®] MO ¹	16,0-0-0 + 25% Na	325
Silicato de sódio ²	0-0-0 + 14,9% Na ₂ + 32,5% SiO ₃ -5H ₂ O	374
Fosfato monoamônia	48-11-0	140
Calcinit ^{®2}	15,5-0-0 5Ca(NO ₃) ₂ .NH ₄ NO ₃ 10H ₂ O	275

¹SQM Brasil, Barueri, São Paulo.

²Yara International, Noruega.

³quantidade em kg, para um viveiro de 3,3 ha, utilizada durante um período de cultivo de 85 dias.

média \pm desvio padrão) foram despescados e transferidos no dia 30/05/05 para o viveiro experimental com densidade de 42,4 animais/m². Os animais foram alimentados com as rações extrusadas da linha ProAqua Camarões (Nutron Alimentos, Toledo-PR) com nível protéico variando entre 30% e 38% (Tabela 2).

Toda ração foi ofertada exclusivamente em bandejas de alimentação, três vezes ao dia, utilizando taxas variando de 2,2% a 6,0% da biomassa estocada de camarões. As refeições diárias foram ajustadas semanalmente após biometria da população cultivada, tendo também como base a sobrevivência estimada da população. Todos os camarões mortos encontrados em bandejas de alimentação foram coletados, contabilizados e descartados durante todo ciclo de cultivo.

3.4 Análise dos Fatores Operacionais

Com vistas a identificar possíveis interações entre os aspectos operacionais da fazenda, o desenvolvimento do fitoplâncton e o desempenho zootécnico do camarão *L. vannamei*, foram monitorados os procedimentos rotineiros de manejo que poderiam influenciar na variação do número de espécies e na biomassa fitoplanctônica do viveiro, tais como: tipo e quantidade de ração, fertilizantes e corretivos agrícolas. Os índices de desempenho zootécnico (sobrevivência, taxa de crescimento semanal, fator de conversão alimentar, produtividade) do camarão *L. vannamei* foram determinados na despesca, ao término do ciclo produtivo.

3.5 Levantamento dos Dados Meteorológicos

Os dados meteorológicos relativos à microrregião estudada foram coletados junto a Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME), da Secretaria de Recursos Hídricos (SRH) do Estado do Ceará. Foi realizado um levantamento das médias semanais durante o período de duração da pesquisa, dos parâmetros de temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) e direção e velocidade (m/s) do vento. Também foram levantados os valores semanais de precipitação pluviométrica (mm) e insolação ($10^3 \times$ KJ/m²). Com estes dados foi possível caracterizar os períodos de chuva e estiagem da microrregião durante o tempo de duração da investigação, permitindo inclusive que fossem

calculadas as médias e/ou valores cumulativos por semana de amostragem (dados dos seis dias que antecederam as amostragens somados aos dados do dia da amostragem).

Tabela 2. Quantidade total (kg) de ração empregada durante um ciclo de produção do *L. vannamei* em um viveiro de engorda de 3,3 ha.

Período de Cultivo ¹		Nome Comercial	Quantidade Total (kg)
De	Até	da Ração	
1	22	ProAqua Camarões 38	1.175
23	80	ProAqua Camarões 35	13.600
80	85	ProAqua Camarões 30	550

¹refere-se aos dias de cultivo no viveiro de engorda.

3.6 Amostragens e Medidas “in situ”

3.6.1 Estações de Amostragem

Para caracterizar a dinâmica do fitoplâncton na área de estudo, foram realizadas amostragens semanais durante um ciclo de cultivo do *L. vannamei* (24 de maio a 22 de agosto de 2005). As amostragens foram realizadas em quatro estações de coleta predefinidas, sendo a primeira no estuário, próximo ao ponto de captação de água da fazenda (E; Figura 3); uma no canal de abastecimento (C; Figura 3), próximo à comporta de entrada de água do viveiro experimental, e outras duas dentro do viveiro, no platô (P) e uma no ponto de descarga (D) ou de drenagem de água, respectivamente (Figura 3). A opção por uma estação no estuário e outra no canal de abastecimento visou verificar a qualidade da água utilizada no abastecimento do viveiro, inclusive quanto ao fitoplâncton e aspectos físicos e químicos, e principalmente, comparar com as condições no próprio viveiro, ao longo do ciclo de cultivo, onde a qualidade da água é alterada pelo manejo, necessário ao cultivo.

A localização específica das estações de coleta no viveiro somente foi estabelecida após definição do viveiro que foi utilizado no trabalho. Para definição destas estações foram levadas em conta as características físicas do viveiro e as possíveis diferenças hidrodinâmicas entre a área próxima à entrada de água (hipoteticamente a de maior circulação de água) e a de saída (hipoteticamente a de maior acumulação de biomassa fitoplanctônica).

3.6.2 Metodologia de Amostragem

As amostras para extração e determinação de clorofila *a*, assim como para análise do material em suspensão, foram coletadas na sub-superfície, com auxílio de um balde com volume de 8 litros. Após a coleta, as amostras foram armazenadas em garrafas plásticas de 2 L, acondicionadas em caixa térmica, resfriadas e mantidas no escuro, para manutenção da temperatura e para evitar a ação da luz, reduzindo assim as atividades metabólicas, inclusive impedindo a continuidade da fotossíntese.

Seguindo as recomendações de Edler (1979) e Strickland & Parsons (1972) as amostras para análise de clorofila *a* foram filtradas no máximo 8 horas após a coleta. Com a

finalidade de atender esta recomendação o material foi transportado para o laboratório, onde foram realizadas as filtragens, antes de completar 6 horas do início da amostragem.

A amostragem para o estudo qualitativo do fitoplâncton foi realizada através de arrastos horizontais na sub-superfície da coluna de água, com auxílio de rede do tipo cilindro-cônica, com abertura de malha de 20 μm , diâmetro de boca de 20 cm e 100 cm de comprimento. O material coletado foi acondicionado em frasco de vidro transparente de boca larga, com tampa plástica (volume de 250 mL). Para preservação do microfitoplâncton, as amostras foram fixadas com solução de formaldeído PA, neutralizado com tetraborato de sódio, com concentração final na amostra de 4%.

Para a análise quantitativa, foram coletadas amostras de sub-superfície, com o auxílio de um balde. Após a devida homogeneização, as amostras foram colocadas em frascos de vidro âmbar, de boca estreita (volume de 250 mL), com batoque e tampa de rosca. Para minimizar os problemas de fixação e preservação dos diferentes grupos do fitoplâncton, foram coletadas duas amostras paralelas, as quais foram fixadas imediatamente após as coletas, sendo uma fixada com solução de formaldeído PA, neutralizado com tetraborato de sódio (concentração final na amostra de 0,4%) e a outra com solução de lugol ácido (concentração final na amostra de 1%).

Em todas as etapas de coleta, acondicionamento e fixação e preservação das amostras destinadas ao estudo do fitoplâncton (microfitoplâncton e fitoplâncton total) foram seguidas as metodologias descritas por Sournia (1978) e consideradas as recomendações de Hasle & Syvertsen (1996).

Durante a amostragem para o estudo do fitoplâncton também foram realizadas coletas de amostras destinadas à caracterização físico e química da água. As amostras para análise de nutrientes foram coletadas com auxílio de um balde com volume de 8 litros. Após a coleta, as amostras foram armazenadas em garrafas plásticas de 500 mL (previamente descontaminadas com HCl 10%), acondicionadas em caixa térmica, resfriadas e mantidas no escuro. Após a chegada ao laboratório, as amostras foram imediatamente congeladas ($-20 \pm 1^\circ\text{C}$) e assim mantidas até o momento da análise.

Em cada amostragem, foram medidas *in situ* a transparência da água, a profundidade, a temperatura e o oxigênio dissolvido.

3.6.3 *Análises Físico-Químicas*

A temperatura e o oxigênio dissolvido foram medidos com auxílio de um oximêtro da marca YSI modelo 550A–DO (YSI Environmental, Yellow Springs, EUA). A salinidade em laboratório com auxílio de refratômetro marca Atago modelo S/Mill 2441-W05 (Atago Co., Ltd, Saitama, Japão). A transparência da água foi medida através da profundidade de desaparecimento do disco de Secchi e o pH determinado, em laboratório, com um potenciômetro digital portátil marca YSI modelo pH100 (YSI Limited, Qingdao, China).

Amostras para determinação do pH e concentração de matéria orgânica do sedimento de fundo foram coletadas nas estações localizadas no viveiro (P e D) com auxílio de um tubo de acrílico de 63,7 cm de comprimento e diâmetro interno de 5,1 cm (área 20,43 cm²), com um dispositivo de fechamento com a finalidade de impedir o escape da amostra. Após a coleta, as amostras foram armazenadas em sacos plásticos, etiquetadas e enviadas ao Departamento de Agronomia da Universidade Federal do Ceará (UFC) onde foram realizadas as análises. O pH do solo do viveiro foi determinado eletronicamente por meio de eletrodo combinado imerso em suspensão solo:água (1:2,5) segundo a metodologia descrita em Embrapa (1997). A concentração de carbono orgânico do solo do viveiro foi determinada por titulação após oxirredução por via úmida com dicromato de potássio (K₂Cr₂O₇) em meio sulfúrico de acordo com o método de Walkley-Black descrito em Nelson & Sommers (1982) e Embrapa (1997).

3.6.4 *Análises do Fitoplâncton*

3.6.4.1 *Biomassa do Fitoplâncton*

A biomassa do fitoplâncton foi estimada por meio da concentração de clorofila *a*, seguindo as recomendações descritas por Strickland & Parsons (1972) e Edler (1979). Imediatamente após as coletas, as amostras foram filtradas em laboratório em sistema de vácuo, em local sem iluminação direta, através de um sistema de multifiltração (Millipore[®]), utilizando-se filtros de microfibras de vidro (Whatman[®], GF/C), com aproximadamente 1,2 µm de porosidade e 47 mm de diâmetro.

Após a filtração, os filtros foram colocados sobre papel filtro para secagem no escuro e armazenados em tubo de ensaio de fundo cônico com tampa. Os filtros foram imediatamente congelados (- 20 ± 1°C) e assim mantidos até o momento da análise.

Para extração da clorofila *a* foi utilizada como solvente acetona PA a 90 % sendo que para cada subamostra foi utilizado um volume de 10 mL. A cada tubo de ensaio contendo o filtro foi adicionado o solvente, levemente agitado e deixado em repouso à temperatura de aproximadamente $-20 \pm 1^\circ\text{C}$ por 24 h. Após este período, os extratos foram centrifugados e o sobrenadante retirado para leitura em espectrofotômetro Varian[®] UV – Visível, utilizando-se o programa CARY[®]. O material sobrenadante foi colocado em cubetas de 1 cm de caminho ótico, sendo então realizadas as leituras das absorbâncias nos comprimentos de onda de 630, 645, 663 e 750nm (SCOR/UNESCO, 1966) e expressa em $\mu\text{g/l}$.

3.6.4.2 *Análise Qualitativa*

A análise taxonômica do fitoplâncton foi realizada ao microscópio óptico de pesquisa Zeiss Standard 25, composto com iluminação direta, equipado com objetivas retráteis e de imersão, com contraste de fase e equipamento de fotomicrografia. As amostras foram colocadas entre lâminas e lamínula e observadas em aumentos de 400 e 1.000x. Sempre que possível os organismos fitoplanctônicos foram identificados a nível específico ou genérico, sendo a identificação realizada através da análise de características morfológicas e métricas dos organismos e com auxílio de livros, manuais e catálogos de identificação especializados.

Adotou-se a Classificação de Anagnostidis & Komárek (1989) para o enquadramento taxonômico das cianofíceas filamentosas e de Komárek & Anagnostidis, (2000) para as cocóides; a de Round *et al.*, (1990) para as diatomáceas, a de Steidinger & Tangen, (1996) para os dinoflagelados, a de Throndsen, (1993) para os fitoflagelados marinhos atecados e de Wehr & Sheath, (2003) para os demais grupos dulciaquícolas. Para a obtenção das fotomicrografias também foi utilizado o microscópio de pesquisa Zeiss[®] e filmes Kodak Ultra – Asa 400.

Na identificação do fitoplâncton foram utilizadas as bibliografias a seguir. Para cianofíceas, as obras de Anagnostidis & Komárek (1989), Desikachary (1959), Sant'Anna *et al.* (2006) e Wehr & Sheath (2003). Para clorofíceas, os trabalhos de Bicudo & Menezes (2005), González (1996), Prescott (1970) e Wehr & Sheath (2003). Para diatomáceas, as obras de Chrétiennot-Dinet (1990), Cupp (1943), Hustedt (1930; 1959), Hustedt (1961; 1966), Peragallo & Peragallo, (1897-1908), Ricard (1987), Round *et al.* (1990) e Wehr &

Sheath (2003). Para dinoflagelados, Balech (1988), Dodge, (1980; Sournia (1986); Steidinger & Tangen, (1996) e Torgan, (1997) e para as euglenofíceas o trabalho de Rosowski (2003).

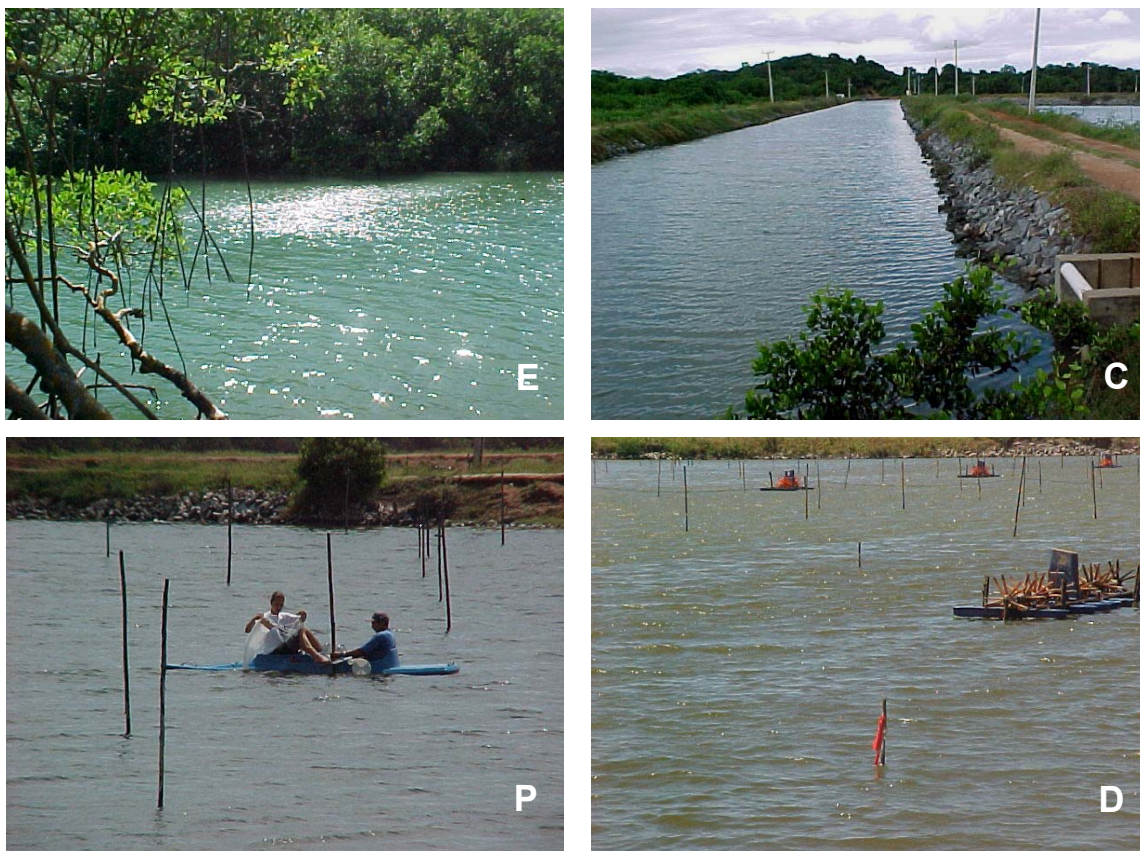


Figura 3. Localização das estações de amostragem: (E) no estuário, próximo ao ponto de captação de água da fazenda (C) no canal de abastecimento; (P) no platô do viveiro experimental, e (D) próximo à descarga de água do viveiro experimental.

3.6.4.3 *Análise Quantitativa*

A análise quantitativa foi realizada baseada na contagem do número de organismos por litro, em microscópio invertido da marca Olympus[®], modelo CK2-BIC, equipado com objetivas planacromáticas de 4, 10, 20 e 40x, oculares de 10x e contraste de fase, seguindo-se as recomendações do método tradicional de Utermöhl (1931), descrito em Edler (1979) e Sournia (1978).

As amostras, depois de homogeneizadas, foram colocadas em câmaras de sedimentação e contagem, cujo volume (2, 5 ou 10 mL) variou em função da concentração de células nas amostras. Devido à alta concentração celular, algumas vezes tornou-se necessário adaptar a metodologia, efetuando diluições. No entanto, quando este procedimento foi adotado o número de células contadas foi posteriormente multiplicado pelo fator de correção da diluição. O tempo de sedimentação de cada subamostra variou em função do volume e da solução utilizada na fixação e preservação de cada amostra.

A análise foi efetuada de maneira fracionada em função da necessidade de uma metodologia onde fosse contemplada a concentração e a faixa dimensional dos organismos. Desta forma, os indivíduos (células, colônias/cenóbios e filamentos) foram quantificados em aumento de 200 e 400x, contando-se no mínimo 400 organismos da espécie dominante na amostra, de modo que o erro de amostragem fosse inferior a 10% com 95% de confiança (SOURNIA, 1978). A densidade do fitoplâncton (n° de organismos/L) foi calculada utilizando-se fatores de correção em função do volume contado. A contagem das cianofíceas encontradas no presente estudo foi realizada sob a forma de unidades tricomas e não através de células, principalmente pela dificuldade de visualização das células e pelas altas densidades presentes nas amostras.

Após o cálculo da densidade total do fitoplâncton por grupo (cianofíceas, diatomáceas, dinoflagelados e outros flagelados), foi feito o cálculo da abundância relativa dos táxons. Foram consideradas as categorias de tamanho propostas por Drussart (1965), em que nanoplâncton compreende organismos com dimensões até 20 μm , microplâncton de 20 a 200 μm e macropilâncton acima de 200 μm .

3.6.5 *Análise do Material em Suspensão*

Para o pré-tratamento das subamostras e determinação do material em suspensão foram seguidos os procedimentos e a metodologia descrita por Baumgarten *et al.* (1996). O método foi o da gravimetria de volatilização, no qual um volume conhecido de subamostra é filtrado em membrana de ésteres de celulose (Millipore[®] HAWP 04700 – porosidade de 0,45 μm e diâmetro de 47 mm) previamente pesada. Após a secagem em estufa (60°C), a membrana contendo o material retido foi novamente pesada e a concentração estimada por diferença de peso, após a correção com a prova em branco. Quando a membrana contendo o material em suspensão precisou ser estocada até ser devidamente secado e pesado, foi conservado congelado a $-18 \pm 1^\circ\text{C}$.

3.6.6 *Análises dos Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos*

Para a determinação dos nutrientes inorgânicos dissolvidos as amostras foram previamente descongeladas e analisadas seguindo a metodologia de espectrofotometria no visível.

Nas análises de fosfato dissolvido, silício reativo dissolvido, nitrogênio amoniacal dissolvido e nitrito dissolvido foram utilizados os métodos descritos em Aminot & Chaussepied (1983) *apud* Baumgarten *et al.* (1996). Para determinação do nitrato dissolvido também foi empregado o método descrito em Aminot & Chaussepied (1983) *apud* Baumgarten *et al.* (1996), entretanto com a modificação do uso do NH_4Cl , em vez do EDTA como quelante. A redução do nitrato foi efetuada pela passagem da amostra por uma coluna redutora preenchida por um amálgama constituído por grãos de cádmio envelopados com cobre.

Para cada bateria de análises foi preparada uma reta padrão, sendo que para cada padrão foi repetido o mesmo procedimento utilizado nas amostras, apenas substituindo o volume da amostra pelo padrão. Após a formação do complexo colorido os padrões e as amostras foram lidos em espectrofotômetro, marca Varian[®] UV – Visível, utilizando-se o programa CARY onde já estão pré-determinados os respectivos comprimentos de onda para cada análise. Com os dados das absorbâncias obtidas através das concentrações dos nutrientes dissolvidos foram calculadas as equações da reta. Quando foi necessário fazer a

diluição de alguma amostra, especificamente para esta, a sua concentração, que foi obtida pelo cálculo, foi multiplicada pelo fator de diluição, fornecendo a concentração final.

3.7 Tabulação dos Dados e Análise Estatística

As análises estatísticas foram realizadas com o programa Statistical Package for Social Sciences, versão Windows 7.5.1 (SPSS Inc., Chicago, Illinois, EUA). Os parâmetros abióticos e bióticos coletados no presente estudo foram inicialmente examinados com os testes de curtose e assimetria para verificar se apresentavam distribuição normal. Baseado nos resultados, os dados foram logaritimizadas a fim de normalizar e homogeneizar as variâncias e atender as premissas estatísticas. A transparência da água, a temperatura, o oxigênio dissolvido, a salinidade, o pH, a clorofila *a*, a densidade total do fitoplâncton e o material em suspensão foram transformados para $\log(x)$, enquanto os valores de nitrogênio amoniacal, nitrito, nitrato, nitrogênio total dissolvido, ortofosfato dissolvido e silício reativo foram transformados para $\log(x + 1)$.

A análise de variância univariada (ANOVA) foi aplicada para determinar as diferenças estatísticas entre três ou mais tratamentos. O teste *a posteriori* de Scheffé foi utilizado para examinar as diferenças estatísticas individuais entre tratamentos, quando observadas diferenças estatísticas ao nível de significância de $\alpha = 0,05$. O teste *t* foi aplicado para testar a igualdade entre duas variáveis.

Os valores médios dos parâmetros abióticos e bióticos foram apresentados por semana de amostragem. Quando o grau de liberdade (*gl*) por semana de amostragem foi inferior a 2, os dados foram agrupados por períodos de cultivo 1, 2, 3 e 4, que compreenderam as semanas de amostragem de 1-3, 4-6, 7-9 e 10-13, respectivamente. Para análise de correlação entre as variáveis, empregou-se o coeficiente de correlação de Pearson.

4. RESULTADOS

4.1 Desempenho Zootécnico, Aporte de Insumos e Qualidade do Solo

O camarão *L. vannamei* foi despedido após 85 dias de engorda no viveiro experimental. Os animais cresceram a uma taxa média de 0,97 g/semana, alcançado 11,18 g de peso médio, um fator de conversão alimentar (FCA) de 1,85 e uma sobrevivência de 52,9%. Isto gerou uma produção de 8.272 kg de camarão, equivalente a 2.507 kg/ha.

