



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA
MESTRADO EM AQUICULTURA E RECURSOS AQUÁTICOS TROPICAIS**

DENISE CRISTINA DE SOUZA RIBEIRO

**DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNCTON EM VIVEIRO DE
CULTIVO DE *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE
INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO**

**BELÉM
2017**

DENISE CRISTINA DE SOUZA RIBEIRO

**DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNCTON EM VIVEIRO DE
CULTIVO DE *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE
INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO**

**Dissertação de Mestrado apresentado ao Programa de
Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos
Tropicais, da Universidade Federal Rural da Amazônia,
como parte dos requisitos necessários à obtenção do título
de Mestre em Aquicultura e Recursos Aquáticos
Tropicais.**

**Orientador: Profº. Dr. Nuno Filipe Alves Correia de Melo
Co-Orientador: Profº Dr. Glauber David Almeida
Palheta**

Ribeiro, Denise Cristina de Souza

Dinâmica espaço-temporal do microfitoplâncton em viveiro de cultivo de *litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) e sua área de influência em um estuário amazônico / Denise Cristina de Souza Ribeiro. – Belém, PA, 2017.

75.

Dissertação (Mestrado em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais) – Universidade Federal Rural da Amazônia, 2017.

Orientador: Nuno Filipe Alves Correia de Melo.

1. Microfitoplancton – Estuário Amazônico. 2. *litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) – Cultivo. 3. Análise de Redundância Canônica - RDA. 4. Ecossistemas Aquáticos. 5. Aquicultura. I. Melo, Nuno Filipe Alves Correia de (orient.) II. Título

CDD – 577.7609811

DENISE CRISTINA DE SOUZA RIBEIRO

**DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNCTON EM VIVEIRO DE
CULTIVO DE *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE
INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais, da Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte dos requisitos necessários à obtenção do título de Mestre em Aquicultura e Recursos Aquáticos Tropicais.

Aprovado em 19/05/2017

BANCA EXAMINADORA

Dr. Nuno Filipe Alves Correia de Melo-ORIENTADOR
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA

Dr. Rosildo Santos Paiva
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ-MEMBRO 1

Dr. Fábio Campos Pamplona Ribeiro
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-MEMBRO 2

Dr. Caio Brito Lourenço
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-MEMBRO 3

Dr. Maria de Lourdes Souza Santos
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-SUPLENTE

Dedico especialmente a minha avó “Dica” que tanto me ajudou nesta difícil caminhada e a minha querida avó Deuza (*In memoriam*) que muito torceu e acreditou na minha capacidade.

Obrigada!

Agradecimentos

Agradeço:

A Deus pela minha vida, protegendo-me durante essa longa caminhada de estudo e por nunca ter me deixado ir pelos maus caminhos que a vida ofereceu;

A Universidade Federal Rural da Amazônia e ao programa de pós-Graduação pela oportunidade.

A bolsa de mestrado CAPES-CNPq, que muito contribuiu para o desenvolvimento do meu estudo;

Ao professor Dr. Nuno Filipe Alves Correia de Melo pela sua orientação desde a época da graduação e pela oportunidade que me deu em trabalhar na pesquisa, pelo apoio e auxílio neste trabalho;

Ao professor Dr. Glauber David Almeida Palheta que também contribuiu para a realização desta pesquisa;

Á todos os professores do Programa da pós-graduação pelos ensinamentos;

Ao Dr. Fabio Campos Pamplona e ao Dr. Caio Brito Lourenço por fornecerem suas ajudas e principalmente inestimáveis paciências na organização dos dados e análises estatísticas, foram de extrema importância, meu muito obrigada!