Com exceção do silicato (Si), os aportes acumulativos de nitrogênio (N) e fósforo (P) no viveiro de cultivo através dos fertilizantes químicos e ração balanceada aumentaram de forma progressiva na medida em que os animais alcançaram peso médio mais elevado (Figura 4). A ração ofertada para o crescimento do camarão *L. vannamei* participou com 92,1% e 95,8% dos aportes externos de N e P, respectivamente. Por outro lado, o aporte de 185,7 kg de Si durante o ciclo de produção foi exclusivamente oriundo de fertilizantes químicos.

As concentrações de matéria orgânica e pH do solo do platô (P) e do ponto de descarga (D) do viveiro apresentaram diferenças estatísticas significativas ao longo do ciclo de engorda ($P < 0,05$; teste *t*). Contudo, estes parâmetros não apresentaram tendências uniformes de aumento ou decréscimo nos seus valores ao longo do período observado.

Os valores de matéria orgânica (MO) apresentaram diferença estatística significativa ($P < 0,05$; teste *t*) entre as estações de amostragem platô (P) e descarga (D). A concentração de MO no solo foi mais elevada na estação D ($31,99 \pm 13,66$ g/kg) quando comparado à estação P ($4,10 \pm 1,56$ g/kg). Contudo, o pH do solo das duas estações não apresentou diferença estatística significativa ($P > 0,05$; teste *t*). Durante o cultivo, o pH do solo do viveiro alcançou uma média de $7,86 \pm 0,40$ para estação P e $7,82 \pm 0,65$ para estação D. Ao longo do ciclo produtivo, o pH e a MO do solo do viveiro apresentaram oscilações significativas ($P < 0,05$; teste *t*). Porém, apenas a MO da estação D exibiu uma tendência de aumento progressivo com o tempo de cultivo.

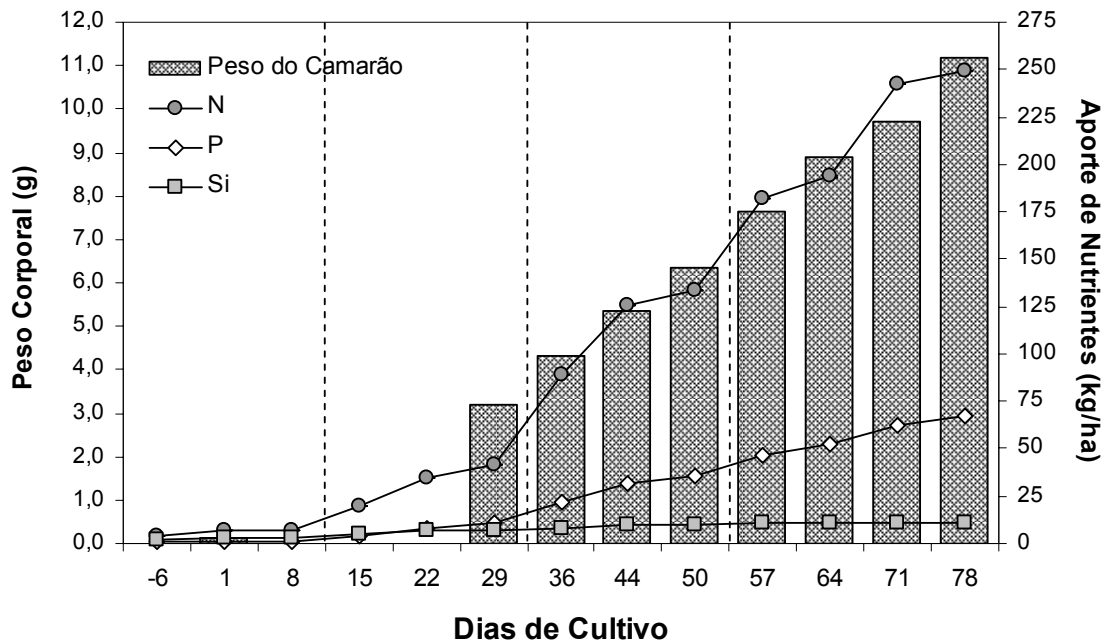


Figura 4. Estimativas dos aportes (kg/ha) cumulativos de nitrogênio (N), fósforo (P) e silicato (Si) através de fertilizantes químicos e ração para engorda de camarão. Colunas indicam o ganho de peso (g) do camarão *Litopenaeus vannamei* ao longo do ciclo de engorda. Linhas verticais indicam o período de cultivo em dias. O dia -6 refere-se a seis dias antes do povoamento dos camarões.

4.2 Aspectos Meteorológicos

A temperatura diária do ar durante o período de estudo variou entre 20,2 a 33,6°C ($26,5 \pm 2,6^\circ\text{C}$). O padrão estabelecido foi de pequenas oscilações ao longo do ciclo produtivo, com valores mínimos observados no 29º, 50º e 64º dias de cultivo e temperaturas mais elevadas no final do cultivo (Figura 5).

A umidade relativa do ar apresentou uma variação de 31 a 95% ($75,31 \pm 14,27\%$; Figura 5). As condições de umidade foram altas no primeiro mês de cultivo, com níveis médios superiores a 80%, coincidindo com o período de índices mais elevados de precipitação pluviométrica. Com a redução do índice pluviométrico a partir do 36º dia de cultivo, foi detectada uma queda nos valores de umidade relativa do ar com níveis médios em torno de 70%. No entanto, os valores mínimos para o 3º período (entre 36º-50º dias de cultivo) apresentaram-se bem abaixo daqueles observados até o primeiro mês de cultivo.

Os valores de precipitação pluviométrica, durante o período das amostragens, apresentaram valores com máxima acumulada de 209,8 mm durante a primeira semana de cultivo (Figura 5). No restante do período do cultivo foram registrados os menores valores de precipitação, com máxima de 5,2 mm no 50º dia de cultivo, sendo que nas últimas três semanas antecipando a despesca dos camarões não houve registro de chuvas para a região estudada.

A radiação solar incidente total variou de $107,15 \times 10^3$ a $155,52 \times 10^3$ KJ/m² (Figura 5). A velocidade dos ventos variou ao longo do cultivo (Figura 5), com ventos mais fracos (inferiores a 3,0 m/s) nos dois primeiros períodos de cultivo e um aumento progressivo na intensidade a partir da 44º dia de cultivo. A velocidade dos ventos variou de 0,32 m/s, no final da tarde do 19º dia de cultivo a 8,5 m/s ($3,17 \pm 1,51$ m/s), observado no mesmo horário na última semana.

Foram registrados ventos nas direções NO, NE, SO e SE, sendo o vento sudeste predominante durante o período de cultivo, ocorrendo em 71% de todo ciclo produtivo. Secundariamente ocorreram os ventos nordeste (20%) e sudoeste (8%).

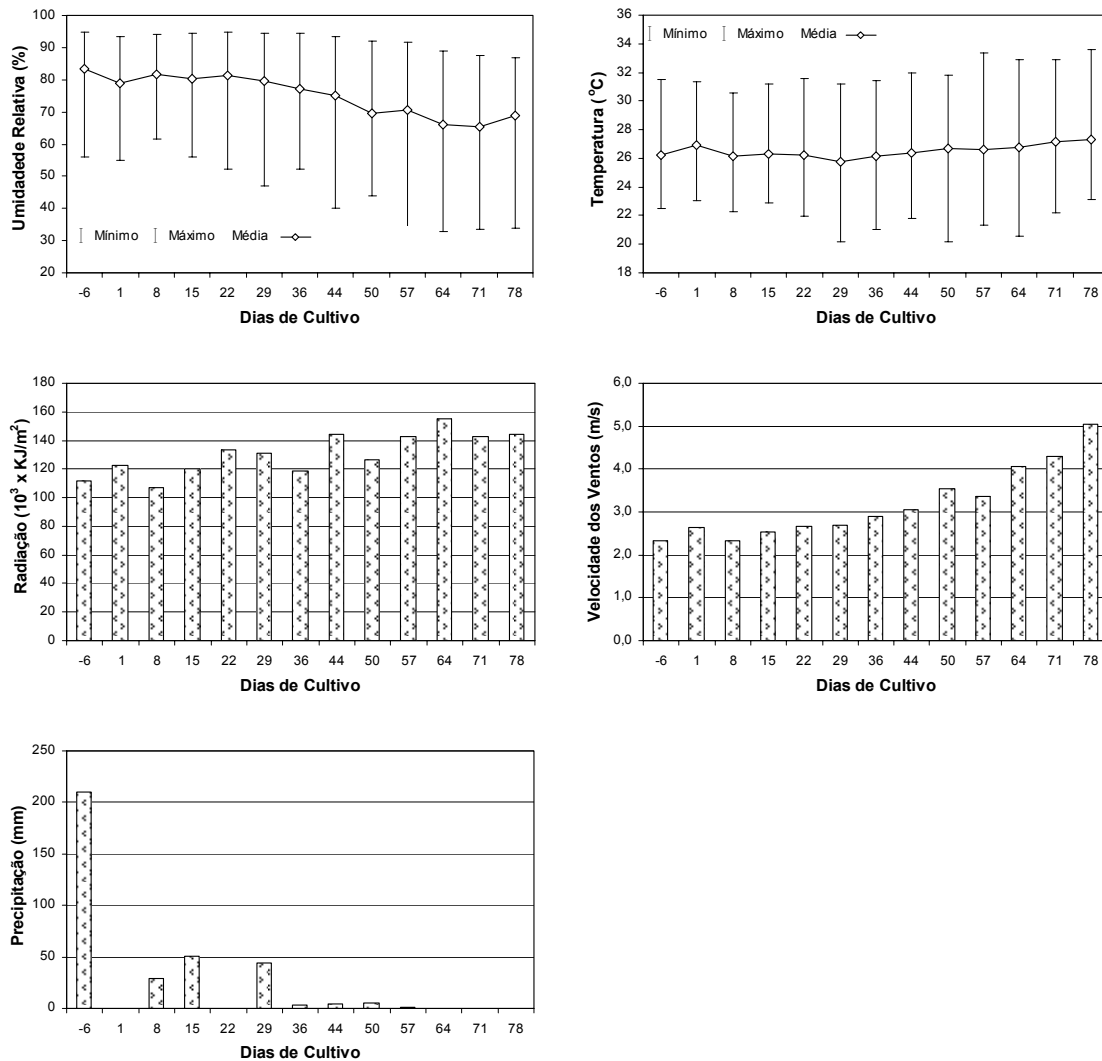


Figura 5. Variações na temperatura do ar ($^{\circ}\text{C}$) e umidade relativa do ar (%), precipitação pluviométrica acumulada (mm), radiação solar incidente acumulada e velocidade dos ventos (m/s) durante o período de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei*. Os parâmetros de temperatura e umidade relativa do ar e da velocidade dos ventos referem-se à média semanal do período anterior a cada dia de amostragem, enquanto a precipitação e a insolação indicam a soma dos valores semanais acumulados anterior ao dia de amostragem.

4.3 Fatores Físicos e Químicos

4.3.1 Material em Suspensão e Transparência da Água

A concentração de material em suspensão (Tabela 3) na água exibiu diferença estatística significativa entre as estações de amostragem ($P < 0,05$; ANOVA). Ao longo de praticamente todo período de cultivo, as estações E e C, localizadas no estuário e canal, apresentaram valores estatisticamente semelhantes entre si para o material em suspensão ($P > 0,05$; teste *a posteriori* de Scheffé). Igualmente, o material em suspensão para as estações P e D (platô e descarga) não apresentaram diferenças estatísticas significativas entre si ao longo do cultivo ($P > 0,05$; teste de Scheffé). Apesar de todas as estações de amostragem exibirem diferenças estatísticas significativas ao longo do cultivo ($P > 0,05$; teste de Scheffé), apenas P e D apresentaram um padrão de aumento progressivo com o cultivo.

A transparência da água, estimada a partir da penetração do disco de Secchi, apresentou uma amplitude de variação entre 29 e 165 cm nas estações de amostragem estudadas (Figura 6). As estações E e C, localizadas no estuário e no canal de abastecimento, respectivamente, apresentaram diferença estatisticamente significativa quando comparadas às estações P e D, situadas no viveiro experimental ($P < 0,05$; teste de Scheffé). As diferenças na transparência da água entre as estações de amostragem concentraram-se no 1º período de cultivo (entre o -6º e o 8º dia de cultivo). Ao longo do ciclo de produção, não houve diferença estatística significativa na transparência da água ($P > 0,05$; ANOVA), exceto para as estações P e D, as quais exibiram níveis de transparência mais elevados no 1º período de cultivo comparado aos demais.

As leituras da transparência da água nas estações de amostragem estudadas apresentaram uma correlação negativa, mas significativa com o material em suspensão ($r = -0,870$; $n = 52$; $P < 0,01$) e com a clorofila *a* ($r = -0,747$; $n = 52$; $P < 0,01$).

Tabela 3. Variações no material em suspensão (mg/l) nas estações de amostragem durante o ciclo de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* e ANOVA. Valores nas linhas com letras iguais no sobrescrito indicam diferença estatística significativa entre as estações de amostragem ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo o teste *a posteriori* de Scheffé.

Dias de Cultivo	Estações de Amostragem				P
	Estuário	Canal	Platô	Descarga	
-6	24,79 ± 1,44 ^a	32,29 ± 3,82 ^a	8,70 ± 3,39 ^b	10,62 ± 6,61 ^b	0,019
1	31,04 ± 4,06 ^a	12,92 ± 1,26 ^{ab}	5,58 ± 2,88 ^b	5,27 ± 1,61 ^b	< 0,0001
8	11,08 ± 3,17	18,80 ± 3,91	11,30 ± 0,72	10,85 ± 4,80	0,111
15	8,69 ± 1,43 ^a	10,97 ± 0,84 ^{ab}	14,46 ± 1,53 ^b	14,79 ± 1,15 ^b	0,001
22	12,50 ± 3,83 ^a	13,83 ± 2,14 ^a	45,40 ± 3,49 ^b	50,73 ± 1,01 ^b	< 0,0001
29	6,57 ± 0,58 ^a	8,70 ± 0,68 ^a	39,58 ± 10,54 ^b	36,58 ± 5,20 ^b	< 0,0001
36	15,71 ± 5,35 ^{ac}	12,10 ± 2,75 ^a	39,75 ± 4,27 ^{bd}	28,42 ± 3,55 ^{cd}	0,001
44	10,08 ± 2,49 ^a	14,30 ± 2,15 ^a	66,25 ± 4,44 ^b	52,25 ± 5,07 ^b	< 0,0001
50	11,23 ± 2,39 ^a	9,03 ± 0,30 ^a	66,55 ± 13,50 ^b	57,17 ± 3,78 ^b	< 0,0001
57	12,44 ± 1,54 ^a	11,44 ± 1,20 ^a	65,44 ± 8,33 ^b	52,33 ± 15,93 ^b	< 0,0001
64	17,00 ± 1,27 ^a	10,86 ± 1,51 ^a	89,83 ± 16,20 ^b	75,21 ± 20,24 ^b	< 0,0001
71	12,74 ± 2,64 ^a	9,12 ± 3,43 ^a	71,04 ± 9,38 ^b	84,79 ± 15,88 ^b	< 0,0001
78	14,50 ± 2,72 ^a	8,69 ± 0,44 ^b	98,96 ± 11,55 ^c	94,38 ± 17,50 ^c	< 0,0001
P	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	

4.3.2 *Temperatura da Água*

A temperatura da água, nas diferentes estações de amostragem, apresentou o mesmo padrão de distribuição (Figura 6). O valor médio variou entre 28,1°C (estação E) e 29,0°C (na estação P). Temperaturas máximas (30,2°C) foram encontradas na estação P e temperaturas mínimas (26,5°C) obtidas na estação E.

Não foi observada diferença estatística entre os períodos de cultivo ($P > 0,05$; ANOVA). A temperatura da água no viveiro experimental, no 2º período de cultivo, foi estatisticamente superior quando comparado com a temperatura das estações E e C ($P < 0,05$; teste de Scheffé), localizadas no estuário e no canal de abastecimento, respectivamente.

4.3.3 *Profundidade*

A profundidade das estações de amostragem apresentou uma amplitude de variação de 38 cm (estação C) a 220 cm (na estação D; Figura 6). Com relação aos períodos de amostragem durante o ciclo de cultivo, não houve diferença estatística significativa ($P > 0,05$; ANOVA). No entanto, observou-se que a estação D apresentou valores significativamente mais altos quando comparada às demais estações de amostragem ($P < 0,05$; teste de Scheffé), em decorrência da configuração do viveiro de cultivo.

4.3.4 *pH*

Os valores de pH da água oscilaram entre 6,7 (estação E) e 9,1 (estações P e D; Figura 6). Nas estações P e D, localizadas no viveiro experimental, foram encontrados os valores médios de pH mais elevados (8,45 e 8,47, respectivamente) que os registrados para as demais estações. O pH do viveiro experimental (estações P e D), no 1º e 4º períodos de cultivo, foi significativamente mais alto ($P < 0,05$; teste de Scheffé), diferenciando das estações E e C. Com relação aos períodos de amostragem, destacam-se as estações P e D. Estas estações apresentaram diferenças estatísticas ao longo de todo ciclo de cultivo ($P < 0,05$; teste de Scheffé). Nestas estações, o pH apresentou uma tendência de queda ao longo do ciclo de produção, aumentando no último período de cultivo.

4.3.5 Salinidade

Os valores de salinidade oscilaram entre 10‰ (estação E) e 35‰ (estações C, P e D), contudo não foi detectada diferença estatística significativa entre as estações de amostragem ($P > 0,05$; ANOVA; Figura 6). Por outro lado, a salinidade apresentou diferença estatisticamente significativa entre os períodos de cultivo ($P < 0,05$; ANOVA) para todas as estações estudadas. Através do teste *a posteriori* de Scheffé, é destacada a estação E, como a que apresentou salinidade mais baixa no 1º período ($P < 0,05$). Em todas as estações, a salinidade sofreu um aumento progressivo ao longo do cultivo.

4.3.6 Oxigênio Dissolvido (OD)

O valor médio da concentração de oxigênio dissolvido (OD) apresentou uma variação de 5,76 mg/l (estação E) a 7,45 mg/l (estação D; Figura 6). Valores máximos (10,8 mg/l) foram obtidos na estação D e mínimos (4,46 mg/l) encontrados na estação E. O OD manteve-se constante para todo ciclo de cultivo, não exibindo diferenças estatisticamente significativas ($P > 0,05$; ANOVA). Em relação às estações de amostragem, observou-se que durante o 1º período de cultivo ocorreram valores significativamente mais altos ($P < 0,05$; teste de Scheffé) para estação P quando comparada à estação E. Nos demais períodos de cultivo, as estações de amostragem não exibiram diferença estatisticamente significativa ($P < 0,05$; ANOVA). Os percentuais de saturação de oxigênio variaram de 24,9 % (em todas as estações, no -6º dia) e 164,7 % (estação P, no 22º dia) (Anexo I).

4.4 Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos

4.4.1 Silício Reativo Dissolvido (Si)

As concentrações de silicato, na estação E, oscilaram entre 0,53 mg/l (no 29º dia de cultivo; 2º período) e 9,25 mg/l (no 1º dia; 1º período); na estação C, entre 0,35 mg/l (no 15º dia; 2º período) e 1,33 mg/l (1º dia; 1º período); na estação P, entre 0,16 mg/l (no 8º dia; 1º período) e 1,11 mg/l (no 78º dia; 4º período), e; na estação D, entre 0,11 mg/l (no 8º dia; 1º período) e 1,12 mg/l (no 78º dia; 4º período; Figura 7).

As diferenças na concentração do silício reativo entre as estações de amostragem concentraram-se no 1º período de cultivo (entre o -6º e o 8º dia de cultivo), com valores

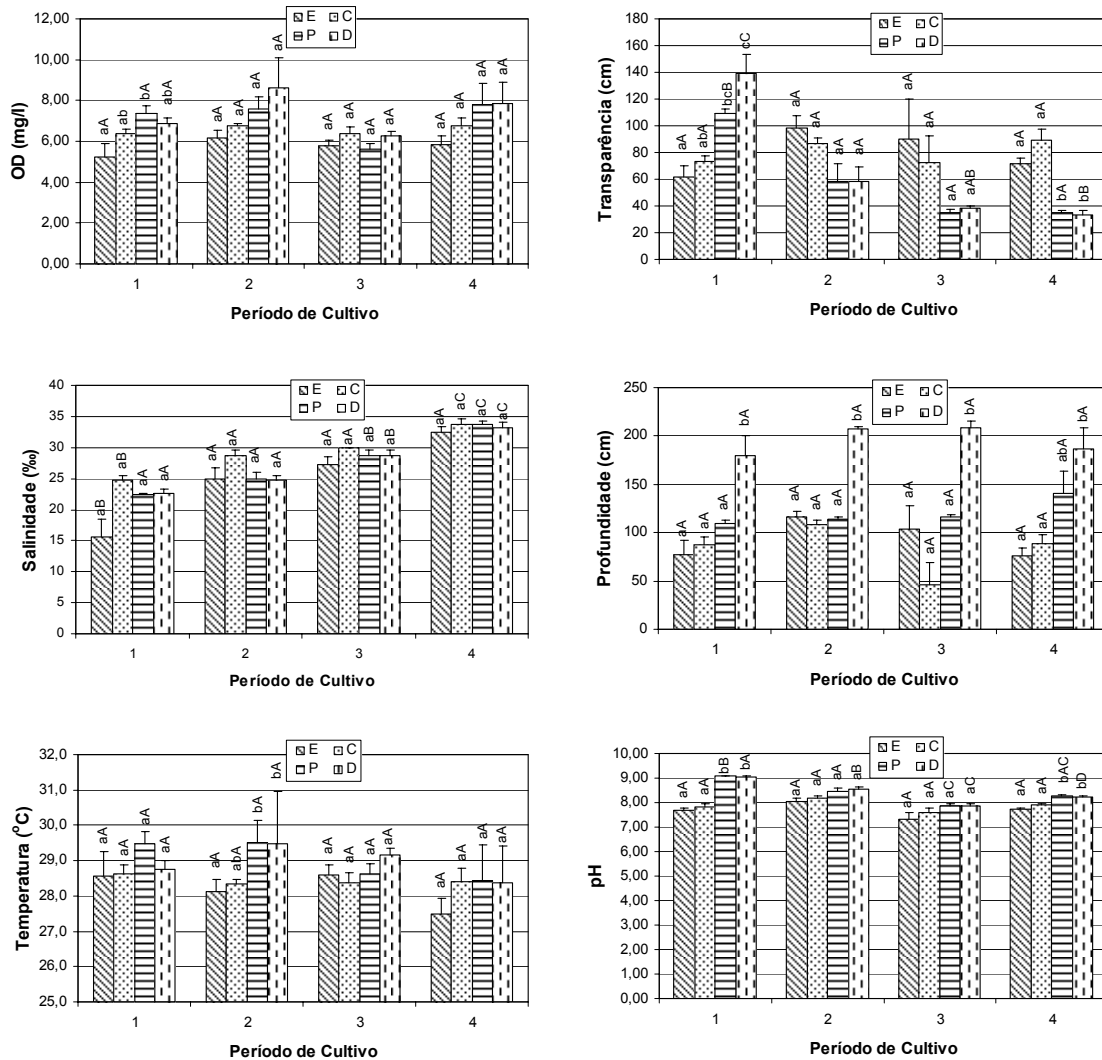


Figura 6. Variação nas concentrações (média \pm DP) de oxigênio dissolvido (OD, mg/l), transparência (cm), salinidade (‰), profundidade (cm), temperatura da água ($^{\circ}$ C) e pH da água em quatro períodos de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* e em quatro estações de amostragem. As estações de amostragem referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ entre estações de amostragem e períodos de cultivo, respectivamente.

estatisticamente mais elevados para a estação E ($P < 0,05$; teste de Scheffé), localizada no ponto de captação de água no estuário. Ao longo do ciclo de produção, não houve diferença estatística significativa nas concentrações de silício ($P > 0,05$; ANOVA) exceto para a estação D, onde observou-se um aumento estatisticamente significativo entre o 1º e 2º períodos ($P < 0,05$; teste de Scheffé), mantendo-se constante até o término do ciclo produtivo.

4.4.2 Fosfato Dissolvido (P- PO_4^{3-})

As concentrações de fosfato (ortofosfato) oscilaram entre o valor mínimo de 0,01 mg/l (estação C, no 15º dia; 2º período) e o valor máximo de 0,24 mg/l (estação P, no 15º dia; Figura 7). Com relação aos períodos de amostragem, destacaram-se as estações P e D, localizadas no viveiro experimental. Nestas estações os teores médios de fosfato elevaram-se de forma significativa do 1º ao 2º período de cultivo ($P < 0,05$; teste de Scheffé), não exibindo diferenças estatísticas no restante do ciclo produtivo ($P > 0,05$; teste de Scheffé). Nas estações P e D foram registradas médias de 0,16 mg/l e 0,14 mg/l de P- PO_4^{3-} , respectivamente. Já entre as estações de amostragem, com exceção para o 1º período de cultivo, observou-se a formação de dois grupos estatisticamente distintos ($P < 0,05$; teste de Scheffé), com as estações E-C e P-D semelhantes entre si.

4.4.3 Nitrato Dissolvido (N- NO_3^-)

As concentrações de nitrato dissolvido apresentaram uma variação entre 0,01 mg/l e 0,18 mg/l (estação P, no 1º dia de cultivo; Figura 7), sendo o valor mínimo registrado para todas as estações de amostragem. Para a estação P, localizada no viveiro experimental, os valores mais elevados de concentração de nitrato foram registrados no 1º período de cultivo. Apesar de ocorrerem diferenças estatisticamente significativas ao longo do ciclo de produção para todas as estações de amostragem ($P < 0,05$; teste de Scheffé), não ficou estabelecido nenhum padrão definido de variação. Não houve diferença estatisticamente significativa entre as estações de amostragem ($P > 0,05$; ANOVA) em nenhum dos períodos de cultivo estudados.

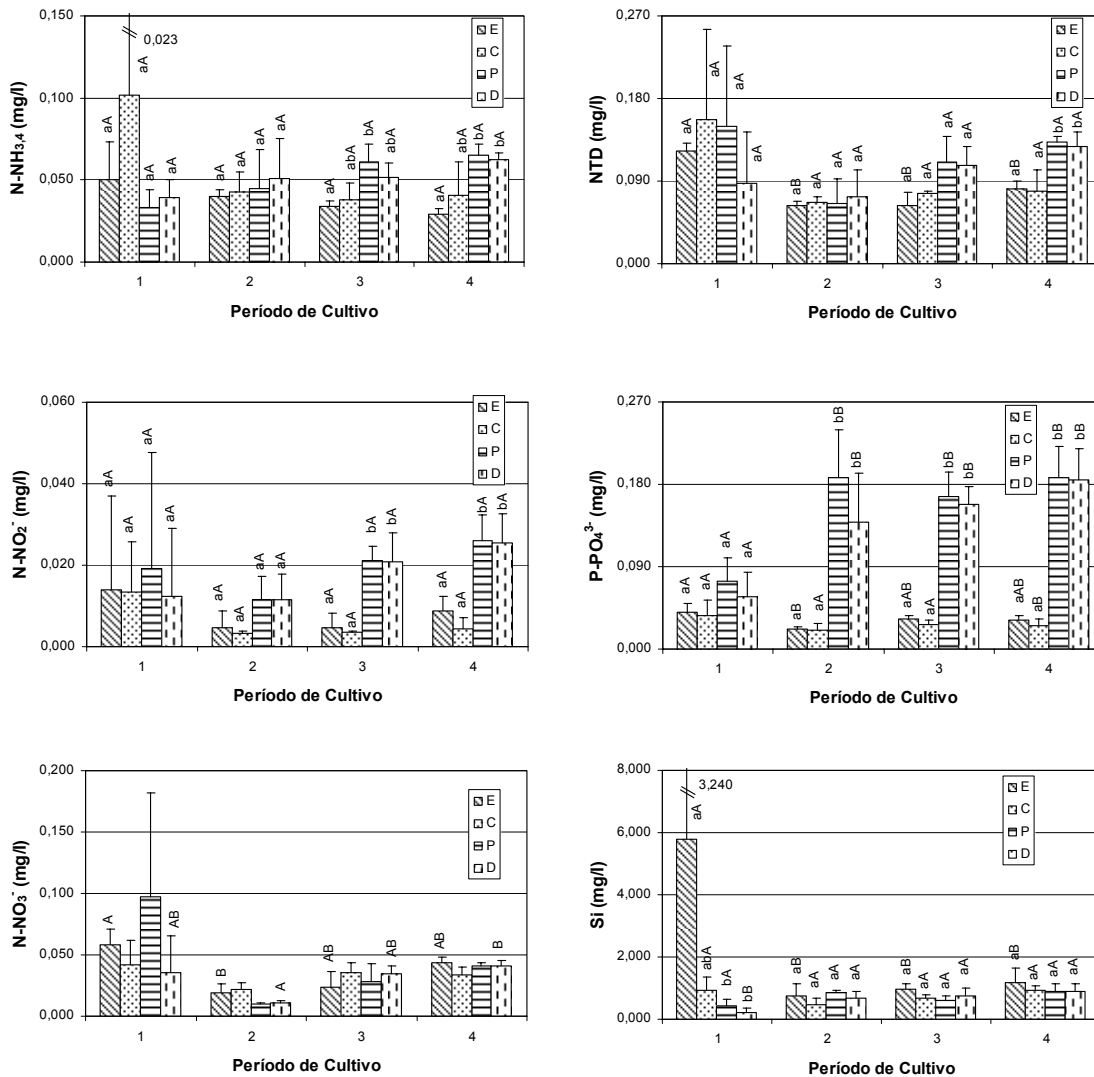


Figura 7. Variação nas concentrações (mg/l; média \pm DP) de nitrogênio amoniacal (N-NH_{3,4}), nitrito (N-NO₂⁻), nitrato (N-NO₃⁻), nitrogênio inorgânico total dissolvido (NTD), ortofosfato dissolvido (P-PO₄³⁻) e silício reativo (Si) da água em quatro períodos de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* e em quatro estações de coleta. As estações de coleta referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô; e; D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo teste *a posteriori* de Scheffé entre estações de coleta e períodos de cultivo, respectivamente.

4.4.4 Nitrito Dissolvido (N-NO₂⁻)

As concentrações de nitrito dissolvido oscilaram entre o valor mínimo de 0,002 mg/l (nas estações C, P e D) e o valor máximo de 0,05 mg/l (na estação P; Figura 7). Não houve diferença estatisticamente significativa ($P > 0,05$; ANOVA) entre os períodos de cultivo nas estações amostradas. Comparativamente, a partir do 3º período de cultivo, as estações do viveiro (P e D) passaram a apresentar concentrações de N-NO₂⁻ estatisticamente mais elevadas em relação às estações E e C ($P < 0,05$; teste de Scheffé).

4.4.5 Nitrogênio Amoniacal Dissolvido (N-NH_{3,4})

Os valores de nitrogênio amoniacal apresentaram variações entre 0,02 mg/l (valores mínimos registrados em todas as estações de amostragem) e 0,21 mg/l (na estação C; Figura 7). Não foi observada diferença estatística significativa ($P > 0,05$; ANOVA) entre os períodos de amostragem. No 3º período, a estação E passou a exibir concentrações de N-NH_{3,4} estatisticamente inferior comparado a estação P ($P < 0,05$; teste de Scheffé). No 4º período, esta diferença estatística se estendeu à estação D ($P < 0,05$; teste de Scheffé).

4.4.6 Nitrogênio Inorgânico Total Dissolvido (NTD)

As concentrações de nitrogênio inorgânico total dissolvido foram estimadas a partir do somatório de N-NO₃⁻, N-NO₂⁻ e N-NH_{3,4} e apresentaram uma amplitude de variação de 0,04 mg/l (nas estações P e D) e 0,26 mg/l (na estação C; Figura 7). O NTD não apresentou diferença estatística significativa ao longo do cultivo ($P > 0,05$; ANOVA), exceto para estação E. Esta exibiu uma queda estatisticamente significativa nas concentrações de NTD do 1º para o 2º período ($P < 0,05$; teste de Scheffé), mantendo-se estável até o final do ciclo. No final do ciclo produtivo, as estações P e D apresentaram concentrações de NTD estatisticamente mais elevadas em relação às estações E e C ($P < 0,05$; teste de Scheffé).

4.4.7 Razões Atômicas

A razão N:P (Figura 8), estimada a partir do nitrogênio inorgânico total dividido pelo íon ortofosfato, apresentou uma variação entre 0,37 (estação P, no 15º dia de cultivo) e 14,02 (estação C, no 15º dia de cultivo). Ao longo do ciclo produtivo, observou-se que as

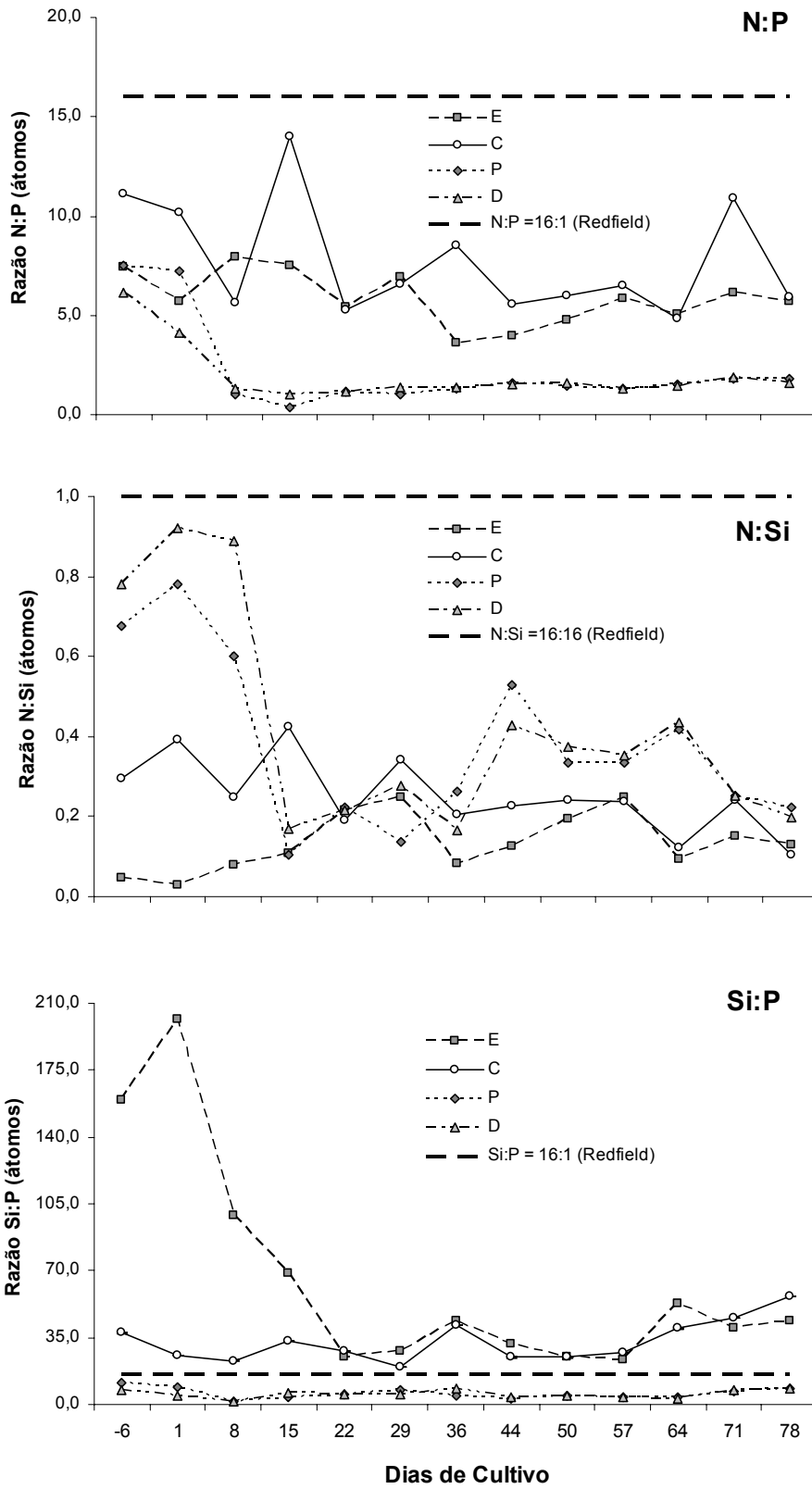


Figura 8. Variação nas relações de N:P, N:Si e Si:P durante o ciclo de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* em quatro estações de coleta. As estações de coleta referem-se a: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e; D, descarga.

razões N:P de todas as estações de amostragem encontraram-se sempre abaixo da estimada por Redfield. No viveiro experimental, a razão N:P apresentou uma queda brusca logo no início do cultivo (8º dia), mantendo-se no patamar entre 0,4 e 1,9 durante o restante do ciclo. A razão N:P das estações E e C sempre exibiram valores superiores e mais próximos da razão de Redfield (16:1) comparado com as estações do viveiro experimental (P e D).

A razão N:Si (Figura 8) foi estimada a partir do nitrogênio inorgânico total dividido pelo íon silício e apresentou uma variação de 0,03 (estação E, no 1º dia de cultivo) a 0,92 (estação D, no 1º dia de cultivo). Ao longo do período de cultivo, observou-se que as razões N:Si de todas as estações de amostragem encontraram-se sempre abaixo da razão estimada por Redfield (16:16). No caso da razão N:Si, as estações P e D exibiram padrões semelhantes de variação ao longo do ciclo produtivo, alcançando os valores mais próximos desta razão, do -6º ao 8º dia de cultivo. Nas fases avançadas do cultivo, foram detectados dois picos na razão N:Si para ambas as estações do viveiro experimental, nos dias 44º e 64º. No entanto, com valores inferiores aos determinados no período inicial do cultivo.

A razão Si:P (Figura 8), estimada a partir do íon silício dividido pelo íon ortofosfato, oscilou entre 1,44 (estação D, no 8º dia de cultivo) e 201,76 (estação E, no 1º dia de cultivo). Na estação E, localizada no ponto de captação de água no estuário, foram obtidas as razões de Si:P mais elevadas, em particular nas fases iniciais do cultivo (-6º ao 15º dia de cultivo). A partir deste período, observou-se uma diminuição dos valores de Si:P até o 22º dia de cultivo, com pequenas oscilações até o término do ciclo produtivo.

Para as estações localizadas no estuário e no canal de abastecimento (E e C), respectivamente, as razões Si:P encontraram-se em níveis sempre acima da razão estimada por Redfield (16:1). Por outro lado, observou-se que as razões de Si:P para as estações localizadas no viveiro experimental (P e D) encontraram-se abaixo da razão estimada por Redfield durante todo o período de cultivo.

4.5 Variáveis Bióticas

4.5.1 Clorofila *a* (cla *a*) e Densidade de Fitoplâncton

A biomassa fitoplanctônica (Figura 9), estimada a partir da concentração de clorofila *a*, apresentou uma variação entre 1,63 µg/l (na estação C) a 184,83 µg/l (na estação D). Durante o ciclo de cultivo, a estação de amostragem localizada no estuário (estação E) apresentou um aumento progressivo nas concentrações de cla *a* até atingir um pico no 36º dia de cultivo. Esta estação de amostragem exibiu uma queda estatisticamente significativa nas concentrações de cla *a* a partir do 36º dia ($P < 0,05$; teste de Scheffé). Já a estação C, localizada no canal de abastecimento da fazenda, apresentou um padrão instável de variação ao longo do ciclo, porém com um padrão semelhante ao exibido pela estação E. Ainda nesta estação, observou-se um pico de cla *a* logo no início do cultivo (1º dia), seguido de uma queda ($P < 0,05$; teste de Scheffé).

As estações P e D, localizadas no viveiro experimental, apresentaram uma dinâmica semelhante entre si, porém diferente das estações E e C, exibindo um aumento progressivo ao longo do período de cultivo. Em ambas as estações, os valores mais elevados de cla *a* foram detectados no 4º período (do 57º ao 78º dia de cultivo), exibindo uma diferença estatisticamente significativa quando comparado aos períodos iniciais do ciclo ($P < 0,05$; teste de Scheffé). No entanto, na estação D foi observado um pico na concentração de cla *a* no 22º dia de cultivo, o qual não se apresentou de forma tão expressiva na estação P.

A densidade total do fitoplâncton (Figura 9) apresentou variações estatisticamente significativas ao longo do ciclo produtivo para todas as estações de amostragem investigadas ($P < 0,05$; teste *t*). As contagens variaram entre $86,10 \times 10^3$ org./l (na estação E) e $8.497,60 \times 10^5$ org./l (na estação D). Durante o ciclo de cultivo, a estação localizada no estuário (estação E) exibiu um pico na densidade de organismos no 22º dia, apresentando uma queda significativa logo em seguida.

As contagens de fitoplâncton realizadas na estação C exibiram dois picos no 22º e 64º dias. A densidade de organismos encontrada nesta estação apresentou diferença estatística significativa ao longo do ciclo de cultivo ($P < 0,05$; teste *t*). Contudo, a densidade fitoplanctônica não apresentou tendência uniforme de aumento ou decréscimo nos seus valores ao longo do período investigado.

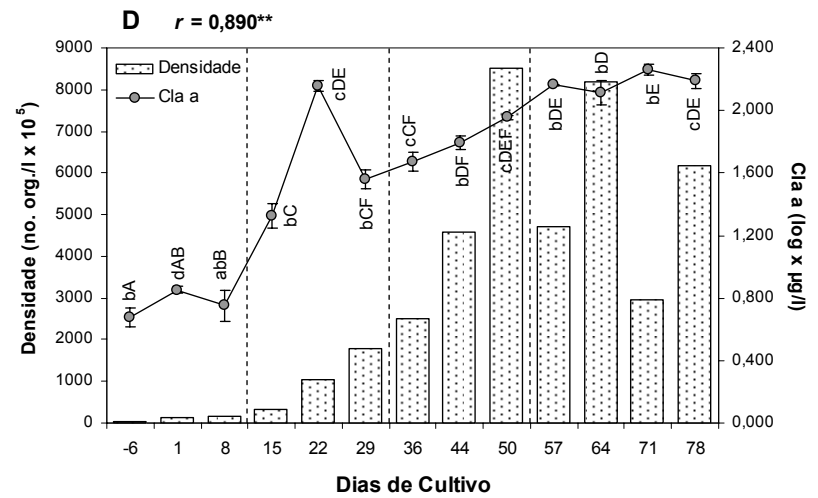
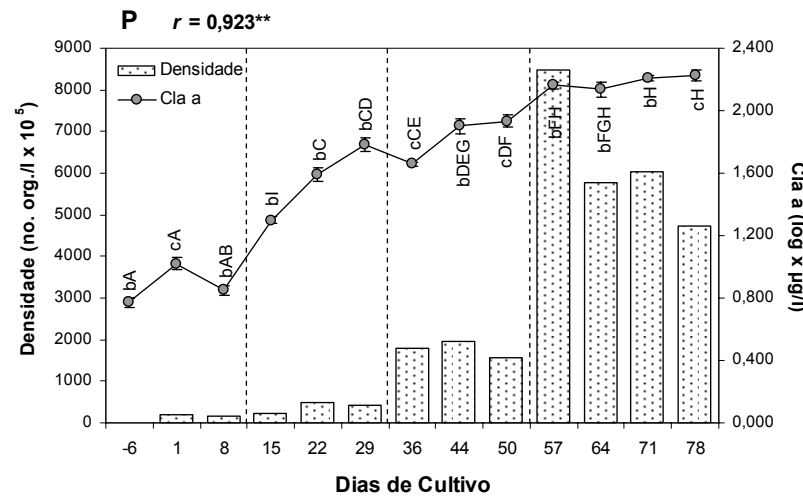
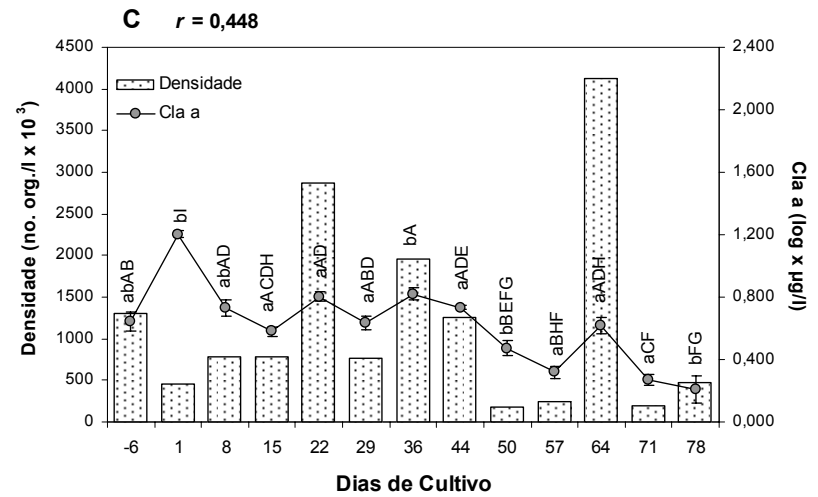
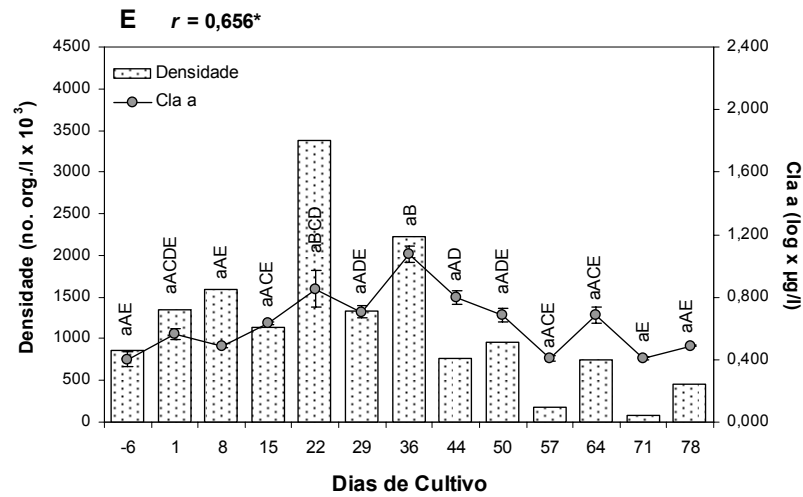


Figura 9. Variação semanal na concentração (média \pm EP) de clorofila *a* (Cla *a*, log x $\mu\text{g/l}$) em relação à densidade total de fitoplâncton ($\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^5$ e $\text{n}^\circ. \text{org./l} \times 10^3$) em quatro estações de amostragem: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga. Letras minúsculas e maiúsculas em comum representam diferença estatística não significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ entre estações de coleta e dias de cultivo, respectivamente. As interações significativas ao nível de $\alpha = 0,001$ entre clorofila *a* e a densidade total de fitoplâncton segundo o coeficiente de Pearson (*r*) são indicadas por **

As estações P e D, localizadas no viveiro experimental, apresentaram um padrão de comportamento semelhante entre si na densidade fitoplanctônica, exibindo um aumento progressivo ao longo do período de cultivo. Na estação P, durante o 4º período de cultivo, foi detectado um pico na densidade de organismos no 57º dia. Por outro lado, na estação D foram observados dois picos. Nesta estação de amostragem, observou-se o que o primeiro pico ocorreu no 50º dia, no final do 3º período de cultivo e o segundo no 64º dia, na metade do 4º período.