Aos meus pais João Tadeu e Maria Benedita pelo incentivo, apoio e amor;

Aos meus irmãos, primos e toda minha família e principalmente a minha avó que sempre, sempre e sempre acreditou na minha capacidade;

Aos amigos que conquistei na turma de pós-graduação, Leandro Maciel, Leandro Ferreira, Luana, Debora, Priscila, Samara, Fran, Fernanda, obrigado galera;

Ao meu amigo Ewertton Gadelha (profº Girafales) e minha amiga Maiara Castro os quais conheci na Graduação e continuamos firmes e fortes no mestrado e que contribuíram também nas minhas análises e companhia por longas horas e dias de laboratório. A amizade é para a vida toda podem ter certeza;

A todos os amigos do Laboratório de Ecologia Aquática e Tropical (LECAT) e do Laboratório de Química Ambiental (LQA);

E a todos que contribuíram direta ou indiretamente para a realização deste trabalho e torceram por mim! Meu muito obrigado.

*"O sucesso nasce do querer, da determinação e persistência em se chegar a um objetivo.
Mesmo não atingindo o alvo, quem busca e vence obstáculos, no mínimo fará coisas
admiráveis."*

José de Alencar.

RESUMO

Para se formular uma melhor utilização dos ecossistemas aquáticos faz-se necessário avaliar o corpo de água, integrando e interagindo, simultaneamente, ao ambiente terrestre, desta forma, na atividade de aquicultura é de extrema importância o estudo da comunidade planctônica, destacando-se o fitoplâncton, que representa um importante papel como produtor primário nos ecossistemas aquáticos. O objetivo do trabalho foi caracterizar a estrutura da comunidade microfitoplanctônica de um viveiro de cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* e sua área adjacente, durante dois períodos, relacionando os fatores abióticos e bióticos que influenciam na variação espaço-temporal do microfitoplâncton. As análises quali-quantitativas foram realizadas em cinco pontos de coletas, utilizando-se rede de plâncton (64µm) e coletou-se 200 ml de água diretamente da superfície da água. Os dados foram submetidos a aplicação de testes não paramétricos (Mann-Whitney e Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). As espécies indicadoras foram determinadas através do método do (IndVal) e para avaliar a influência das variáveis abióticas sobre a comunidade microfitoplanctônica, foi realizada uma RDA. A comunidade microfitoplanctônica contribuiu com um total de 205 táxons (194 no estuário e 107 no viveiro) sendo Bacillariophyta com maior contribuição principalmente no estuário. Os ambientes mostraram-se diferentes em relação a densidade total, uma vez que, o estuário apresentou maior densidade comparado ao viveiro. As espécies indicadoras destes ambientes foram melhores representadas por diatomáceas, sendo que no estuário destacou-se com maior valor de indVal *Diploneis bombus* (53,6) e a diatomácea *Navicula* sp.1 (37,6) no viveiro.

Palavras-chave: sazonalidade; nutrientes; RDA

ABSTRACT

In order to formulate a better use of aquatic ecosystems it is necessary to evaluate the body of water, integrating and interacting simultaneously with the terrestrial environment, thus, in aquaculture activity is of extreme importance the study of the planktonic community, pointing the phytoplankton, that represents an important role as a primary producer in aquatic ecosystems. The objective of this work was to characterize the structure of the microphytoplankton community of a marine shrimp nursery *Litopenaeus vannamei* and its adjacent area, during two periods, relating the abiotic and biotic factors that influence the spatio-temporal variation of microphytoplankton. For qualitative and quantitative analyzes, five points were collected delimited, using a plankton net (64µm) and was collected 200 mL of water directly from the water surface. The datas were submitted a treatment non-parametric tests (Mann-Whitney and Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). The indicator species were determined using the method (IndVal) and to evaluate the influence of the abiotic variables about microphytoplankton community, a RDA was performed. The microphytoplankton community contributed a total of 205 taxa (194 in the estuary and 107 in the nursery) Bacillariophyta with higher contribution mainly in the estuary. The environments were different in relation to the total density, once that the estuary presented higher density compared with nursery.