Com exceção da estação C, a densidade total do fitoplâncton nas estações de amostragem estudadas exibiu uma correlação linear estatisticamente significativa com a clorofila *a* ($P < 0,05$; coeficiente de Pearson). Porém, estas estações exibiram graus de significância e correlação distintos. Uma maior correlação entre a clorofila *a* e a densidade de fitoplâncton foi identificada nas estações do viveiro experimental (P e D; Figura 8) quando comparada ao estuário (E).

4.5.2 Abundância Relativa e Densidade das Classes de Fitoplâncton

A comunidade fitoplanctônica das estações E e C diferenciaram-se das estações P e D, localizadas no viveiro experimental, por apresentar maior variação em sua composição e abundância relativa (Figura 10). As densidades de organismos e a composição dos grupos fitoplanctônicos sofreram alterações ao longo do período de cultivo em todas as estações estudadas.

Nas estações E e C, no período inicial do ciclo produtivo (do -6º ao 8º dia), foram encontrados valores inferiores de abundância relativa para Bacillariophyceae, quando comparados aos encontrados no viveiro experimental. Nestas estações (E e C), em apenas uma ocasião (1º dia de cultivo, na estação E; -6º, na estação C) durante este período, as diatomáceas tiveram menor abundância comparada às Cyanophyceae (cianofíceas), estação C. A dominância das cianofíceas foi em decorrência da presença de *Pseudanabaena* cf. *limnetica*, com abundância relativa variando entre a 55,01% e 85,44%, respectivamente. Ainda nestas estações, foram observados organismos pertencentes a outras classes, como Dinophyceae (dinoflagelados), Euglenophyceae (euglenofíceas) e Chlorophyceae (clorofíceas), porém com contribuição em densidades inferiores.

Nas estações localizadas no viveiro experimental (P e D), até o 8º dia de cultivo, houve a predominância de diatomáceas (classe Bacillariophyceae) com aproximadamente 100%. Após o período inicial de cultivo, nas estações P e D, Cyanophyceae foi a classe de maior expressão (acima de 90%). Nestas estações, a classe Euglenophyceae ocorreu simultaneamente com Cyanophyceae, apresentando abundância relativa entre 0,11% e 44,99% durante todo o ciclo de cultivo. Ainda nas estações do viveiro experimental, especificamente no 22º dia de cultivo, observou-se uma floração de um dinoflagelado (Dinophyceae) do gênero *Prorocentrum*. Nas estações P e D, este organismo contribuiu com abundância relativa de 54,27% e 88,61%, respectivamente.

Nas estações E e C, observou-se que com exceção da classe Chlorophyceae, as demais classes citadas anteriormente para estas estações, continuaram presentes durante todo o ciclo de cultivo. No entanto, apresentaram oscilações de abundância relativa ao longo do ciclo produtivo. O dinoflagelado, que dominou no viveiro experimental no 22º dia de cultivo, também esteve presente nas estações E e C, porém com valores de abundância relativa muito inferior às encontradas nas estações P e D, variando entre 0,02% e 0,72%.

Nas estações P e D, localizadas no viveiro experimental, a densidade do fitoplâncton atingiu valores mais elevados. Nestas duas estações, as classes responsáveis pela alta densidade foram Cyanophyceae, Euglenophyceae e Bacillariophyceae (Figura 11). Os maiores valores de densidade foram observados para a classe Cyanophyceae, sendo o valor máximo encontrado na estação D ($8.467,25 \times 10^5$ org./l, no 50º dia de cultivo). Na estação localizada no estuário (estação E), foi observado que as classes responsáveis pelas densidades mais altas foram Euglenophyceae, Cyanophyceae e Bacillariophyceae. Nesta estação, as espécies principais foram: *Euglena* sp. representando as euglenofíceas, com densidade máxima de $1.817,31 \times 10^3$ org./l seguida da classe Cyanophyceae, devido à ocorrência de altas densidades de tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica*. Por último, a classe Bacillariophyceae, com a presença da diatomácea cêntrica *Cyclotella* cf. *striata* (valores máximos de $701,74 \times 10^3$ org./l). Nas estações E e C, tanto as euglenofíceas ($1.193,65 \times 10^3$ org./l) como as cianofíceas ($945,71 \times 10^3$ org./l) apresentaram picos na densidade no 22º e no 36º dias de cultivo.

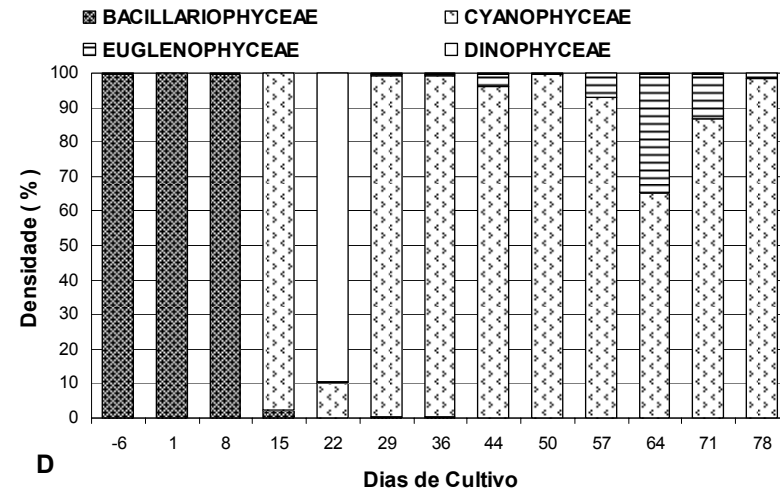
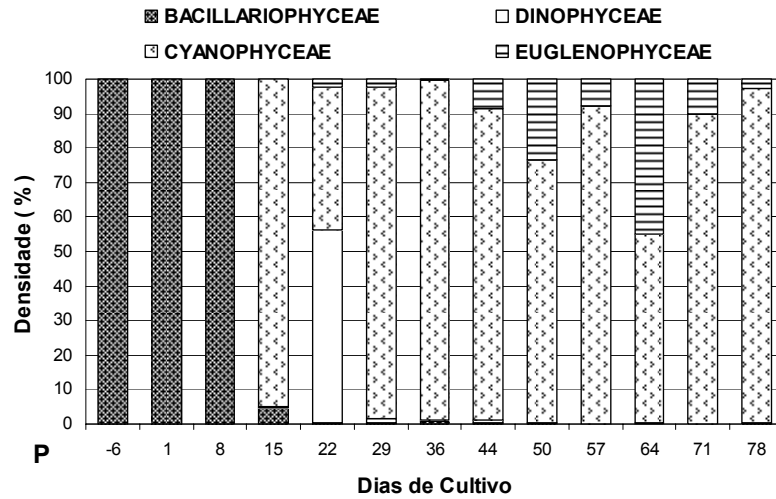
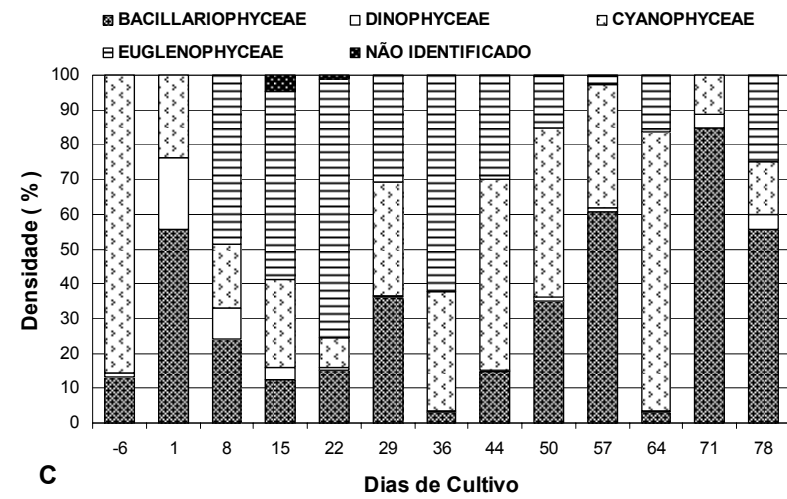
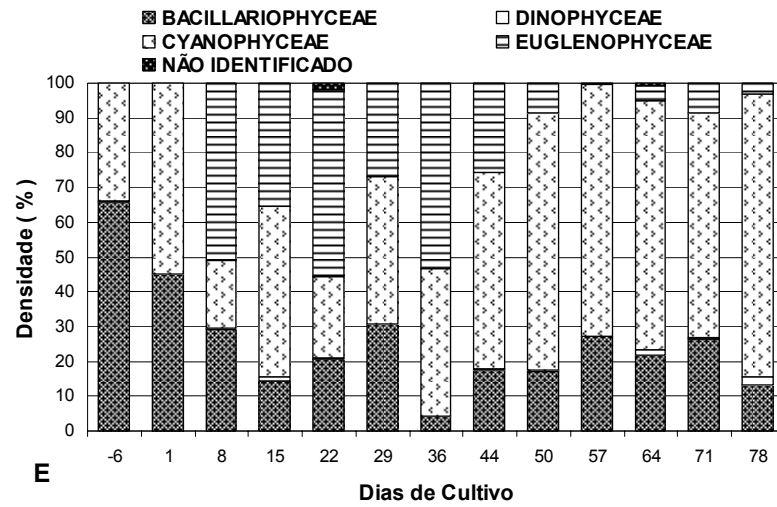


Figura 10. Abundância relativa das principais classes de fitoplâncton (%) identificadas ao longo do cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* em quatro estações de coleta: E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga.

Na estação localizada no canal de abastecimento (estação C) as principais classes foram as mesmas registradas para a estação E. Foi observado que as estações E e C apresentaram um padrão semelhante de comportamento ao longo do cultivo, porém com picos mais elevados de *Pseudanabaena* cf. *limnetica* (3.300×10^3 org./l) no 64º dia de cultivo e de *Euglena* sp. (2.130×10^3 org./l) no 22º dia de cultivo, quando comparado à estação E. A classe Bacillariophyceae foi representada por um maior número de espécies. Além de *Cyclotella* cf. *striata*, foram registradas para esta estação *Cylindrotheca closterium*, *Asterionellopsis glacialis* e *Rhizosolenia setigera*, todas encontradas principalmente no 64º dia de cultivo.

Nas estações localizadas no viveiro experimental (P e D), até o 8º dia de cultivo, houve a predominância de diatomáceas (classe Bacillariophyceae) com densidades variando entre $170,85 \times 10^5$ org./l (na estação D) e $185,36 \times 10^5$ org./l (na estação P), representada por diferentes espécies do gênero *Chaetoceros*.

Na seqüência (do 8º. ao 22º. dia de cultivo) foi observado o surgimento das cianofíceas (Cyanophyceae) e desaparecimento das diatomáceas (Bacillariophyceae). Logo após seu surgimento a classe Cyanophyceae apresentou uma queda no número de organismos de 207×10^5 org./l para 197×10^5 org./l na estação P, o que pode ser observado mais claramente na estação localizada no ponto de descarga de água (estação D), cedendo lugar à classe Dinophyceae que desenvolveu uma floração no 22º. dia.

A classe Dinophyceae (dinoflagelados) apresentou valores expressivos somente no 22º dia de cultivo, em ambas as estações de amostragem (P e D), ocasião na qual foi representada apenas pelo gênero *Prorocentrum* (*Prorocentrum* cf. *minimum*) com valores de densidade variando entre $258,25 \times 10^5$ org./l (na estação P) e $919,18 \times 10^5$ org./l (na estação D).

Após o 22º dia de cultivo, observou-se um aumento progressivo das cianofíceas (*Pseudanabaena* cf. *limnetica*) ao longo do período de cultivo, atingindo as densidades mais elevadas no 57º dia de cultivo ($7.824,01 \times 10^5$ org./l – estação P) e no 50º dia ($8.467,25 \times 10^5$ org./l – estação D). Secundariamente, a classe Euglenophyceae foi a mais representativa, apresentando um aumento significativo do 57º ao 64º dia de cultivo, com valores de $2.601,86 \times 10^5$ org./l e $2.845,65 \times 10^5$ org./l, para as estações P e D, respectivamente.

4.5.3 Aspectos Taxonômicos do Fitoplâncton

A composição da comunidade fitoplanctônica na área estudada, no período de maio a agosto de 2005, apresentou-se constituída por 225 táxons identificados e 12 táxons de organismos não identificados (Anexo II).

Entre todos os organismos identificados, as classes Bacillariophyceae (162), Cyanophyceae (37) e Dinophyceae (17) apresentaram maior número de espécies. O gênero *Navicula* foi que apresentou o maior número de espécies (9 spp.) entre as diatomáceas, o gênero *Pseudanabaena* (6 spp.) entre as cianofíceas e o gênero *Protoperdinium* (3 spp.) entre os dinoflagelados. Apesar de determinados organismos destas classes não terem sido identificados a nível específico, foi possível observar que se tratava de espécies distintas.

As diatomáceas (Bacillariophyceae) apresentaram maior número de espécies nas estações E (estuário) e C (canal de abastecimento) durante o período investigado. Nestas estações observou-se que os organismos mais representativos foram: *Asterionellopsis glacialis*, *Chaetoceros* sp.4, *Cyclotella* cf. *striata*, *Cylindrotheca closterium*, *Melosira* cf. *dubia*, *Diploneis ovalis*, *Rhizosolenia setigera* (Anexo III). Nas estações P e D, localizadas no viveiro experimental, as espécies de diatomáceas dominantes foram: *Chaetoceros* sp.2, *Cylindrotheca closterium*, *Navicula* sp.4, *Nitzschia* sp.4, *Mastogloia minuta*, *Mastogloia* aff., *Plagiotropis* cf. *lepidoptera*, *Pleurosigma* cf. *normanii* e a diatomácea penada identificada como Penate 16.

Entre as cianofíceas (Cyanophyceae), foram identificados tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica*, *Pseudanabaena* cf. *raphidioides* e *Pseudanabaena* aff. (*Pseudanabaenoideae* 5) como os organismos mais representativos encontrados durante o período de cultivo. Os tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica* (Anexo IV) foram observados em todas as estações de amostragem, apresentando índices quantitativos bastante elevados nas estações localizadas no viveiro experimental (estações P e D). As cianofíceas *Pseudanabaena* cf. *raphidioides* e *Pseudanabaena* aff. (*Pseudanabaenoideae* 5) somente foram encontradas nas estações P e D. Em relação aos dinoflagelados (*Dynophyceae*), *Protoperdinium quinquecorne* e *Scropsiella* cf. *trochoidea* (Anexo V) foram os organismos mais frequentemente encontrados nas estações E e C, enquanto que a espécie *Prorocentrum* cf. *minimum* apresentou baixa densidade e frequência.

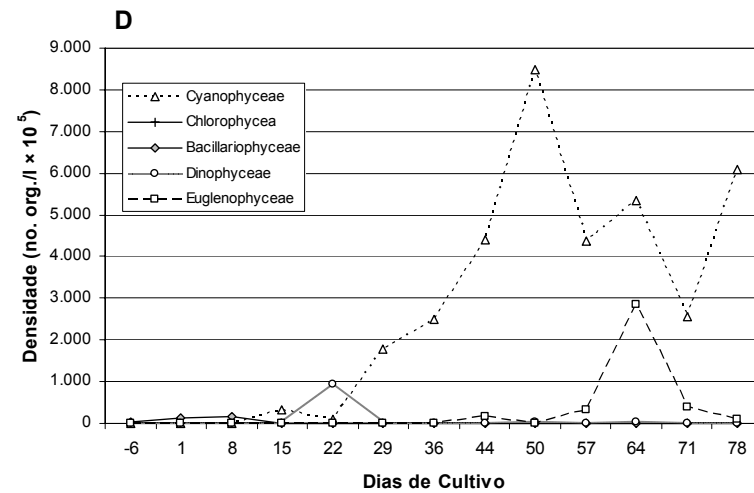
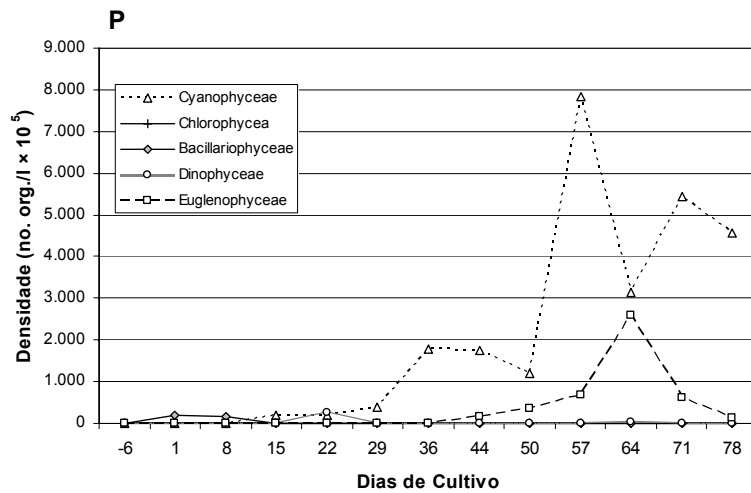
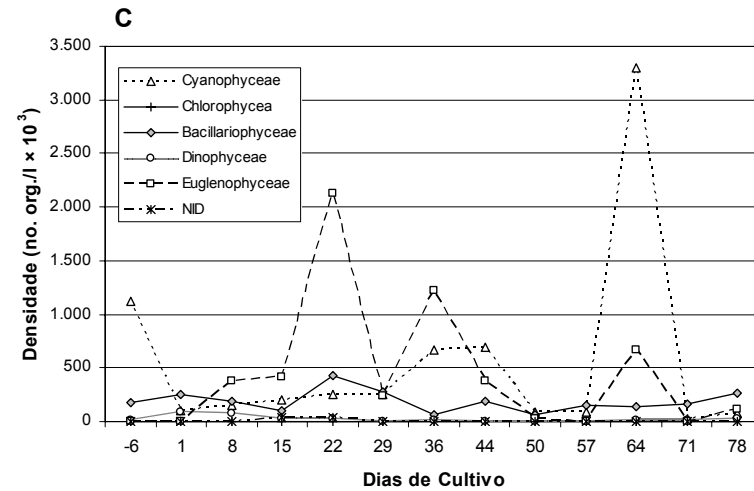
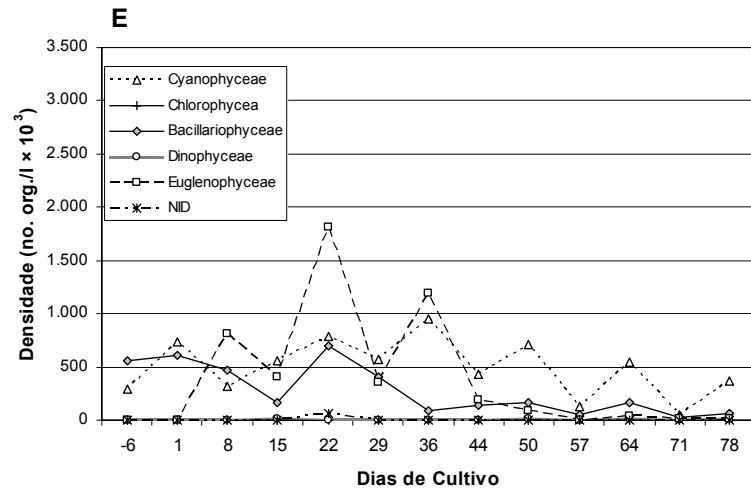


Figura 10. Densidade de organismos fitoplanctônicos ($n^{\circ} \text{ org./l} \times 10^5$ e $n^{\circ} \text{ org./l} \times 10^3$) por classe taxonômica em quatro estações de amostragem (E, estuário; C, canal de abastecimento; P, platô, e D, descarga) durante um ciclo de engorda do camarão *Litopenaeus vannamei*.

Por outro lado, nas estações do viveiro experimental (P e D) além da espécie *Prorocentrum* cf. *minimum*, que encontrou condições favoráveis elevando substancialmente a sua densidade, e a espécie *Scropsiella* cf. *trochoidea* que apareceu com maior frequência, outros dinoflagelados que se destacaram foram: *Gymnodinium* aff., *Gyrodinium* sp., *Plectodinium* aff., *Protoperidinium* sp., *Protoperidinium* cf. *brevipes*, *Scropsiella* aff. e outros dois espécimes não identificados (dinoflagelado não identificado 1 e dinoflagelado não identificado 4).

As euglenofíceas (Euglenophyceae) foram representadas por um pequeno número de espécies. No entanto, observou-se que *Euglena* sp. ocorreu em todas as estações com índices quantitativos elevados em várias ocasiões.

4.6 Correlação entre Fatores Operacionais, Bióticos e Abióticos no Viveiro Experimental

Os aportes estimados de N, P e Si oriundos dos insumos empregados durante o cultivo (ração e fertilizantes) apresentaram uma alta correlação e significância com a *chl a* e a densidade fitoplanctônica ($P < 0,01$; coeficiente de Pearson; Tabela 4). Entre as variáveis abióticas analisadas, N-NH_{3,4}, P-PO₄³⁻ e Si foram as que exibiram a correlação mais significativa com a *chl a* e a densidade fitoplanctônica. Os demais parâmetros, NTD, N-NO₂⁻ e N-NO₃⁻, não apresentaram correlação estatisticamente significativa ($P > 0,05$; coeficiente de Pearson) com a *chl a* e a densidade fitoplanctônica.

Quando se analisa as correlações entre os nutrientes inorgânicos na água de cultivo e a densidade das diferentes classes fitoplanctônicas identificadas nas estações de amostragem do viveiro experimental (estações platô e descarga), observa-se que as correlações seguiram um padrão individual para cada classe analisada (Tabela 5). Contudo, em ambas as estações analisadas, o N-NO₃⁻ não apresentou correlação estatisticamente significativa com a densidade das classes fitoplanctônicas identificadas ($P > 0,05$; coeficiente de Pearson). Entre as duas estações de amostragem, o platô (P) apresentou um maior número de correlações estatisticamente significativas ($P < 0,05$; coeficiente de Pearson), entre os nutrientes inorgânicos da água e a densidade das classes fitoplanctônicas, quando comparado à estação de descarga (D). Nesta primeira estação (P), as classes Bacillariophyceae (diatomáceas) e Dinophyceae (dinoflagelados, excluindo-se a floração de

Prorocentrum cf. minimum), e em menor grau a Cyanophyceae (cianofíceas), apresentaram uma maior correlação com os nutrientes dissolvidos da água.

No platô, observou-se que enquanto as diatomáceas exibiram uma correlação negativa e estatisticamente significativa com os nutrientes inorgânicos NTD, N-NH_{3,4}, N-NO₂⁻, P-PO₄³⁻ e Si, os dinoflagelados e as cianofíceas (exceto NTD e N-NH_{3,4}) apresentaram uma correlação positiva ($P < 0,05$; coeficiente de Pearson). Na estação de amostragem D (descarga), as concentrações de N-NO₂⁻ apresentaram correlação negativa, mas de forma significativa com a densidade de diatomáceas ($P < 0,01$; coeficiente de Pearson). As classes Euglenophyceae (euglenofícias) e Dinophyceae exibiram correlação positiva e significativa com N-NH_{3,4} e P-PO₄³⁻ ($P < 0,01$; coeficiente de Pearson), sendo que a classe Cyanophyceae demonstrou uma forte correlação positiva com o P-PO₄³⁻.

Tabela 4. Correlação entre clorofila *a* ($\mu\text{g/l}$), densidade total de fitoplâncton ($\text{n}^\circ \text{org./l}$) e aportes estimados de insumos (kg/ha) e nutrientes inorgânicos dissolvidos (mg/l) na água de cultivo em duas estações de amostragem no viveiro experimental (platô e descarga). As observações ($n = 13$) empregadas nas análises de correlação para cada variável representam médias semanais.

Parâmetros	Platô		Descarga	
	Clorofila <i>a</i>	Densidade	Clorofila <i>a</i>	Densidade
Insumos ^a				
N	0,870**	0,859**	0,765**	0,785**
P	0,861**	0,854**	0,780**	0,789**
Si	0,818**	0,957**	0,822**	0,947**
Água de Cultivo ^b				
NTD	ns ^c	ns	ns	ns
N-NH _{3,4}	0,717**	0,621*	0,745**	0,558*
N-NO ₂ ⁻	ns	ns	0,608*	ns
N-NO ₃ ⁻	ns	ns	ns	ns
P-PO ₄ ³⁻	0,721**	0,711**	0,887**	0,850**
Si	0,646*	ns	0,836**	0,660*

^arefere-se aos aportes estimados de nutrientes oriundos de ração balanceada e fertilizantes inorgânicos.

^bnutrientes inorgânicos na água de cultivo: NTD, nitrogênio inorgânico total dissolvido; N-NH_{3,4}, nitrogênio amoniacal; N-NO₂⁻, nitrito; N-NO₃⁻, nitrato; silício reativo dissolvido (Si).

^ccorrelação não é estatisticamente significativa segundo coeficiente de Pearson.

*a correlação é significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo o coeficiente de Pearson.

** a correlação é significativa ao nível de $\alpha = 0,01$ segundo o coeficiente de Pearson.

Tabela 5. Correlação entre a densidade total dos principais grupos fitoplanctônicos (n° . org./l) identificados em duas estações de amostragem no viveiro experimental (estações platô e descarga) e os nutrientes inorgânicos dissolvidos (mg/l) na água de cultivo. Os valores na primeira e segunda linha de cada grupo fitoplanctônico indicam o valor de r para a estação platô e descarga ($n = 13$), respectivamente. Observe que o dinoflagelado *Prorocentrum cf. minimum* encontra-se separado da sua classe (Dinophyceae) em função da sua floração.

Classes	Nutrientes Inorgânicos na Água de Cultivo ^a					
	NTD	N-NH _{3,4}	N-NO ₂ ⁻	N-NO ₃ ⁻	P-PO ₄ ³⁻	Si
Cyanophyceae	ns ^b	ns	0,588 ^{**}	ns	0,896 ^{**}	0,804 ^{**}
	ns	- 0,635 [*]	ns	ns	0,871 ^{**}	0,669 [*]
Bacillariophyceae	- 0,598 ^{**}	- 0,769 ^{**}	- 0,738 ^{**}	ns	- 0,828 ^{**}	- 0,812 ^{**}
	ns	- 0,654 [*]	- 0,723 ^{**}	ns	- 0,589 [*]	- 0,658 [*]
Dinophyceae	0,605 [*]	0,771 ^{**}	0,698 ^{**}	ns	0,857 ^{**}	0,771 ^{**}
	ns	0,692 ^{**}	ns	ns	0,750 ^{**}	ns
Euglenophyceae	ns	ns	0,569 [*]	ns	0,819 ^{**}	0,785 ^{**}
	ns	0,748 ^{**}	ns	ns	0,834 ^{**}	0,632 [*]
<i>Prorocentrum cf. minimum</i>	ns	ns	ns	ns	ns	ns
	ns	ns	ns	ns	0,305	ns

^aNTD, nitrogênio inorgânico total dissolvido; N-NH_{3,4}, nitrogênio amoniacal; N-NO₂⁻, nitrito; N-NO₃⁻, nitrato; silício reativo dissolvido (Si).

^bcorrelação não é estatisticamente significativa segundo coeficiente de Pearson.

* A correlação é significativa ao nível de $\alpha = 0,05$ segundo o coeficiente de Pearson.

** A correlação é significativa ao nível de $\alpha = 0,01$ segundo o coeficiente de Pearson.

5. DISCUSSÃO

5.1 Aspectos Meteorológicos

A zona costeira do Estado do Ceará caracteriza-se por apresentar um clima do tipo BSh na classificação de KÖPPEN, sendo definido como um clima semi-árido quente com estação seca de verão (CAMPOS *et al.*, 2003).

Os dados de precipitação pluviométrica, acumulados durante o período de cultivo, demonstraram que o regime de chuvas para área estudada no ano de 2005 teve um comportamento atípico, permanecendo em níveis abaixo das Normais. As chuvas observadas durante os meses de janeiro a maio, para o Estado do Ceará, ficaram em média 30% abaixo da média histórica confirmando a previsão emitida pela FUNCEME (2005).

Segundo a descrição do clima apresentada em Campos *et al.* (2003), o regime de chuvas da região costeira do Ceará apresenta acentuadas variações sazonais apresentando dois períodos distintos. No primeiro semestre, devido aos altos valores de precipitação pluviométrica, as chuvas acumuladas neste período representam 90% da precipitação anual. O regime das chuvas, durante o período de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei*, revelou que a estação mais chuvosa ocorreu no período de maio a junho (1º e 2º períodos de cultivo), com máxima acumulada de 209,8 mm durante a primeira semana de cultivo, coincidindo com o período chuvoso estabelecido para região. Entretanto, devido à grande deficiência hídrica aliada à chegada dos ventos alísios de leste, ocorre um aumento na taxa de evaporação potencializando a dinâmica costeira, caracterizando assim o período das estiagens (CAMPOS *et al.*, 2003). A presença dos ventos alísios na região foi demonstrada através da predominância de ventos nas direções SE e NE registrados durante todo período de cultivo. A radiação solar incidente total apresentou valores elevados demonstrando que o período de estudo apresentou-se em geral, bem ensolarado.

5.2 Fatores Abióticos

As variações temporais da qualidade da água, no viveiro experimental, foram condicionadas principalmente pelo manejo adotado durante o período de cultivo. Com relação aos parâmetros de qualidade da água do viveiro de cultivo, como temperatura da água, salinidade, oxigênio dissolvido e compostos nitrogenados apresentaram-se dentro de

níveis adequados para o cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (CLIFFORD, 1992; VAN WYK & SCARPA, 1999).

A concentração do material em suspensão, utilizado como estimativa do grau de turbidez da água, demonstrou que durante o período de cultivo as estações E e C (situadas no estuário e canal de abastecimento) e, as estações P e D (localizadas no viveiro experimental) apresentaram valores estatisticamente semelhantes entre si. Estes resultados sugerem que, apesar da renovação de água ter sido adotada durante o ciclo de cultivo, o viveiro apresentou um comportamento distinto ao encontrado no ponto de captação de água e no canal de abastecimento.

No presente estudo, o aumento progressivo na concentração de material em suspensão observado nas duas estações de amostragem do viveiro experimental (estações P e D) pode estar associado ao uso da aeração mecânica. McGraw *et al.* (2001) reportaram um incremento nas concentrações de material em suspensão proporcional ao aumento nas taxas de aeração em viveiros povoados com o *Litopenaeus vannamei* sob uma densidade de 33 camarões/m². As concentrações aumentaram de $66 \pm 7,1$ mg/l (média \pm erro padrão) para $75 \pm 17,2$ mg/l na medida em que as saturações mínimas de oxigênio dissolvido passaram de 15% para 65%.

A concentração de material em suspensão no presente estudo apresentou concentração de $8,70 \pm 3,39$ mg/l e $10,62 \pm 6,61$ mg/l (estações P e D) nos períodos iniciais do cultivo. À medida que o uso da aeração mecânica aumentou, devido ao aumento da biomassa do camarão estocado, as concentrações de material em suspensão também aumentaram, alcançando níveis mais elevados no final do cultivo ($98,96 \pm 11,55$ mg/l e $94, \pm 17,50$ mg/l, para as estações P e D, respectivamente).

A visibilidade do disco de Secchi tem sido utilizada como um indicador da concentração de organismos fitoplanctônicos em viveiros de aquicultura (JAMU *et al.*, 1999). Como sugerido por Almazan & Boyd (1978), o uso das leituras do disco de Secchi como indicativo da concentração de *chl a* somente são apropriados quando a turbidez da água é devida a presença de fitoplâncton ou quando a turbidez permanece em níveis constantes. As leituras de transparência da água obtidas na presente pesquisa apresentaram uma correlação negativa e significativa com o material em suspensão e a clorofila *a*. Desta maneira, as leituras do disco de Secchi podem ser atribuídas à mudanças na concentração

de *cla a* e assim podendo ser consideradas como um bom indicador da concentração do fitoplâncton no viveiro investigado.

Os níveis elevados de pH encontrados na fase inicial do período de cultivo (1º período) foram provavelmente resultado de resíduos de corretivos agrícolas, como calcário dolomítico e hidróxido de cálcio, empregados no processo de calagem e esterilização durante a preparação do solo do viveiro.

As variações na salinidade ocorreram principalmente no 1º período de cultivo. Estas variações estão de acordo com as oscilações meteorológicas que definem os dois primeiros períodos de cultivo como o período mais chuvoso durante o ciclo de engorda do camarão *Litopenaeus vannamei*. Através dos dados de salinidade foi possível verificar que houve um aumento progressivo ao longo do período de cultivo, refletindo um aumento da salinidade em função da evaporação durante o período mais seco, entre os meses de julho e agosto.

Durante o período de cultivo, a concentração de oxigênio dissolvido (OD) manteve-se constante, apresentando níveis adequados para o cultivo do camarão marinho (CLIFFORD, 1992; VAN WYK & SCARPA, 1999). As medidas da concentração de OD foram realizadas no momento das amostragens no período da manhã, próximo às 11:00 h. Desta maneira, as concentrações observadas para este parâmetro são provavelmente resultado do processo fotossintético. No entanto, altas densidades de organismos fitoplanctônicos podem alterar o desenvolvimento do camarão devido à depleção do OD durante a noite (ALONSO-RODRIGUEZ & PÁEZ-OSUNA, 2003), período em que o fitoplâncton realiza o processo de respiração juntamente com os demais organismos presentes no ambiente de cultivo.

5.3 Influência dos Fatores Operacionais sobre a Comunidade Fitoplanctônica e a Concentração de Nutrientes Inorgânicos Dissolvidos na Água

Em viveiros de cultivo de camarão, os valores elevados de biomassa fitoplanctônica e das altas concentrações de nutrientes, como observado no presente estudo, refletem um sistema onde uma comunidade fitoplanctônica estável é de difícil manutenção (CHIEN, 1992 *apud* BURFORD, 1997). Para o estabelecimento da comunidade fitoplanctônica no ambiente de cultivo protocolos de fertilização são adotados, sendo a adição empírica de fertilizantes em viveiros uma prática comum entre os produtores de camarão. Além do

aporte de nutrientes através da adição de fertilizantes químicos, a maior contribuição de nitrogênio e de fósforo em viveiros de aquicultura é proveniente da ração. Em sistemas semi-intensivos de cultivo de camarão, Páez-Osuna *et al.* (1997) calcularam que 76% do nitrogênio e 83,4% do fósforo são provenientes da ração, quando utilizada uma ração com 35% de proteína, ou seja, com nível protéico muito semelhante ao da ração utilizada na engorda dos camarões do presente estudo.

Nesta pesquisa, os aportes acumulativos de nitrogênio e fósforo através dos fertilizantes químicos e da ração aumentaram de forma progressiva com o cultivo. Os valores estimados dos aportes externos de N e P, através da ração ofertada, encontrados no viveiro experimental foram de 92,1% e 95,8%, respectivamente. Estes valores ficaram próximos aos encontrados por Páez-Osuna *et al.* (1997), porém com uma contribuição maior para o nitrogênio e o fósforo.

No presente trabalho, os aportes estimados de N, P e Si oriundos dos insumos empregados durante o ciclo de engorda apresentaram alta correlação com a clorofila *a* e a densidade fitoplanctônica. Isto demonstrou que os fatores operacionais adotados ao longo do período do cultivo exerceram uma forte influência sobre a produção e sucessão da comunidade fitoplanctônica.

Durante o ciclo de engorda do camarão *Litopenaeus vannamei*, nas estações situadas no viveiro experimental (P e D), foram observadas condições favoráveis ao desenvolvimento de determinados táxons, que caracterizaram uma dinâmica da comunidade fitoplanctônica particular dentro do viveiro de cultivo. Foi possível demonstrar que a composição de espécies no ambiente de cultivo foi diferente daquela encontrada na água do estuário adjacente (estação E) e no canal de abastecimento (estação C), com um decréscimo da comunidade de diatomáceas e um acréscimo da comunidade de cianofíceas ao longo do ciclo de cultivo. Estes resultados estão diretamente relacionados com as mudanças nas concentrações dos nutrientes inorgânicos dissolvidos, baixas razões de N:P e baixas concentrações de silício reativo.

As razões N:P no viveiro experimental encontraram-se sempre abaixo da razão estimada por Redfield. Esta razão está diretamente relacionada com a produtividade fitoplanctônica, a qual exhibe melhor crescimento em proporção atômica de 16:1 para o nitrogênio e fósforo, respectivamente. As concentrações de nutrientes abaixo desta razão

indicam que o nitrogênio é menos abundante que o fósforo em termos de demanda pelo fitoplâncton (BOYNTON *et al.*, 1982).

Em estudos realizados por Burford *et al.* (2002), analisando o efeito do nitrogênio sob a forma de alimento formulado, foi demonstrado que entre 67% e 81% do nitrogênio não era assimilado pelo camarão e o excesso deste nutriente estava sendo incorporado na cadeia trófica. Considerando que em parte, o alimento é assimilado pelo camarão e pelas bactérias, a fração que não é consumida é perdida para o viveiro alterando a composição da água de cultivo. Boyd (1973), com a finalidade estabelecer as diferenças no desenvolvimento da comunidade fitoplanctônica, testou diferentes aportes de nutrientes. Nos viveiros que receberam fertilização de nitrogênio e fósforo, além dos aportes através da ração, observou-se que ocorreram florações persistentes de cianofíceas. A fertilização somente com fósforo também produziu florações de cianofíceas, no entanto estas florações não persistiram como nos viveiros onde o nitrogênio também foi acrescentado.

No presente estudo, as densidades elevadas de fitoplâncton foram provavelmente conseqüência da alta biomassa de camarão estocado, onde ocorreu uma combinação da aplicação de quantidades elevadas de ração e fertilizantes nitrogenados enriquecendo a água de cultivo com nutrientes disponíveis para o desenvolvimento do fitoplâncton. Os cultivos intensivos de camarão dependem de um aporte contínuo de rações completas e em grandes quantidades para atender as exigências nutricionais dos animais estocados. Contudo, mesmo com aportes de ração que alcançaram 106 kg/ha/dia (67º dia de cultivo), as concentrações de nitrogênio amoniacal dissolvido ($\text{NH}_{3,4}$) não ultrapassaram 0,1 mg/l, níveis não deletérios ao camarão (KUMLU & EROLDÖĞAN, 2004). Portanto, no presente estudo, os níveis de nitrogênio amoniacal apresentaram-se abaixo das concentrações letais determinadas para camarões peneídeos. Kumlu & Eroldoğan (2004) estimaram que os níveis seguros para o cultivo de juvenis de *Penaeus semisulcatus* ($1,6 \pm 0,2$ g), mantidos sob uma temperatura da água de 26°C, foram de 1,1 mg/l de N- $\text{NH}_{3,4}$ e de 0,10 mg/l para N- NH_3 .

Contudo, deve-se levar em consideração que no presente estudo somente o nitrogênio inorgânico dissolvido foi analisado. Buford & Williams (2001) realizando um estudo com o *Penaeus monodon* para determinar a origem dos resíduos nitrogenados na alimentação desta espécie, determinou que as principais fontes de N dissolvidos são: a excreção

branquial, a lixiviação de rações balanceadas e a lixiviação de fezes de camarão. Os autores indicaram ainda que apenas 2,7% e 5,0% do nitrogênio dissolvido oriundo da lixiviação de ração e fezes de camarão eram na forma inorgânica (NH_4^+ , NO_3^- e NO_2^-), sendo a maior parte na forma de orgânica (uréia, nitrogênio orgânico particulado e aminas primárias dissolvidas).

Comparativamente, as concentrações de fósforo, nitrogênio amoniacal, nitrito e nitrato observados no viveiro experimental foram semelhantes aos reportados em viveiros de cultivo de camarão marinho na Austrália (BURFORD, 1997) e México (Alonso-Rodriguez & Páez-Osuna, 2003). Por um outro lado, no presente trabalho, as concentrações de clorofila *a* alcançaram um pico mais elevado, de 184,83 $\mu\text{g/l}$, na estação de descarga de água. Esta concentração está bem acima do nível de 114 $\mu\text{g/l}$ reportado por Burford (1997) em viveiros do *P. monodon* na Austrália, mas abaixo dos picos de 186,00 e 242,81 $\mu\text{g/l}$ para viveiros do *P. monodon* na Malásia (YUSOFF *et al.*, 2002).

No presente estudo, a densidade total da comunidade fitoplanctônica alcançou valores quantitativos que caracterizam uma floração excessiva. Yosoff *et al.* (2002) observou valores máximos de densidade total de fitoplâncton equivalente a $17,5 \times 10^3$ cels./mL na fase intermediária de cultivo. No presente trabalho, foram observados valores máximos de $843,7 \times 10^3$ cels./mL na estação de amostragem de descarga no 50º dia de cultivo.

5.4 Aspectos Taxonômicos do Fitoplâncton

Com relação à identificação taxonômica, observou-se que a metodologia utilizada para preservação das amostras prejudicou a observação de caracteres morfológicos essenciais para a identificação de alguns organismos. Provavelmente, o fator que influenciou a qualidade do material foi a utilização do formaldeído como solução fixadora nas amostras qualitativas, uma vez que esta solução tem o inconveniente de provocar a queda dos flagelos de muitos organismos flagelados (BICUDO & MENEZES, 2005), prejudicando a identificação e a caracterização deste grupo.

Outra questão a ser considerada é a identificação de organismos que apresentam características morfológicas muito semelhantes às quais, muitas vezes, não são observadas em microscopia óptica. A identificação correta de muitas espécies depende de técnicas de microscopia eletrônica ou preparação de lâminas permanentes para as diatomáceas

(HASLE & SYVERTSEN, 1996) e para dinoflagelados tecados (STEIDINGER & TANGEN, 1996).

O nível de identificação dos organismos fitoplanctônicos depende dos objetivos do trabalho. No presente estudo o objetivo foi identificar os principais grupos do fitoplâncton em viveiros de engorda de camarão, canal de abastecimento e no estuário adjacente. Para uma correta identificação alguns cuidados devem ser considerados. No trabalho de Komárek & Anagnostidis, (1989) são listadas algumas recomendações, as quais foram seguidas para a identificação dos organismos encontrados em todas as estações de amostragem. Em muitos casos é impossível identificar todas as espécies, e quando se tem dúvidas a respeito da identidade do táxon descrito é preferível não identificá-lo ou utilizar categorias taxômicas superiores ao invés de usar um nome incorreto (KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS, 1989). Diante do exposto, algumas espécies de difícil visualização foram listadas em códigos (sp.1, sp.2 ...) ou agrupadas em divisões, classes, famílias ou subfamílias. Para aqueles organismos em que ocorreram dúvidas para uma identificação a nível genérico ou específico foi utilizada a designação “*in suspensa*” indicada com os símbolos *cf.* ou *aff.* (referentes à espécie ou ao gênero, respectivamente).