Key words: seasonality; nutrients; RDA

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1- Localização da área de estudo e pontos de coleta. Captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), bacia de sedimentação (BS). Entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.....	21
Figura 2- Estuário onde foram realizadas as coletas ao longo do estudo, próximo a bomba de captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), Curuçá-PA.....	21
Figura 3- Viveiro onde foram realizadas as coletas de água ao longo do estudo, entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.....	22

CAPITULO 2

Figura 1. Localização da área de estudo e pontos de coleta. Captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), bacia de sedimentação (BS). Entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.....	44
Figura 2. Média histórica mensal de (1982-2011) e precipitação média (mm) do ano de 2011. Fonte: Agência Nacional da Águas-ANA.....	47
Figura 3. Gráficos de valores médios, máximos e mínimos, comparando as variáveis ambientais no estuário (Es) e viveiro (Vi), durante todo período de estudo, Curuçá-PA.	48
Figura 4. Densidade microfitoplanctônica (org.L ⁻¹) por grupo taxonômico no estuário, Curuçá-PA.....	50
Figura 5. Densidade microfitoplanctônica (org.L ⁻¹) por grupo taxonômico no viveiro, Curuçá-PA.....	51
Figura 6. Biomassa microfitoplanctônica (mg.m ⁻³) ao longo do período de estudo, no viveiro e estuário, Curuçá-PA.....	53
Figura 7. Ordenação Biplot baseada na Análise de Redundância Canônica (RDA) de dados microfitoplanctônicos e variáveis ambientais no estuário. Somente as variáveis significativas foram representadas (p<0,05). A) Projeção das amostras do período chuvoso e seco com variáveis ambientais. (B) Projeção dos táxons microfitoplanctônicos das amostras do período chuvoso e seco com as variáveis ambientais. Fosf (Fosfato), Silica (Silicato), Sal (Salinidade), Nitri (Nitrito).....	55
Figura 8. Ordenação Biplot baseada na Análise de Redundância Canônica (RDA) de dados microfitoplanctônicos e variáveis ambientais no viveiro. Somente as variáveis significativas foram representadas (p<0,05). A) Projeção das amostras do período chuvoso e seco com variáveis ambientais. (B) Projeção dos táxons fitoplanctônicos das amostras do período chuvoso e seco com as variáveis ambientais. Nitra (Nitrato), Precip (Precipitação), Silica (Silicato), Sal (Salinidade), N-amon (N-amoniaco), Clo a (Clorofila a), Fosf (Fosfato)	56

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1

1 INTRODUÇÃO.....	12
1.1 REFERENCIAL TEORICO.....	14
1.1.1 Fitoplâncton de áreas costeiras.....	15
1.1.2 Fitoplâncton na Aquicultura.....	17
2 OBJETIVOS.....	19
2.1 OBJETIVO GERAL.....	19
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	19
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	20
3.1 ÁREA DE ESTUDO.....	20
3.1.1 Localização.....	20
3.1.2 Geologia.....	22
3.1.3 Vegetação.....	22
3.1.4 Hidrografia.....	23
3.1.5 Clima.....	23
3.2 COLETA DE AMOSTRAS.....	24
3.2.1 Coleta biológica.....	24
3.2.2 Biomassa microfitoplanctônica.....	24
3.2.3 Coleta dos parâmetros abióticos.....	24
3.3 ANÁLISES DOS DADOS.....	25
3.3.1 Composição do microfitoplâncton.....	25
3.3.2 Clorofila <i>a</i>	25
3.3.3 Oxigênio dissolvido.....	26
3.3.4 Nutrientes.....	26
3.4 TRATAMENTO NUMÉRICO DOS DADOS.....	27
3.4.1 Frequência de ocorrência.....	27
3.4.2 Densidade microfitoplanctônica.....	27
3.4.3 Riqueza de Espécies.....	28
3.4.4 Índice de Diversidade de Shannon (H').....	28
3.4.5 Índice de Equitabilidade de Pielou (J').....	29
3.4.6 Transformação dos Dados.....	29
3.5 ECOLOGIA NUMÉRICA.....	31

3.5.1 Análise do Valor Indicador (IndVal).....	31
3.5.2 Análise de Redundância Canônica (RDA).....	32
REFERÊNCIAS.....	33
CAPITULO 2	
DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNTON EM VIVEIRO DE CULTIVO DE <i>LITOPENAEUS VANNAMEI</i> (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO.....	40
APÊNDICES.....	69

1 INTRODUÇÃO

O Brasil tem uma extensa zona costeira, bem como as condições climáticas, topográficas e hidrobiológicas favoráveis ao cultivo de camarão marinho, que ocorre em escala comercial desde a década de 1980. Apesar destas boas condições e temperaturas anuais estáveis, especialmente na região nordeste do país, o aumento da produção de camarão ocorreu de forma diversificada devido a rigorosas regulamentações ambientais (PAIVA-MAIA et al., 2013).

A produção aquícola marinha brasileira pode ser dividida basicamente em dois tipos: a malacocultura, que se refere à produção de moluscos e; a carcinicultura, que se refere à produção de camarões marinhos. Desses, a carcinicultura, que concentra a maior parte da produção nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará, foi responsável por cerca de 78% do total produzido em 2011 (MPA, 2012).

No Norte do Brasil, a carcinicultura é pouco desenvolvida, caracterizada por empreendimentos de pequeno e médio porte, com produção quase toda voltada para o consumo local. Nesta região as principais espécies cultivadas são *Macrobrachium rosenbergii* (DE MAN, 1879), *Macrobrachium amazonicum* (HERLLER, 1862), espécies de água doce, e o camarão branco *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931), característico de águas marinhas e estuarinas (FAO, 2006).

A espécie *Litopenaeus vannamei* originária do Oceano Pacífico e introduzida no Brasil na década de 90, foi responsável pelo estágio de desenvolvimento da carcinicultura no país. Devido à sua rusticidade, ao rápido crescimento e principalmente a sua capacidade de adaptação às condições climáticas brasileiras, assim como, sua tolerância a variações dos fatores ambientais, a sua exploração comercial em fazendas se expandiu de forma rápida, participando da quase totalidade dos cultivos realizados nacionalmente (MAIA; ROCHA, 1995; ROCHA et al., 1997).

A produção de camarões é ainda uma atividade controversa, devido ao cultivo de espécies exóticas em muitos casos, e também devido ao efluente proveniente dos viveiros que é descarregado no ambiente adjacente (CARDOZO, 2011). De acordo com o autor, o efluente que é gerado, é proveniente de fertilizações regulares dos viveiros, que tem por objetivo estimular a produção de plâncton e da grande quantidade de ração que é ofertada como alimento, o que pode causar algum tipo de impacto no ambiente receptor desta descarga. A descarga de efluentes ricos em matéria orgânica proveniente de fazendas de criação de camarão

marinho pode ser causador de hipernitrificação, eutrofização, sedimentação e mudança da produtividade e estrutura da comunidade biótica adjacente (WAINBERG, 2000).

Uma provável forma de mitigar esses impactos e melhorar a qualidade do efluente que é disponibilizado para o meio ambiente são as bacias de sedimentação. De acordo com o Ministério do Meio Ambiente (2005) depois da destruição dos manguezais para a atividade de carcinicultura, provavelmente o impacto mais estudado é o lançamento de efluentes, e que de acordo com o órgão, a maior parte dos empreendimentos implantados no Brasil não possuem qualquer tipo de tratamento destes efluentes e que apesar de serem raras essas bacias nas fazendas de cultivo, são efetivas somente na diminuição do descarte de material particulado, sendo pouco efetivas na redução da concentração de nutrientes.

Desta forma, os principais impactos dos efluentes das atividades de aquicultura sobre os ecossistemas aquáticos são: o aumento das concentrações de nitrogênio e fósforo na coluna d'água e o acúmulo de matéria orgânica nos sedimentos (MIREs, 1995; BARDACH, 1997; MIDLEN; REDDING, 1998), e com isto, essa disponibilidade de nutrientes nos ambientes límnicos tende a favorecer o aumento da comunidade fitoplanctônica, alterando principalmente a dinâmica do oxigênio dissolvido.