O número de espécies dos organismos fitoplanctônicos apresentou uma variação espacial nítida, ocorrendo um decréscimo do número total de táxons no viveiro experimental, quando comparado ao estuário adjacente à fazenda. A composição florística esteve composta, principalmente, por organismos representantes das classes Bacillariophyceae, Cyanophyceae, Dinophyceae e Euglenophyceae.

Nas estações P e D, localizadas no viveiro experimental, a classe Cyanophyceae foi dominante em número de organismos a partir do 15º dia de cultivo, com exceção para o 22º dia, quando foi observada uma floração do dinoflagelado *Prorocentrum cf. minimum* em altas densidades. A concentração do fitoplâncton no viveiro experimental exibiu um aumento progressivo ao longo do período de cultivo atingindo um pico máximo no final do período de cultivo. A abundância dos organismos fitoplanctônicos variou em uma menor escala no estuário e no canal de abastecimento (estações E e C). As altas concentrações de fitoplâncton encontradas em viveiros de cultivo com altas densidades de estocagem são relatadas por Boyd, (1989 apud TOOKWINAS & SONGSANGJINDA, 1999) como consequência dos elevados aportes de nutrientes.

Em viveiros de cultivo de *Penaeus monodon*, as classes de organismos fitoplanctônicos apresentaram diferentes proporções quando comparados ao canal de abastecimento e canal de descarga (BURFORD, 1997). Por outro lado, ocorreu uma mudança de diatomáceas, observadas no estuário, para flagelados e cianofíceas no viveiro investigado. Em viveiros de cultivo de camarão investigados por Alonso-Rodriguez & Páez-Osuna no México, as cianofíceas foram o grupo mais abundante numericamente, com abundância relativa superior a 98%.

5.5 Dinâmica da Comunidade Fitoplanctônica

A comunidade fitoplanctônica desempenha um papel ecológico de grande importância em ambientes aquáticos. As variações em sua diversidade e produção de biomassa geralmente estão submetidas às variações ambientais como temperatura, intensidade luminosa, concentrações de nutrientes, entre outros fatores (WEHR & SHEATH, 2003). A dinâmica desta comunidade é prontamente influenciada por condições de estresse ecológico e o conhecimento de seu funcionamento pode ser utilizado como um indicador ecológico (NOGUEIRA & MATSUMURA, 1996).

O acompanhamento da evolução da comunidade fitoplanctônica em viveiros de cultivo constitui-se como um fator determinante para a identificação dos grupos que estão governando os principais processos físicos e químicos deste ecossistema. Além disto, o conhecimento taxonômico e a sucessão da comunidade fitoplanctônica nos viveiros de cultivo são fundamentais para a compreensão das condições ambientais e das interações tróficas que se processam no ambiente de cultivo.

A dinâmica da comunidade fitoplanctônica no viveiro experimental se diferenciou das estações localizadas no estuário adjacente à fazenda e no canal de abastecimento, por apresentar menor variação no número de espécies e altas densidades de organismos, indicando uma redução da diversidade. As densidades de organismos e a composição dos grupos fitoplanctônicos sofreram alterações ao longo do período de cultivo em todas as estações estudadas.

Durante o ciclo de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* foi verificada uma maior correlação entre a taxa a e a densidade de fitoplâncton nas estações localizadas no viveiro experimental. No entanto, apesar da correlação significativa entre estes parâmetros,

houve momentos em que as variações na densidade de organismos não foram acompanhadas pela biomassa (cla *a*). Estes resultados provavelmente estão relacionados às dimensões celulares dos organismos dominantes em cada período de cultivo, onde a concentração de cla *a* variou em função do tamanho celular de cada espécie.

Os organismos dominantes no 1º período de cultivo (-6º ao 8º dia) foram representados por três diferentes espécies do gênero *Chaetoceros* (*Chaetoceros* sp.1, *Chaetoceros* sp.2, *Chaetoceros* sp.3), formando cadeias de 2, 3 ou 4 células e cada célula medindo em média 7,5 µm no eixo apical e 4 µm no eixo transapical. Estes organismos, quando comparados aos tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica* (tricomas com largura variando entre 1,5 e 2 µm) possuem dimensões maiores e, portanto maiores concentrações de cla *a*. Da mesma forma, a diferença mais evidente entre a densidade de organismos e a cla *a* foi observada na estação D (no 22º dia de cultivo), onde foram observadas elevadas densidades do dinoflagelado *Prorocentrum* cf. *minimum* com dimensões, em média, ainda maiores (15 × 12,5 µm) do que as das diatomáceas encontradas no 1º período de cultivo.

A partir do 2º período de cultivo (do 8º dia de cultivo em diante), houve a predominância de cianofíceas com elevadas densidades de tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica* seguida da classe Euglenophyceae com a presença de *Euglena* sp. Com relação ao período onde cianofíceas e euglenofíceas ocorrem simultaneamente, provavelmente as diferenças entre a densidade de organismos e a concentração de cla *a* seja resultado da unidade utilizada para expressar a densidade de organismos para as cianofíceas. Devido à dificuldade de visualização das células nos tricomas de *Pseudanabaena* cf. *limnetica* e às altas concentrações de organismos nas amostras, as contagens foram baseadas no número de tricomas e não no número de células, podendo assim mascarar os resultados.

Os organismos autotróficos possuem cla *a* considerado como o pigmento responsável pela atividade fotossintética destes organismos (LEE, 1999). A cla *a* é encontrada em todas as algas fotossintetizantes autotróficas, entretanto existem outros pigmentos que funcionam como pigmentos acessórios, como é o caso da clorofila *b* encontrado nas euglenofíceas e clorofíceas e a clorofila *c* no caso dos dinoflagelados, criptofíceas e diatomáceas. Além destes já citados, ainda são encontrados outros pigmentos como a ficoeritrina, ficocianina e ficobilinas (WEHR & SEATH, 2003). Diante da diversidade de pigmentos envolvidos no processo fotossintético, a determinação da concentração da cla *a* é utilizada como indicativo

da biomassa fitoplanctônica. Em estudo realizado por Nogueira & Matsumura (1996), foi observado que a densidade máxima de organismos não coincidiu com a maior concentração de *chl a*. Estes autores concluíram que, provavelmente, no mês em que foi detectada a maior concentração de *chl a* houve a dominância de clorofíceas e euglenofíceas, uma vez que estes grupos apresentam uma maior concentração deste pigmento quando comparadas às diatomáceas. As discordâncias entre a densidade total do fitoplâncton e concentração de *chl a* encontradas no viveiro experimental (estações P e D) também podem ser atribuídas à presença das euglenofíceas pigmentadas, além dos fatores já mencionados anteriormente.

No presente trabalho, os aportes estimados de N, P e Si oriundos dos insumos adicionados no viveiro experimental apresentaram uma alta correlação com a *chl a* e a densidade de organismos. As correlações entre os nutrientes inorgânicos na água de cultivo e a densidade das diferentes classes fitoplanctônicas identificadas nas estações de amostragem do viveiro experimental (estações platô e descarga) se deram de forma significativa exceto para o N-NO_3^- , indicando que esta não foi a forma preferível de nitrogênio utilizada pelos organismos fitoplanctônicos. O N-NO_3^- é a forma mais estável do nitrogênio em solução aquosa (BAUMGARTEN *et al.*, 1996), sendo necessária sua transformação para a forma de amônio no interior da célula, que é diretamente assimilado pelos organismos, resultando em gasto energético (MORRIS, 1980).

A classe Bacillariophyceae exibiu uma correlação inversa significativa com NTD, $\text{N-NH}_{3,4}$, N-NO_2^- , P-PO_4^{3-} e Si. Nesta fase inicial do ciclo produtivo (-6° ao 8° dia) os organismos dominantes, no viveiro experimental, foram diatomáceas cêntricas do gênero *Chaetoceros*, porém este grupo não persistiu durante o restante período de cultivo. Hlaili *et al.* (2006) analisando o efeito do aporte de nutrientes *in situ* em uma lagoa no Mediterrâneo, relataram que nos tratamentos com aportes de nitrogênio e fósforo as diatomáceas exibiram taxas mais elevadas de crescimento, quando comparados aos tratamentos onde somente o nitrogênio foi adicionado. Da mesma maneira, a dinâmica das diatomáceas também foi influenciada pela disponibilidade de silício reativo. Estes resultados sugerem que uma limitação de silício pode ser o fator limitante ao desenvolvimento das diatomáceas durante o verão. Comparativamente ao encontrado no viveiro experimental, estes autores observaram o crescimento de espécies de *Chaetoceros* e relacionaram a presença destes organismos a uma baixa demanda por Si já que suas células são delicadas e com pouco conteúdo de

silicato. Desta maneira, a dominância de *Chaetoceros* na fase inicial do período de cultivo pode estar relacionada às variações de Si no viveiro, onde foi observado que as razões N:Si, apesar de permanecerem abaixo da estimada por Redfield (16:16), apresentaram valores relativamente mais elevados em relação aos demais períodos.

A competição por nutrientes pode selecionar aquelas espécies com altas taxas de crescimento. Os organismos fitoplanctônicos apresentam diversas formas e uma ampla variação do tamanho celular. A forma e o tamanho do organismo são os principais fatores determinantes da razão superfície:volume (TURPIN, 1988). Uma redução no tamanho da célula representa uma vantagem adaptativa destes organismos no ambiente uma vez que aumenta sua habilidade em assimilar nutrientes essenciais ao seu desenvolvimento (LEE, 1999; TURPIN, 1988).

Reynolds (1988) sugere que os organismos fitoplanctônicos apresentam estratégias particulares de sobrevivência, em função das adaptações da morfologia celular e fisiologia, permitindo seu crescimento preferencialmente em situações de baixas ou altas concentrações de nutrientes ou ainda em ambientes com distúrbios físicos, apresentando vantagens em situações de estresse ambiental. De acordo com esta hipótese, é proposto que as espécies fitoplanctônicas são capazes de se adaptar e explorar ambientes saturados de luz e nutrientes, investindo em rápido crescimento e reprodução (*competidores*), atuar em condições severas de depleção de nutrientes (*tolerantes ao estresse*) ou ainda se especializar em tolerar freqüentes ou contínuas oscilações de transporte turbulento ao longo do gradiente de luz (*distúrbio-tolerantes* ou "*ruderals*"). Do ponto de vista ecológico, as espécies fitoplanctônicas de tamanho reduzido, com alta razão superfície:volume e altas taxas de atividade metabólica são considerados C-estrategistas; R-estrategistas são aqueles organismos que variam no tamanho, porém apresentam altas taxas de atividade metabólica e razão superfície:volume e K-estrategistas são organismos grandes, com baixa razão superfície:volume e relativamente baixas taxas de atividade metabólica.

A classe Cyanophyceae, dominante na maior parte no período de cultivo, demonstrou uma forte correlação somente com o $P-PO_4^{3-}$. A dominância de cianofíceas em ecossistemas aquáticos tem sido freqüentemente associada às condições de eutrofização do sistema, devido ao aporte de nutrientes, especialmente nitrogênio e fósforo.

Crosseti & Bicudo (2005), relataram que o crescimento excessivo de cianofíceas ocorre em ambientes ricos em nitrogênio. Entretanto, a permanência por um longo período raramente ocorre em águas com alta razão N:P. Por outro lado, crescimentos excessivos de cianofíceas não dependem somente de baixas razões N:P, mas também necessitam de aportes suficientes de fósforo no sistema (Stockner & Shortreed, 1988 *apud* Crosseti & Bicudo, 2005). Durante o ciclo de cultivo investigado no presente estudo, foram encontradas razões N:P sempre abaixo da razão estimada por Redfield (16:1), em princípio não apresentando condições favoráveis ao crescimento das cianofíceas. Porém observou-se que, apesar das baixas razões N:P, houve o desenvolvimento com aumento progressivo da densidade de cianofíceas oportunistas no viveiro ao longo do ciclo produtivo.

As variações da biomassa fitoplanctônica geralmente são influenciadas por outros fatores ambientais além dos nutrientes, por exemplo, a salinidade, a temperatura e a intensidade luminosa. Burford (1997) sugere que a pouca profundidade e alta turbulência são fatores que favorecem o aumento da biomassa fitoplanctônica em viveiros de cultivo.

Em ambientes temperados, normalmente as cianofíceas ocorrem em altas proporções no verão devido à habilidade em capturar luz (LEE, 1999). Além disto, possuem outras características favoráveis à formação de florações que são a habilidade em regular sua posição na coluna de água e o crescimento ótimo em temperaturas acima de 20°C, apresentando uma vantagem para permanecer em áreas ricas em nutrientes e luz. Segundo Rosales *et al.* (2005) as cianofíceas são organismos capazes de crescer tanto em meios salinos como não salinos. Por esta razão podem colonizar diversos ambientes aquáticos, comparados com àqueles organismos que são estritamente de águas doces ou salinas. Estes autores (*op. cit.*), realizaram experimentos com a cianofícea *Synechococcus* sp., nos quais foram testadas diferentes salinidades para avaliar seu crescimento, massa seca e produção de pigmentos, proteínas, carboidratos e lipídeos. Os resultados obtidos nestes experimentos sugerem que o crescimento e produção de metabólitos por *Synechococcus* sp. são determinados pela salinidade, com os quais foi demonstrado sua capacidade halotolerante, apresentando crescimento ótimo a 35‰.

Durante o ciclo de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* no viveiro experimental, observou-se que as condições ambientais somadas aos fatores operacionais forneceram condições favoráveis ao desenvolvimento de densas florações de cianofíceas. As variáveis

ambientais são capazes de distinguir as respostas individuais de cada espécie que irão refletir nas variações temporais e espaciais e na composição da comunidade fitoplanctônica, geralmente selecionando a estratégia mais apropriada (REYNOLDS, 1988). Considerando as vantagens adaptativas das cianofíceas frente aos demais grupos fitoplanctônicos e levando em conta a hipótese proposta por Reynolds (*op. cit.*) podemos classificar *Pseudanabaena cf. limnetica*, espécie dominante no viveiro de cultivo, como um organismo R-estrategista.

As euglenofíceas (Euglenophyceae), que ocorreram simultaneamente com as cianofíceas, são microalgas amplamente distribuídas ocorrendo em ambientes de água doce, salobra e marinha, sendo mais frequentemente encontradas em ambientes ricos em matéria orgânica em decomposição. No entanto, espécies pigmentadas são autotóficas e necessitam de luz, nutrientes inorgânicos e algumas vitaminas para seu desenvolvimento (WEHR & SHEATH, 2003). A classe Euglenophyceae exibiu uma correlação direta e significativa com $N-NH_{3,4}$ e $P-PO_4^{3-}$. A correlação das euglenofíceas com o nitrogênio na forma de $N-NH_{3,4}$ e o $P-PO_4^{3-}$ sugerem que estas foram as fontes de nutrientes inorgânicos dissolvidos assimiladas por estes organismos. Em seu trabalho sobre as euglenofíceas fotossintéticas Rosowski (2003) relata várias situações em que foi demonstrada a preferência destes organismos por nutrientes inorgânicos, principalmente $N-NH_{3,4}$ e o $P-PO_4^{3-}$.

A sucessão de espécies em ambientes aquáticos tem início com pequenos flagelados e diatomáceas seguidos por dinoflagelados. Em lagoas costeiras, há um passo final onde estão incluídas as cianofíceas, grupo oportunista que cresce em condições ambientais extremas (Margalef, 1969 *apud* Alonso-Rodriguez & Páez-Osuna, 2003). Portanto, a dinâmica do fitoplâncton observada no viveiro experimental apesar de ser um ambiente artificialmente manipulado parece seguir o mesmo padrão. Os organismos fitoplanctônicos de maior abundância encontrados neste estudo refletiram as condições eutróficas do sistema de cultivo, favorecendo o desenvolvimento de florações de espécies oportunistas como as cianofíceas, intercalada pela floração do dinoflagelado *Prorocentrum cf. minimum*.

O dinoflagelado mixotrófico *Prorocentrum minimum* já foi registrado no Japão, Portugal e França como responsável por eventos de produção de toxinas e envenenamento de seres humanos devido ao consumo de ostras e vieiras contaminadas (ALONSO-RODRÍGUEZ & PÁEZ-OSUNA, 2003). Foi verificado que em viveiros de cultivo de camarão com altas densidades de estocagem, esta espécie causa estresse nos organismos

cultivados afetando seu desenvolvimento e deixando o organismo mais vulnerável às doenças virais (ALONSO-RODRÍGUEZ & PÁEZ-OSUNA, *op. cit.*). Em ambientes naturais (lagoa costeira), Macedo *et al.* (2001) observaram a formação de florações associada a altas concentrações de nitrato, baixa salinidade e estratificação da coluna d'água. No presente estudo a floração do dinoflagelado *Prorocentrum cf. minimum*, detectada no 2º período de cultivo (22º dia), durante o qual foi observado um aumento com diferença estatisticamente significativa de $P-PO_4^{3-}$ em relação ao 1º período. Nesta ocasião também foi observada uma correlação direta, embora pouco significativa ($r = 0,305$), do número de células de *Prorocentrum cf. minimum* com a concentração de $P-PO_4^{3-}$.

O conhecimento dos nutrientes limitantes à produtividade da comunidade fitoplanctônica assim como suas razões atômicas fornece um benefício aos produtores que utilizam aportes de nutrientes nos sistemas de cultivo que visam o aumento da produção natural. O monitoramento dos nutrientes pode servir como uma eficiente ferramenta para o controle das excessivas florações de cianofíceas e de outras microalgas potencialmente tóxicas em viveiros de cultivo, uma vez que estas espécies são indesejáveis nestes sistemas, contribuindo para deterioração da qualidade da água e do próprio organismo cultivado.

6. CONCLUSÃO

Através do presente estudo pode-se concluir que:

1. o viveiro experimental representou um ecossistema particular, não sofrendo grandes influências em suas variáveis abióticas e bióticas como resultado da interação com o estuário por meio de trocas de água;
2. a biomassa fitoplanctônica no viveiro experimental exibiu um comportamento associado aos aportes de insumos (ração balanceada e fertilizantes inorgânicos), aumentando progressivamente com um incremento nos aportes realizados ao longo do cultivo;
3. a densidade de fitoplâncton no viveiro experimental alcançou níveis de florações, inclusive de algas potencialmente tóxicas;
4. os aportes elevados de ração e fertilizantes no viveiro experimental contribuíram para o desenvolvimento de florações e persistência de grupos fitoplanctônicos potencialmente nocivos ao camarão como as cianofíceas e os dinoflagelados;
5. a comunidade fitoplanctônica exibiu uma sucessão ecológica no viveiro de experimental diferente do estuário e canal, onde se observou no início do ciclo a predominância de diatomáceas seguido por florações excessivas de grupos fitoplanctônicos oportunistas;
6. dentre os nutrientes analisados, o nitrogênio amoniacal, o fósforo e em menor grau a sílica, desempenharam uma maior influência sobre o desenvolvimento da comunidade fitoplanctônica do viveiro experimental;
7. as leituras de transparência da água (visibilidade do disco de Secchi) do viveiro experimental representaram uma medida confiável para indicar a biomassa e a densidade fitoplanctônica;
8. o viveiro experimental diminuiu a diversidade em relação ao canal e estuário.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMAZAN, G. & BOYD, C. E. 1978. An evaluation of Secchi disk visibility for estimating plankton density in fish ponds. **Hydrobiologia**. v. 61, p. 205-208.
- ALLAN, G. L.; MORIARTY, D. J. W.; MAGUIRE, G. B. Effects of pond preparation and feeding rate on production of *Peanaeus monodon* Fabricius, water quality, bacteria and benthos in model farming. **Aquaculture**. v. 130, n.4, p. 329-349. 1995.
- ALONSO-RODRIGUEZ, R. & PÁEZ-OSUNA, F. 2003. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. **Aquaculture**. v. 219, p. 317-336.
- AMINOT, A. ET CHAUSSEPIED, M. 1983. *Manuel des analyses chimiques en milieu marin*. Brest: CNEXO. 395p.
- ANAGNOSTIDIS, K. & KOMÁREK, J. 1989. Modern approach to the classification system of cyanophytes: 3 - Oscillatoriales. **Archiv. Für Hydrobiologie Supplement Volumes**. Monographie Studies. Stuttgart: Schweizerbart, v. 80, n.1-4, p. 327- 472, 1-4., p: 327-472.
- BALECH, E. 1988. *Los Dinoflagelados del Atlántico Sudoccidental*. Publicaciones Especiales. Instituto Espanol de Oceanografia. Madrid: Ministério da Agricultura y Alimentacion, 310 p.(Publicaciones Especiales).
- BAUMGARTEN, M. G. Z.; ROCHA, J. M. B.; NIENCHESKI, L. F. H. 1996. *Manual de análises em oceanografia química*. Rio Grande: Ed. Furg, 132 p.
- BICUDO, C. E. de M. & MENEZES, M. 2005. *Gêneros de Algas de Águas Continentais do Brasil*. RiMa Editora, São Carlos, 508p.
- BOYD, C. E. Potencial of sodium nitrate to improve environmental conditions in aquaculture ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**. v.26, p. 38-40. 1995.
- BOYD, C. E. Empirical modeling of phytoplankton growth and oxygen production in aquaculture ponds. p. 363-395. *In*: Brine, D. E. & Tommasso, J. R. (Eds). *Advances in World Aquaculture*, **World Aquaculture Society**. 606 p. 1991.
- BOYD, C. E. Summer Algal Communities and Primary Productivity in Fish Ponds. **Hydrobiologia**. v. 41, p. 357-390. 1973.

- BOYNTON, W. R.; KEMP, W. M.; KEEFE, C. W. A comparative analysis of nutrients and other factors influencing estuarine phytoplankton production. *In*: Kennedy, V. S. **Estuarine Comparisons**. 1. ed. New York : Cambridge University Press, 1982. p.69-89.
- BRANDINI, F.P.; LOPES, R.M.; GUTSEIT, K.S.; SPACH, H.L. & SASSI, R. 1997. Planctonologia na plataforma continental do Brasil: diagnose e revisão bibliográfica. MMA, CIRM, FEMAR. 196 p.
- BURFORD, M.; PRESTON, N. P.; GLIBERT, P. M.; DENNISON, W. C. Tracing the fate of ¹⁵N-enriched feed in an intensive shrimp system. **Aquaculture**. v. 206, p. 199-216. 2002.
- BURFORD, M. A. & WILLIAMS, K.C. The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Aquaculture*, v. 198, p. 79-93, 2001.
- BURFORD, M. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. **Aquaculture Research**. v.28, p. 351-360.1997.
- CAMPOS, A. A. ... [*et al.*]. 2003. A Zona Costeira do Ceará: Diagnóstico para a Gestão Integrada. *Aquasis*. 293 p.
- CHRÉTIENNOT-DINET, M. J. 1990. Atlas Du Phytoplancton Marin: Chlorarachniophycées, Chlorophycées, Chrysophycées, Cryptophycées, Euglénophycées, Eustigmatophycées, Prasinophycées, Prymnésiophycées, Rhodophycées et Tribophycées., vol. 3. Paris, Centre National De La Recherche Scientifique. 261 p.
- CLIFFORD, H. C. 1992. Marine shrimp pond management: a review, p. 110-137, *in* Chamberlain, G. W.; Villalón, J. & Wyban, J. (eds.), *Proceedings of the special session on shrimp farming*. World Aquaculture Society, Baton Rouge, EUA, 301 p.
- CUPP, E. D. Marine plankton diatoms of the West Coast of North America. *Bulletin of the Scripps Institution of Oceanography*. Berkeley, CA: University California. Technic. ser v.6, p.1-237. 1943.
- DESIKACHARY, T.V. Cyanophyta. I.C.A.R. Monographs on Algae. New Dehli, 1959. 686p.
- DODGE, J. D. 1982. Marine Dinoflagellates of the British Isles. London: Her Majestys

Stationery Office. 303p.