O fitoplâncton representa um papel importante como produtor primário nos ecossistemas aquáticos, uma vez que constituem o início da teia trófica. Estes microrganismos são extremamente sensíveis a mudanças ambientais, refletindo as mínimas alterações químicas e físicas da água, logo um excelente indicador da qualidade da água (PADISÁK, 1993; BUFORD, 1997). Neste sentido, numerosas investigações sobre a composição, diversidade, abundância, dominância do fitoplâncton e suas relações com nutrientes no ambiente proporcionam informações fundamentais sobre os ecossistemas e suas variações em relação à poluição (LUDWIG; REYNOLDS, 1988; FERREIRA; ROCHA, 1988; BRANCO; SENNA, 1996; HUSZAR et al., 2000; HAVENS et al., 2003).

Desta forma, Chellappa et al. (2007) relatam em seu estudo, que o fitoplâncton é um dos fatores imprescindíveis para o desenvolvimento da carcinicultura, de acordo com esses autores, para se obter a estabilidade e o bom desenvolvimento desta atividade, necessita-se caracterizar e realizar o controle populacional da comunidade fitoplanctônica em todos os períodos de cultivo. Assim, devido a implantação e crescimento da atividade de carcinicultura marinha na Amazônia, objetivou-se avaliar a importância da comunidade microfitoplanctônica, bem como o monitoramento dos parâmetros de qualidade ambiental na água dos viveiros, e também nos efluentes que são despejados para o corpo receptor, no intuito de monitorar os fatores físico-químicos e biológicos, que estejam influenciando espacial e temporalmente essa comunidade.

1.1 REFERENCIAL TEORICO

Para que a expansão da aquicultura se dê em bases ambientalmente sustentáveis, o desenvolvimento de sistemas mais eficientes do ponto de vista de uso da água e menores impactos ambientais, deve ser alvo de pesquisas (SILVA et al., 2013). De acordo com Valenti (2002), a aquicultura moderna se baseia em três componentes: a produção lucrativa, a preservação do meio ambiente e o desenvolvimento social. De tal forma, para que esta atividade se estabeleça, Silva et al. (2013) relatam que é preciso que algumas condições ambientais sejam respeitadas, e que a produção dos animais aquáticos seja conduzida dentro de parâmetros de qualidade de água especificados pela legislação brasileira.

Neste sentido, devido ao crescimento da atividade de aquicultura, torna-se de extrema importância a avaliação tanto no monitoramento da qualidade da água dos viveiros quanto do efluente que é despejado para o corpo receptor, no intuito de monitorar os fatores físico-químicos e biológicos, principalmente no que diz respeito a comunidade planctônica, uma vez que estes organismos sofrem grande influência em relação ao grande aporte de nutrientes que advém da aquicultura.

A base da cadeia trófica aquática é constituída basicamente pela comunidade planctônica, organismos de extrema sensibilidade às modificações ambientais. Tal comunidade é composta principalmente pelo fitoplâncton e zooplâncton. Os organismos do plâncton têm como característica marcante, viver na coluna d'água, com reduzida capacidade de locomoção (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2003). Devido ao seu curto ciclo de vida, os mesmos são considerados excelentes indicadores, uma vez que respondem de forma mais rápida as transformações química e física que possam acontecer no meio ao qual estão inseridos (COSTA; ESKINAZI-LEÇA; NEUMANN-LEITÃO, 2004).

A resposta inicial à modificação de qualquer fator ambiental no ambiente aquático é dada pelo fitoplâncton, em seguida refletida aos demais níveis tróficos. A integração tripla de luz, nutrientes e seres autotróficos é constantemente alterada na coluna d'água, através dos processos físicos e químicos da água (SIPAÚBA-TAVARES, 1998).