DRUSSART, B.H.. Les differents categories de plankton. **Hydrobiologia**. v. 26, p. 72-74, 1965.

EDLER, L. Recomendations on methods for Marine Biological Studies in the Baltic Sea: Phytoplankton and Chlorophyll. **The Baltic Marine Biologists**, Lund, n.5, p.1-38, 1979.

FUNCEME – Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos. **Relatório de Análise das Chuvas de 2005**. Fortaleza: 2005. Disponível em: <<http://www.funceme.br>>. Acesso em 15 jun. 2006.

GONZÁLEZ, A. G. **Las Chlorococcales dulciacuículas de Cuba**. Berlin/Stuttgart: Gebrüder Borntraeger, 1996. 269 p.

HASLE, G. R. & SYVERTSEN, E. E. 1996. Marine Diatoms. *In*: TOMAS, C. R. (ed.). **Identifying Marine Diatoms and Dinoflagellates**. Academic Press, Inc. San Diego, California, pp: 5-585.

HARRIS, G. P. 1986. **Phytoplankton ecology: structure, function and fluctuation**. Cambridge University Press, Great Britain, 384 p.

HLAILI, A. S.; CHIKHAOUI, M. A.; GRAMI, B. El.; MABROUK, H. H. Effects of N and P supply on phytoplankton in Bizerte Lagoon (western Mediterranean). **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**. v. 333, p. 79-96. 2006.

HOEK, C. van den. 1998. **Algae: an introduction to phycology**. HOEK, C. van den., MANN, D. G. & JAHNS, H. M. (eds.), Cambridge University Press, United Kingdom, 626 p.

HUNTER, B.; PRUDER, G.; WYBAN, J. Biochemical Composition of Pond Biota, Shrimp Ingesta, and Relative Growth of *Penaeus vannamei* in Earthen Ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**. v.18, p. 162-174. 1987.

HUSTEDT, F. 1961-1966. *Die Kieselalgen*. Deutschlands, Österreichs und der Schweiz unter Berücksichtigung der übrigen Länder Europas sowie der angrenzenden Meeresgebiete. Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig K-G. 920p. (L.Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deustschland, Österreich und der Schweiz, v.7, pt.3, n. 1-4).

- HUSTEDT, F. 1959. *Die Kieselalgen*. Deutschlands, Österreichs und der Schweiz unter Berücksichtigung der übrigen Länder Europas sowie der angrenzenden Meeresgebiete. Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig K-G. 920p. (L. Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz, v.7, pt.2, n. 1-6).
- HUSTEDT, F. 1930. *Die Kieselalgen*. Deutschlands, Österreichs und der Schweiz unter Berücksichtigung der übrigen Länder Europas sowie der angrenzenden Meeresgebiete. Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig K-G. 920p. (L. Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz, v.7, pt.1).
- IPLANCE. 1997. Atlas do Ceará. Mapas Coloridos. Escala 1:500.000. Instituto de Pesquisa e Estratégia Econômica do Estado do Ceará (IPECE), Governo do Estado do Ceará, Fortaleza, Ceará. 65 p. <http://www.iplance.ce.gov.br/>> Acesso em 15 jun. 2006.
- JAMU, D. M.; LU, Z. & PIEDAHITA, R. H. 1999. Relationship between Secchi disk visibility and chlorophyll *a* in aquaculture ponds. *Aquaculture*. v. 170, p. 205-214.
- KNUD-HANSEN, C. F. & PAUTONG, A. K. On the role of urea in pond fertilization. ***Aquaculture***. v. 114, p. 273-283. 1993.
- KOMÁREK, J & ANAGNOSTIDIS, K. 2000. Cyanoprokaryota. 1. Teil> Choococcales. Berlin. Spectrum Akad. Verl. 548p.
- KOMÁREK, J. & ANAGNOSTIDIS, K. Modern approach to the classification system of cyanophytes: 4 - Nostocales. **Archi. Hydrobiologie Supplement Volumes**, Monographie Studoes. Stuttgart: Schweizerbart, v. 82, n. 3, p. 247-345. 1989.
- KUMLU, M. K. M. & EROLDUĞAN, O. T. Effects of temperature on acute toxicity of ammonia to *Penaeus semisulcatus* juveniles. ***Aquaculture***, v. 241, p. 479-489. 2004.
- LEE, R. E. 1999. *Phycology*. Cambridge University Press, 614p.
- LEE, CHEN-SHENG & SHLESER, R. A. Production of *Penaeus vannamei* in cattle manure-enriched ecosystems in Hawaii. **Journal World Mariculture Society**. v. 15, p. 52-60. 1984.
- MACEDO, M.F.; DUARTE P.; MENDES P.; FERREIRA J.G. Annual variation of environmental variables, phytoplankton species composition and photosynthetic

- parameters in a coastal lagoon. **Journal of Plankton Research**, v. 23, n. 7, p.719-732, 2001.
- MCGRAW, W.; TEICHERT-CODDINGTON, D. R.; ROUSE, D. B.; BOYD, C. E. Higher minimum dissolved oxygen concentrations increase penaeid shrimp yields in earthen ponds. **Aquaculture**. v. 199, p. 311-321. 2001.
- MORRIS, I. 1980. *The Physiological Ecology of Phytoplankton*. Berkeley: University of California Press, 625p.
- NELSON, D.W.; SOMMERS, L.E. Total carbon, organic carbon, and organic matter. *In*: Page, A.L.; Miller, R.H.; Keeney, D.R. (ed.) **Methods of soil analysis - chemical and microbiological properties**. Part 2, 2 ed. Madison: American Society of Agronomy e Soil Science Society of America, 1982. cap. 29, p. 539-579.
- NOGUEIRA & MATSUMURA. Limnologia de um sistema artificial raso (Represa do Monjoliho – São Carlos, SP). Dinâmica das populações planctônicas. **Acta Limnol. Brasil.**, v. 8, p. 149-168, 1996.
- PÁEZ-OSUNA, F.; GUERRERO-GÁLVAN, S. R.; RUIZ-FERNANDEZ, A. C.; ESPINOZA-ANGULO, R. 1997. Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in northwestern México. **Mar. Pollut. Bull.** v. 34, p. 290-297.
- PEARL, H. W. Growth and reproductive strategies of freshwater blue-green algae (Cyanobacteria). *In*: Sandgren, C. D. **Growth and Reproductive Strategies of Freshwater Phytoplankton**. 1. ed. New York: Cambridge University Press, 1988. p. 261-315.
- PERAGALLO, H. & PERAGALLO, M. 1897-1908. *Diatomacées marines de France et des districts maritimes voisins*. Amsterdam: Asher, v. 2, 137 p.
- PÉREZ-LINARES, J; CADENA, M.; RANGEL C.; UNZUETA-BUSTAMANTE, M.; OCHOA, J. Effect of *Schizothrix calcicola* on white shrimp *Litopenaeus vannamei* (*Penaeus vannamei*) postlarvae. **Aquaculture**. v. 218, p. 55–65. 2003.
- PIEDRAHITA, R. H. Simulation of Short-Term Management Actions to Prevent Oxygen Depletion in Ponds. **Journal World Aquaculture Society**. v. 22, p. 157-166. 1991.

- POOLE, H. H.; ATKINS, W. R. G. Photo-electric measurements of submarine illumination through the year. **J. Mar. Biol. Assoc. U. K.**, Cambridge, n. 16, p.297-394. 1929.
- PRESCOTT, G. M. 1970. *The Freshwater Algae*. Dubuque, Iowa: WM. C. Brown Company Publishers, 348p.
- REYNOLDS, C. Functional Morphology and the Adaptive Strategies of Freshwater Phytoplankton. *In: In: Sandgren, C. D. Growth and Reproductive Strategies of Freshwater Phytoplankton*. 1. ed. New York: Cambridge University Press, 1988. p. 389-432.
- RICARD, M. 1987. *Atlas Du Phytoplancton Marin: Diatomophycées*, vol. 2. Paris, Centre National De La Recherche Scientifique. 297 p.
- ROSALES, N.; ORTEGA, J.; MORA, R.; MORALES, E. Influencia de la salinidad sobre el crecimiento y composición bioquímica de la cianobacteria *Synechococcus* sp. **Ciencias Marinas**. (31): 349-355.
- ROSOWSKI, J. R. Photosynthetic Euglenoids. *In: WHER, J. D. & SHEATH, R. G. 2003. Freshwater Algae of North America. Ecology and Classification*. Academic Press, New York. 918 p.
- ROUND, F. E.; CRAWFORD, R. M.; MANN, D. G. 1990. *The Diatoms Biology & Morphology of the Genera*. Cambridge University Press, 747 p.
- SANT'ANNA, C. L.; AZEVEDO, M. T. de P.; AGUJARO, L. F.; CARVALHO, M. do C.; SOUZA, R. C. R. de. 2006. *Manual Ilustrado para Identificação e Contagem de Cianobactérias Planctônicas de Águas Continentais Brasileiras*. Editora Interciência, 58 p.
- SCHROEDER, G. L.; WOHLFARTH, A. A.; HAVELY, A.; KRUEGER, H. The Dominance of Algal-Based Food Webs in Fish Ponds Receiving Chemical Fertilizers plus Organic Manures. **Aquaculture**. v. 86, p. 219-229. 1990.
- SCOR-UNESCO. 1966. Determination of photosynthetic pigments in seawater. *Monographs on Oceanographic Methodology*. Unesco, Paris, v. 1, p. 11-18.
- SMITH, P. T. Toxic effects of blooms of marine species of Oscillatoriales on farmed prawns (*Penaeus Monodon*, *Penaeus japonicus*) and brine shrimp (*Artemia salina*). **Toxicon**. v. 34, n. 8, p. 857-865, 1996.

- SOURNIA, A. **Atlas Du Phytoplancton Marin: Introduction, Cyanophycées, Dictyochophycées, Dinophycées et Raphidophycées**, vol. 1. Paris, Centre National De La Recherche Scientifique. 1986, 219 p.
- SOURNIA, A. *Phytoplankton Manual. Monographs and Oceanographic Metodologies.* Paris: UNESCO, 1978, 337 p.
- STAHL, M. S. The role of natural productivity and applied feeds in the growth of *Macrobrachium rosenbergii*. **Proceedings World Mariculture Society** v. 10, p. 92-109. 1979.
- STEIDINER, K. A. & TANGEN, K. 1996. Dinoflagellates. *In: TOMAS, C. R. (ed.). Identifying Marine Diatoms and Dinoflagellates.* Academic Press, Inc. San Diego, California, pp: 387-584.
- STRICKLAND, J. D. H.; PARSONS, T. S. **A manual of sea water analysis.** Bull. Fish. Res. Board of Canada, Ottawa, v. 125, p.1-205, 1972.
- TOOKWINAS, S. & SONGSANGJINDA, P. Water quality and Phytoplankton Communities in Intensive Shrimp Culture Ponds in Kung Krabaen Bay, Eastern Thailand. **Journal of the World Aquaculture Society.** v. 30, n. 1, p. 37-45. 1999.
- TORGAN, L. C. **Estrutura e dinâmica da comunidade fitoplanctônica na Lagoa dos Patos, Rio Grande do Sul - Brasil, em um ciclo anual.** 284 p. Dissertação de mestrado. Universidade Federal de São Carlos, São Paulo, Brasil, 1997.
- TUCKER, C. S.; LLOYD, S. W. 1984. Phytoplankton communities in channel catfish ponds. **Hydrobiologia**, v.112, p.137-141, 1984.
- UTERMÖHL, H. Neve Wege in der quantitativen Erfassung des planktons (mit besonderer Berücksichtigung des Ultraplanktons). **Mitt. Int. Ver. Theor. Angew. Limnol.**, v. 5, n. 2, p. 567-596, 1931.
- VALIELA, I. 1995. *Marine ecological processes* (2nd. Edition). Springer-Verlag, New York. 686 p.
- VAN WYK, P. & SCARPA, J. 1999. Water Quality and Management. *In: Van Wyk, P.; Scarpa, J.. (Eds.), Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater Systems.* Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Tallahassee, EUA. p. 141-138.

YUSOFF, F. M.; ZUBAIDAH, M. S.; MATIAS, H. B.; KWAN, T. S. Phytoplankton succession in intensive marine shrimp culture ponds treated with a commercial bacterial product. **Aquaculture Research.**, v. 33, p. 269-278. 2002.

WHER, J. D. & SHEATH, R. G. 2003. *Freshwater Algae of North America. Ecology and Classification*. Academic Press, New York. 918 p.

ZINGONE, A.; ENEVOLDSEN, H. O. The diversity or harmful algal blooms: a challenge for science and management. **Ocean & Coastal Management.**, n.8, v .43, p. 725-748. 2000.

ANEXO I. Data, horário, saturação de oxigênio (%) e nível de maré por ocasião das amostragens nas estações E (estuário), C (canal de abastecimento), P (platô) e D (descarga).

Data	Dias de Cultivo	Estação de Amostragem	Hora (h) (Inicial - Final)	Saturação do Oxigênio (%)	Nível de Maré
24/05/05	-6	E	10:30-11:00	24,9	BM
24/05/05	-6	C	11:20-11:40	24,9	BM/E
24/05/05	-6	P	12:10-12:25	24,9	BM/E
24/05/05	-6	D	12:30-12:50	24,9	BM/E
31/05/05	1	E	09:35-10:10	67,4	PM/E
31/05/05	1	C	10:30-11:15	90,2	PM/E
31/05/05	1	P	12:20-12:45	110,0	PM
31/05/05	1	D	12:45-13:05	92,3	PM/V
07/06/05	8	E	10:05-10:40	88,6	BM/V
07/06/05	8	C	11:00-11:20	94,7	BM
07/06/05	8	P	11:45-12:05	97,5	BM
07/06/05	8	D	12:40-13:05	99,9	IM
14/06/05	15	E	09:30-10:00	91,0	PM
14/06/05	15	C	10:05-10:30	99,1	PM/V
14/06/05	15	P	10:45-11:15	93,0	PM/V
14/06/05	15	D	12:10-12:30	86,3	IM
21/06/05	22	E	09:30-10:05	80,9	BM/V
21/06/05	22	C	10:15-10:35	96,0	BM
21/06/05	22	P	10:45-11:10	122,1	BM/E
21/06/05	22	D	11:15-11:45	164,7	BM/E
28/06/05	29	E	09:45-10:10	84,1	PM
28/06/05	29	C	10:20-10:35	97,1	PM
28/06/05	29	P	11:30-11:55	120,8	PM/V
28/06/05	29	D	12:05-12:30	136,7	PM/V
05/07/05	36	E	09:45-10:40	84,0	BM
05/07/05	36	C	10:45-11:15	97,5	BM/E

continua

continuação

05/07/05	36	P	11:45-12:10	78,5	BM/E
05/07/05	36	D	12:20-12:45	101,3	IM
13/07/05	44	E	09:30-10:00	90,0	PM
13/07/05	44	C	10:05-10:30	99,2	PM/V
13/07/05	44	P	10:35-11:10	88,2	PM/V
13/07/05	44	D	11:20-11:45	94,4	IM
19/07/05	50	E	09:40-10:20	80,0	BM/E
19/07/05	50	C	10:35-11:00	87,0	BM/E
19/07/05	50	P	11:05-11:35	89,0	IM
19/07/05	50	D	11:45-12:15	93,3	IM
26/07/05	57	E	07:30-08:00	73,4	PM/E
26/07/05	57	C	08:10-08:40	88,1	PM
26/07/05	57	P	09:00-09:35	83,8	PM/V
26/07/05	57	D	09:45-10:10	85,1	PM/V
02/08/05	64	E	13:00-13:15	102,0	IM
02/08/05	64	C	13:25-13:40	114,0	PM/E
02/08/05	64	P	13:55-14:15	164,0	PM/E
02/08/05	64	D	14:25-14:45	157,8	PM/E
09/08/05	71	E	09:30-09:45	81,1	PM/V
09/08/05	71	C	10:00-10:40	103,1	IM
09/08/05	71	P	11:00-11:20	114,3	BM/V
09/08/05	71	D	11:30-11:55	118,9	BM/V
16/08/05	78	E	09:50-10:20	82,4	IM
16/08/05	78	C	12:45-13:20	110,7	PM/E
16/08/05	78	P	11:30-12:05	119,7	PM/E
16/08/05	78	D	11:00-11:20	102,0	IM

(*) PM (preamar parada); PM/E (maré alta – enchente); PM/V (maré alta – vazante); BM (baixa-mar – parada); BM/E (baixa-mar – enchente); BM/V (baixa-mar – vazante); IM (maré intermediária).

ANEXO II. Relação dos táxons registrados nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar, categorias de tamanho (NA = nanoplâncton, MI = microplâncton, MA = macropilâncton) e organização celular (UNI = unicelular, COL = colonial, CEN = cenobial, FIL = filamentoso).

TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
CYANOPHYTA								
<i>Anabaena</i> sp.	-	C	-	-	MI	-	-	X
<i>Anabaena</i> / <i>Aphanizomenon</i>	E	C	P	D	MA	-	-	X
<i>Chamaesiphon</i> sp.	-	C	-	D	MI	-	X	-
<i>Chroococcus</i> sp.1	-	-	P	-	NA	-	X	-
<i>Chroococcus</i> sp.2	-	C	P	-	NA	-	X	-
<i>Cylindrospermopsis</i> sp.	E	C	-	-	MI	-	-	X
<i>Johannesbaptistia pellucida</i>	E	C	P	D	MI	-	X	-
<i>Lyngbya birgei</i>	-	C	-	-	MA	-	-	X
<i>Merimospedia</i> cf. <i>elegans</i>	E	C	-	-	MA	-	X	-
<i>Microcrocis</i> aff.	-	C	-	-	MI	-	X	-
Microcystaceae 1 (<i>Microcystis</i> aff.)	E	C	-	D	MA	-	X	-
Microcystaceae 2 (<i>Gloeocapsa</i> aff.)	-	C	-	-	NA	X	-	-
<i>Oscillatoria</i> sp.1	-	-	-	D	MI	-	-	X
<i>Oscillatoria</i> sp.2	E	-	-	-	MI	-	-	X
<i>Oscillatoria</i> sp.3	-	-	P	D	MI	-	-	X
Oscillatoriaceae 1	E	C	P	D	MI	-	-	X
Oscillatoriaceae 2	E	C	P	-	MA	-	-	X
<i>Phormidium</i> cf. <i>caldicola</i>	E	C	P	D	MA	-	-	X
<i>Phormidium</i> sp.1	E	C	P	D	MA	-	-	X
<i>Phormidium</i> sp.2	-	C	-	D	MA	-	-	X
<i>Phormidium</i> aff.	-	-	-	D	MI	-	-	X
<i>Phormidium</i> / <i>Planktothrix</i>	E	C	P	D	MA	-	-	X
<i>Planktothrix</i> sp.2	E	C	-	D	MI	-	-	X
<i>Porphyrosiphon</i> aff.	E	-	-	-	MA	-	-	X
<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>limnetica</i> (reta)	E	C	P	D	MA	-	-	X
<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>limnetica</i> (ondulada)	E	C	P	D	MI	-	-	X
<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>raphidioides</i>	-	-	P	D	MI	-	-	X
<i>Pseudanabaena</i> sp.	E	-	-	-	MI	-	-	X
Pseudanabaenoideae 1 (<i>Geitlerinema</i> aff.)	E	C	P	D	MI	-	-	X
Pseudanabaenoideae 2	E	C	P	D	MA	-	-	X
Pseudanabaenoideae 3	-	-	-	D	MI	-	-	X
Pseudanabaenoideae 4 (<i>Pseudanabaena</i> aff.)	E	-	-	-	MI	-	-	X
Pseudanabaenoideae 5 (<i>Pseudanabaena</i> aff.)	-	-	P	-	MI	-	-	X
<i>Rhaphidiopsis</i> aff.	E	-	-	-	MI	-	-	X
<i>Spirulina</i> cf. <i>meneghiniana</i>	E	C	P	D	MA	-	-	X

continua

continuação

TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
	E	C	-	-				
<i>Spirulina subsalsa</i>	E	C	-	-	MI	-	-	X
<i>Tychonema</i> sp.	E	C	-	-	MA	-	-	X
CHLOROPHYTA								
<i>Coelastrum</i> sp.	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Desmodesmus quadricauda</i>	E	-	-	-	MI	-	X	-
<i>Phyllobium</i> cf. <i>sphagnicola</i>	-	-	-	D	MI	-	-	X
<i>Scenedesmus acuminatus</i>	E	-	-	-	MI	-	X	-
<i>Sphaeroplea</i> aff.	-	-	-	D	MI	-	-	X
<i>Staurastrum</i> cf. <i>leptocladum</i>	-	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Ulotrix</i> / <i>Microspora</i>	E	C	-	D	MA	-	-	X
BACILLARIOPHYTA								
<i>Achnanthes brevipes</i>	-	C	-	D	MI	-	X	-
<i>Achnanthes longipes</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Actinopterychus</i> cf. <i>vulgaris</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> cf. <i>ovalis</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.2	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.3	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.4	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.5	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Amphora</i> sp.6	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	E	C	P	D	MI	-	X	-
<i>Bacillaria paxillifer</i>	E	C	P	-	MI	-	X	-
<i>Bellerocha malleus</i>	E	C	-	-	MA	-	X	-
<i>Biddulphia pulchella</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Biddulphia tuomeyi</i>	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Campylodiscus</i> sp.1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Campylodiscus</i> sp.2	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Campyloneis</i> cf. <i>grevillei</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-
<i>Cerataulus</i> cf. <i>turgidus</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Chaetoceros</i> sp.1	E	-	P	D	NA	-	X	-
<i>Chaetoceros</i> sp.2	-	-	P	D	NA	-	X	-
<i>Chaetoceros</i> sp.3	-	-	P	D	NA	-	X	-
<i>Chaetoceros</i> sp.4	E	-	P	D	NA	-	X	-
<i>Chaetoceros</i> sp.5	E	-	-	-	NA	-	X	-
<i>Chaetoceros</i> sp.6	-	C	-	-	NA	-	X	-
<i>Climaconeis</i> sp.	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Cocconeis</i> sp.1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Cocconeis</i> sp.2	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Cocconeis</i> sp.3	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Coscinodiscus</i> cf. <i>centralis</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Cyclotella</i> sp.	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Cylindrotheca closterium</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Cymbellonitzschia</i> cf. <i>diluviana</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Denticula</i> sp.	E	-	-	-	NA	X	-	-
<i>Diploneis</i> cf. <i>bomboides</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-