Portanto, a revisão a seguir será baseada em trabalhos que foram realizados em relação a comunidade fitoplanctônica em ambientes de áreas costeiras e em viveiros de cultivo de organismos aquáticos.

1.1.1 Fitoplâncton de áreas costeiras

A distribuição e a estrutura do fitoplâncton estão fortemente relacionados com as características físicas e químicas dos corpos d'água. Variações de condições abióticas da água ocorrem naturalmente durante todo o dia e as estações do ano. Estas variações podem ser vertical ou horizontal e podem estar intimamente relacionadas com a estratificação e mistura da coluna de água, o que resulta em mudanças na disponibilidade de nutrientes e luz para o desenvolvimento da comunidade de fitoplâncton (LOPES et al., 2005).

Huang et al. (2004) estudaram em um estuário na China durante a estação seca e chuvosa a composição taxonômica, abundância e distribuição espacial do fitoplâncton. Verificaram como resultado para a estação chuvosa 130 espécies e na estação seca 132 espécies, sendo a abundância do fitoplâncton para a estação chuvosa mais alta que na estação seca, com uma média de 6.3×10^5 cells.L⁻¹ e 1.4×10^5 cells.L⁻¹, respectivamente. A espécie dominante para o período chuvoso foi *Skeletonema costatum*, enquanto que *Eucampia zoodiacus* foi no período seco.

Souza et al. (2008) estudaram a variação sazonal e nictemeral do microfitoplâncton de águas costeiras amazônicas, onde foram identificados 130 táxons incluídos nas divisões Cyanophyta (2 táxons), Bacillariophyta (115 táxons) e Dinophyta (13 táxons). As diatomáceas dominaram o microfitoplâncton da área, sendo *Asterionellopsis glacialis*, *Dimeregramma minor*, *Skeletonema* sp. e *Thalassiosira subtilis* os táxons mais frequentes e abundantes.

Leão et al. (2008) avaliaram a ecologia do microfitoplâncton do estuário do rio Igarassu em Pernambuco, verificando que para o estudo da comunidade fitoplanctônica foram identificadas 210 espécies, distribuídas nas divisões Bacillariophyta que tiveram maior representatividade, com 146 espécies, seguidas pelas Cyanophyta (26 espécies), Chlorophyta (15 espécies), Euglenophyta (12 espécies) e Dinophyta (11 espécies).

No trabalho realizado por Silva et al. (2009) foram determinadas as variações espaço-temporais do microfitoplâncton e variáveis ambientais no estuário do rio Formoso (PE), no período chuvoso e de estiagem, onde, foram identificados 204 táxons, com predomínio do grupo das diatomáceas (75%), destacando-se como dominantes *Chaetoceros costatus* Pavillard, *Chaetoceros curvisetus* Cleve, *Chaetoceros* sp., *Coscinodiscus centralis* Ehrenberg, seguidas dos dinoflagelados (10,79%), cianofíceas (6,37%), clorofíceas (3,92%), euglenofíceas (3,43%) e silicoflagelados (0,49%).

Com o objetivo de ampliar os conhecimentos sobre a diversidade, distribuição e ecologia da comunidade fitoplanctônica na Plataforma Continental de Pernambuco e área

oceânica, Koenig et al. (2009) realizaram trabalho, onde identificaram 173 táxons específicos e infraespecíficos, distribuindo-se nas classes: Dinophyta (103 táxons); Bacillariophyta (61 táxons); Cyanobactéria (7 táxons); Chlorophyta (1 táxon) e Chrysophyta (1 táxon), sendo a família Ceratiaceae apresentando a maior riqueza, com 47 táxons.

Em um estuário na região Nordeste Paraense, destaca-se o trabalho de Costa (2010) com a análise da variação nictemeral do microfitoplâncton próximo ao efluente de uma fazenda de cultivo de camarão marinho, verificando que a composição do microfitoplâncton apresentou um total de 170 táxons, com destaque para a divisão Bacillariophyta com o maior número de táxons (149 sp).