continua

continuação

TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
	E	C	P	D				
<i>Entomoneis alata</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Ephitemia</i> sp.1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Ephitemia</i> sp.2	-	-	-	D	MI	X	-	-
<i>Fragilaria</i> sp.	E	C	-	D	MI	-	X	-
<i>Frustulia</i> sp.	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Grammatophora marina</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Grammatophora hamulifera</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Grammatophora oceanica</i>	E	C	-	D	MI	-	X	-
<i>Guinardia</i> cf. <i>flacida</i>	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Guinardia striata</i>	E	-	-	-	MI	-	X	-
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>balticum</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>fasciola</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>scalproides</i>	E	C	P	D	MA	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> sp.1	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> sp.2	E	-	-	-	MA	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> sp.3	-	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Gyrosigma</i> / <i>Pleurosigma</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Hantzschia amphioxys</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Hemiaulus membranaceus</i>	E	-	-	-	MI	-	X	-
<i>Hemiaulus</i> sp. (<i>hauckii</i>)	E	-	-	-	MI	-	X	-
<i>Hustedtiella</i> sp.	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Lampriscus</i> sp.	E	-	-	-	MA	-	X	-
<i>Leptocylindrus danicus</i>	E	C	-	-	NA	-	X	-
<i>Licmophora</i> cf. <i>dalmatica</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Licmophora gracilis</i>	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Licmophora remulus</i>	E	C	-	D	MA	X	-	-
<i>Licmophora</i> sp.1	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Licmophora</i> sp.2	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Mastogloia</i> cf. <i>grana</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Mastogloia minuta</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Mastogloia</i> aff.	E	-	P	D	MI	X	-	-
<i>Melosira</i> cf. <i>dubia</i>	E	C	P	D	MI	-	X	-
<i>Navicula</i> cf. <i>distans</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-
<i>Navicula lyra</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> cf. <i>mutica</i>	E	-	-	-	NA	X	-	-
<i>Navicula transitans</i> var. <i>derasa</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.2	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.3	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.4	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.5	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Navicula</i> sp.6	E	-	-	-	MI	-	X	-
Naviculaceae 1	-	C	-	-	MI	X	-	-
Naviculaceae 2	-	C	-	-	MA	X	-	-
Naviculaceae 3	E	C	-	-	MI	X	-	-

continua

continuação

TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
	E	C	P	D				
<i>Nitzschia cf. incerta</i>	E	C	P	-	MA	X	-	-
<i>Nitzschia cf. lanceolata</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Nitzschia cf. sigma</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-
<i>Nitzschia cf. sigmoidea</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Nitzschia sp.1</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Nitzschia sp.2</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Nitzschia sp.3</i>	E	C	P	-	MA	X	-	-
<i>Nitzschia sp.4</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
Nitzschiaceae 1	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Odontella aurita</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Odontella sinensis</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Opephora sp.</i>	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Paralia sulcata</i>	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Pectrodictyon gemma</i>	E	C	-	D	MI	X	-	-
<i>Pinnularia sp.</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Plagiogramma cf. gregorianum</i>	E	-	P	-	MI	X	-	-
<i>Plagiogrammopsis cf. vanheurckii</i>	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Plagiotropis cf. lepidoptera</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Plagiotropis sp.</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Pleurosigma cf. aestuarii</i>	E	C	P	-	MI	X	-	-
<i>Pleurosigma cf. angulatum</i>	E	-	-	-	MA	X	-	-
<i>Pleurosigma lineare</i>	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Pleurosigma cf. normanii</i>	E	C	P	D	MA	X	-	-
<i>Pleurosigma sp.1</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Pleurosigma sp.2</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Podocystis cf. spathulata</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Proschkinia sp.</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Psammodictyon sp.</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Rhabdonema adriaticum</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Rhaphoneis amphiceros</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Rhizosolenia calcar avis</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Rhizosolenia setigera</i>	E	C	-	-	MA	-	X	-
<i>Diploneis ovalis</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Skeletonema sp.</i>	E	C	-	-	MA	-	X	-
<i>Stephanopyxis cf. palmeriana</i>	E	C	-	-	MI	-	X	-
<i>Striatella sp.</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Surirella fastuosa</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Surirella sp.</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Synedra cf. acus</i>	E	-	-	-	MA	X	-	-
<i>Synedra cf. affinis</i>	E	C	-	-	MA	X	-	-
<i>Synedra cf. ulna</i>	E	-	-	-	MA	X	-	-
<i>Terpesinoë sp.</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Thalassiotrix / Thalassionema</i>	-	C	-	-	MA	-	X	-
<i>Toxarium undulatum</i>	E	-	-	-	MA	X	-	-
<i>Triceratium broeckii</i>	E	-	-	-	MI	X	-	-

continua

continuação

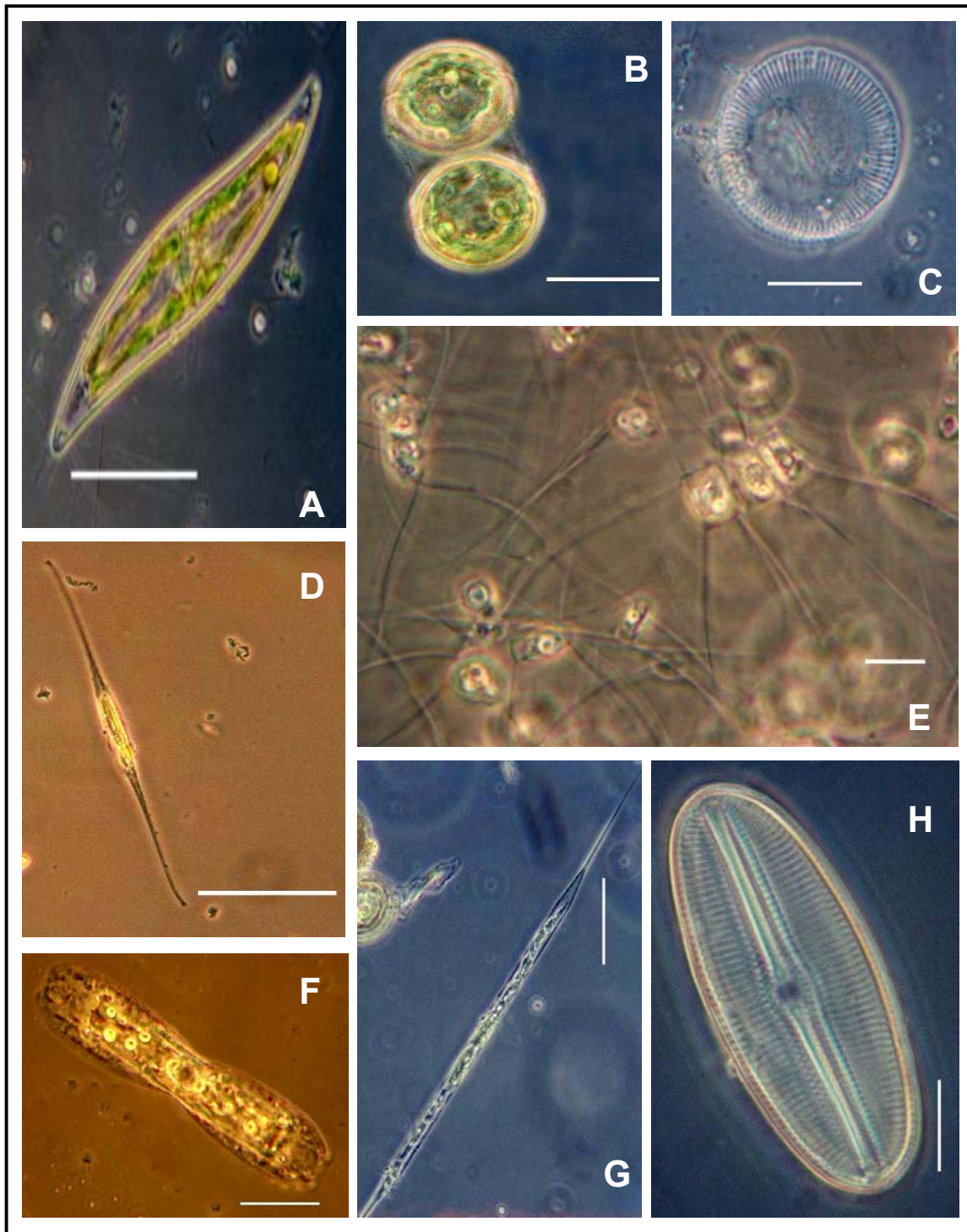
TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
	E	C	-	-				
<i>Triceratium favus</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
Centrales								
Centrales 1	-	C	-	-	NA	X	-	-
Pennales								
10 – 20 µm								
Pennate 1	E	C	-	-	NA	X	-	-
Pennate 2	E	-	-	-	NA	X	-	-
20 – 30 µm								
Pennate 3	E	C	-	-	NA	X	-	-
Pennate 4	E	-	-	-	NA	X	-	-
Pennate 5	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 6	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 7	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 8	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 9	E	-	-	-	MI	X	-	-
Pennate 10	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 11	E	-	P	-	MI	X	-	-
Pennate 12	E	C	-	-	MI	X	-	-
31 – 40 µm								
Pennate 13	E	-	-	D	MI	X	-	-
Pennate 14	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 15	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 16	E	C	P	D	MI	X	-	-
Pennate 17	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 18	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 19	E	-	-	-	MI	X	-	-
Pennate 20	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 21	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 22	-	C	-	-	MI	-	X	-
41 – 50 µm								
Pennate 23	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 24	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 25	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 26	E	-	-	-	MI	X	-	-
Pennate 27	E	C	P	-	MI	X	-	-
Pennate 28	-	-	P	D	MI	X	-	-
Pennate 29	-	-	P	-	MI	X	-	-
51 – 100 µm								
Pennate 29	E	-	-	-	MI	X	-	-
Pennate 30	-	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 31	E	C	-	-	MI	X	-	-
Pennate 32	E	C	-	-	MI	X	-	-
DINOPHYTA								
<i>Akashivo sanguineum</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Gymnodinium</i> aff.	-	C	-	D	MI	X	-	-

continua

continuação

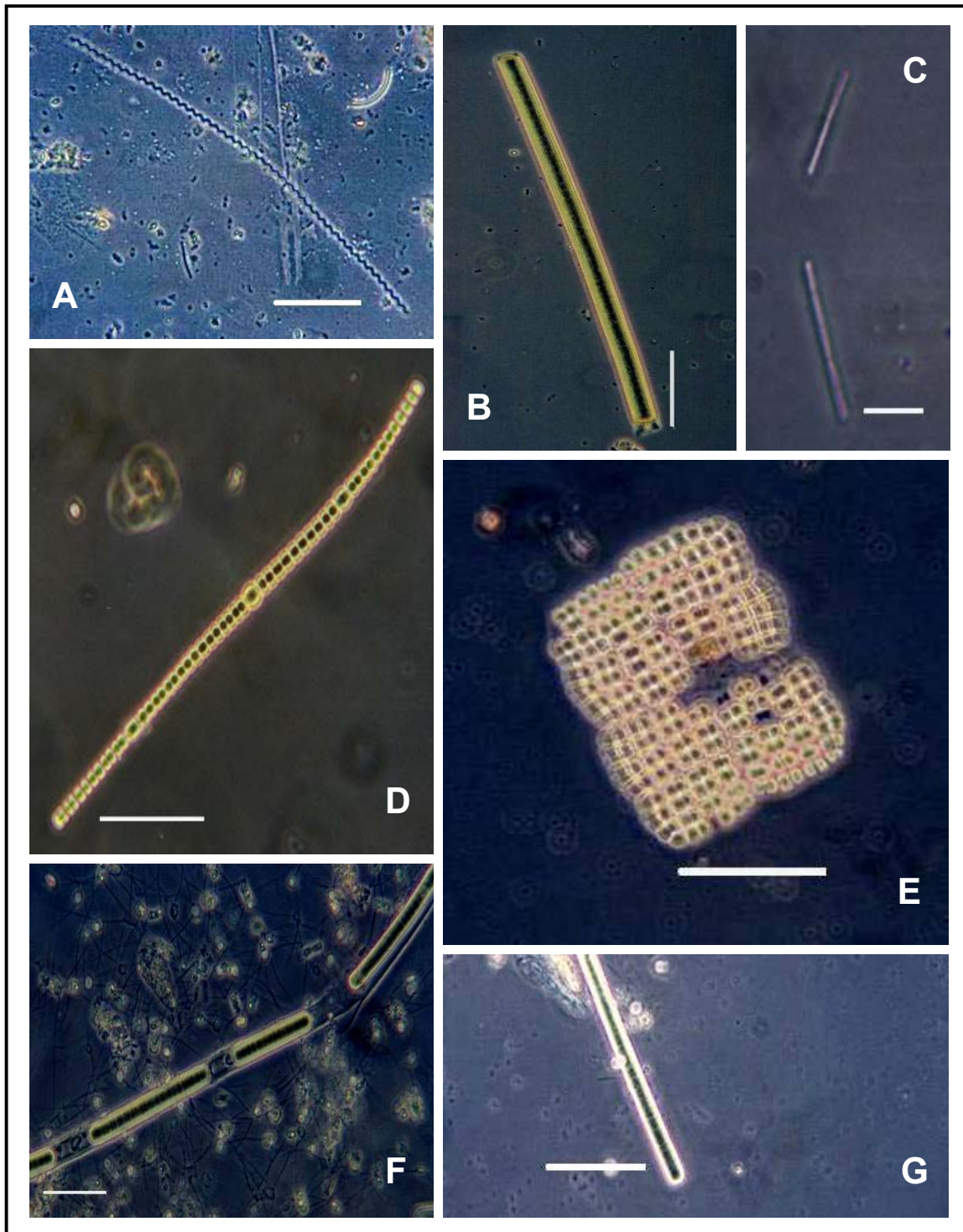
TÁXONS	ESTAÇÃO DE OCORRÊNCIA				CATEGORIA	UNI.	COL. CEN.	FIL.
<i>Gyrodinium</i> sp.	-	-	P	-	MI	X	-	-
<i>Peridinium quinquecorne</i>	E	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Plectodinium</i> aff.	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Prorocentrum micans</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Prorocentrum</i> cf. <i>minimum</i>	E	C	P	D	NA	X	-	-
<i>Protoperidinium</i> cf. <i>brevipes</i>	E	-	P	-	MI	X	-	-
<i>Protoperidinium</i> sp.	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Protoperinium</i> aff.	E	-	-	-	MI	X	-	-
<i>Scropsiella</i> cf. <i>trochoidea</i>	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Scropsiella</i> aff.	-	C	P	-	MI	X	-	-
Dinoflagelado não identificado 1 (17,5 × 10 µm)	E	C	P	D	NA	X	-	-
Dinoflagelado não identificado 2 (7,5 × 7,5 µm)	-	C	P	D	NA	X	-	-
Dinoflagelado não identificado 3 (Φ = 25 µm)	E	-	-	-	MI	X	-	-
Dinoflagelado não identificado 4 (20 × 17,5 µm)	E	C	-	D	MI	X	-	-
Dinoflagelado não identificado 5 (7,5 × 7,5 µm)	-	C	P	D	NA	X	-	-
EUGLENOPHYTA								
<i>Euglena</i> sp.	E	C	P	D	MI	X	-	-
<i>Phacus</i> sp.1	-	-	P	-	MI	X	-	-
<i>Phacus</i> sp.2	-	C	-	-	MI	X	-	-
<i>Phacus</i> sp.3	-	-	-	D	MI	X	-	-
Euglenoficea não identificada (20 × 7,5 µm)	E	-	P	D	MI	X	-	-
ORGANISMOS NÃO IDENTIFICADOS								
NID 1	E	C	-	-	MI	X	-	-
NID 2	E	-	-	-	MI	X	-	-
NID 3	-	-	P	-	NA	X	-	-
NID 4	E	-	-	-	MI	X	-	-
NID 5	-	C	-	D	MI	X	-	-
NID 6	-	C	-	-	MI	X	-	-
NID 7	-	-	P	D	NA	X	-	-
NID 8	-	-	P	D		X	-	-
NID 9	-	-	-	D	MI	X	-	-
NID 10	-	-	-	D	MA	-	-	X
NID 11	-	C	-	-		-	X	-
NID 12	-	-	-	D	MI	X	-	-

ANEXO III. Principais diatomáceas registradas nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.



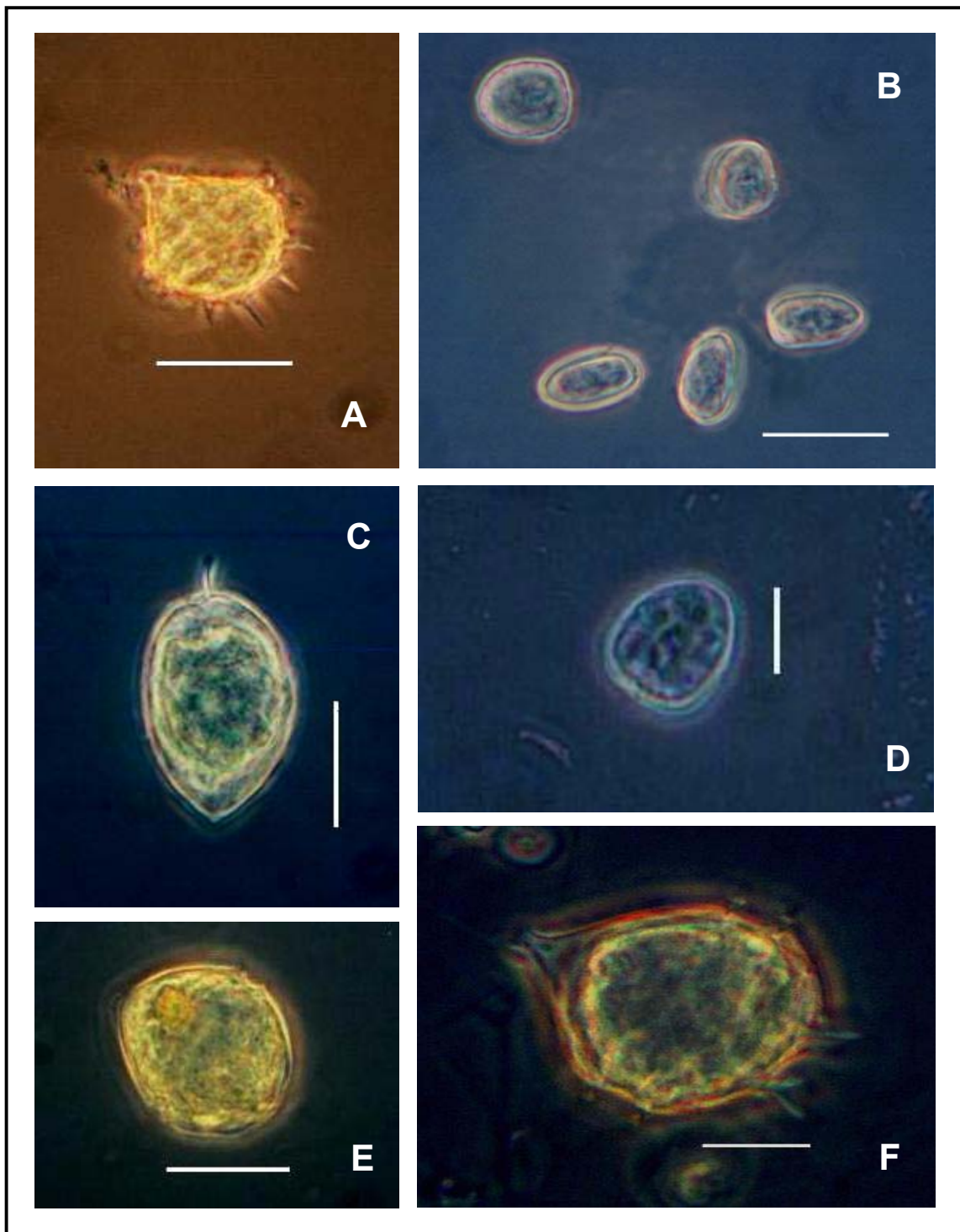
PRANCHA I. Fig. A. *Pleurosigma* cf. *normanii*. Escala 50 µm. Fig. B. *Melosira* cf. *dubia*. Escala 20 µm. Fig. C. *Cyclotella* cf. *striata*. Escala 20 µm. Fig. D. *Cylindrotheca closterium*. Escala 50 µm. Fig. E. *Chaetoceros* sp. 4. Escala 10 µm. Fig. F. *Plagiotropis* cf. *lepidoptera*. Escala 50 µm. Fig. G. *Rhizosolenia setigera*. Escala 50 µm. Fig. H. *Diploneis ovalis*. Escala 20 µm. (Fotos: Renata S. Fonseca).

ANEXO IV. Principais cianofíceas registradas nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.



PRANCHA II. Fig. A. *Spirulina* cf. *meneghiniana*. Escala 50 μm . Fig. B. *Phormidium/Planktothrix*. Escala 100 μm . Fig. C. *Pseudanabaena* cf. *limnetica*. Escala 10 μm . Fig. D. *Anabaena/Aphanizomenon*. Escala 50 μm . Fig. E. *Merimospedia* sp. Escala 50 μm . Fig. F. *Phormidium* cf. *callicola*. Escala 20 μm . Fig. G. *Phormidium* sp.1. Escala 50 μm . (Fotos: Renata S. Fonseca).

ANEXO V. Principais dinoflagelados registrados nas estações de amostragem localizadas no estuário (E), canal (C), platô (P) e descarga (D) da Fazenda Cunhamar durante o período de maio a agosto de 2005.



PRANCHA III. Fig. A. *Peridinium quinquecorne*. Escala 20 µm. Fig. B. *Prorocentrum* cf. *minimum*. Escala 20 µm. Fig. C. *Prorocentrum micans*. Escala 20 µm. Fig. D. *Prorocentrum* cf. *minimum*. Escala 10 µm. Fig. E. *Scripsiella* cf. *trochoidea*. Escala 20 µm. Fig. F. *Protoperidinium* sp. . Escala 20 µm. (Fotos: Renata S. Fonseca).