Santana et al. (2010) analisando a composição florística e a ecologia do microfitoplâncton do Estuário do Rio Marapanim, registrou 180 táxons, distribuídos nas divisões: Bacillariophyta (77,3%), seguido pelas Chlorophyta (12,7%), Dinophyta (6,6%), Cyanophyta (2,8%) e Dictyophyta (0,6%).

Matos et al. (2012) estudaram aspectos ecológicos sobre a comunidade fitoplanctônica em ambientes costeiros do Norte do Brasil, caracterizando quali-quantitativamente o fitoplâncton da zona de arrebentação de uma praia amazônica, nesta área, a comunidade fitoplanctônica esteve representada por 98 táxons, destacando-se nas amostras, qualitativamente *Coscinodiscus perforatus* como mais abundante e *Dimeregramma minor* revelando-se como dominante quantitativamente.

Bucci et al. (2012) estudando a variabilidade temporal do fitoplâncton no estuário de São Vicente no estado de São Paulo, verificaram que a biomassa fitoplanctônica, como clorofila *a* variou sazonalmente em relação as chuvas e as marés.

Bortolini e Bueno (2013) avaliaram as características limnológicas na região pelágica do rio São João no Parque Nacional do Iguaçu e identificaram 221 táxons durante seus estudos, sendo a classe Bacillariophyceae a mais representativa. Bacillariophyceae e Chrysophyceae foram as classes dominantes em termos de densidade.

Rezende et al. (2015) analisaram a variabilidade sazonal da comunidade microfitoplanctônica em águas superficiais da Baía da Guanabara (RJ, Brasil), tendo como resultado uma alta representatividade de diatomáceas, dinoflagelados e cianobactérias, representados por 111 táxons típicos de ambientes estuarinos e costeiros. Estes verificaram que a coexistência de espécies bentônicas e planctônicas indicou um alto hidrodinamismo local.

Analisando o padrão sazonal e espécies chaves em águas costeiras e estuário no Norte da América e Europa, Carstensen et al. (2015) concluíram que os blooms do fitoplâncton é tipicamente dominado por diatomáceas e dinoflagelados no inverno e que blooms dominados

por Chlorophyta e Cyanobacterias são principalmente comuns em águas com salinidade baixa e altas temperaturas.

1.1.2 Fitoplâncton na Aquicultura

No Nordeste brasileiro, Campos et al. (2007) descreveram os principais grupos fitoplanctônicos do afluente e efluente de uma fazenda de camarão, obtendo como resultado que os grupos de algas mais abundante foram das clorofíceas, com média de 700.000 cel./mL, seguido das diatomáceas, com 400.000 cel./mL, cianobactérias, com 230.000 cel./mL, e dinoflagelados, com 8.000 cel./mL. Os resultados demonstram que os efluentes da fazenda de cultivo incrementam as concentrações de microalgas no ecossistema costeiro receptor.

No trabalho realizado por Casé et al. (2008) estes verificaram que devido ao aumento da entrada de nutrientes a composição e a densidade do plâncton em fazendas de cultivo na região Nordeste do Brasil é afetada, indicando que a estrutura do plâncton pode ser utilizada como indicador da qualidade de água em viveiros de cultivo de camarões em zonas tropicais.

Pereira-Neto et al. (2008) avaliaram as comunidades bentônicas e planctônicas de microalgas em viveiros de camarão marinho no estado de Pernambuco, relacionando-as com as variáveis hidrológicas, manejo e produção do viveiro. Assim, verificaram que a comunidade fitoplanctônica dos viveiros e do canal de abastecimento esteve representada por 47 gêneros, respectivamente, distribuídos entre as divisões Bacillariophyta (28), Chlorophyta (9), Cyanophyta (10), Euglenophyta (3) e Pirrophyta (5) e que o grupo responsável pelo maior valor de densidade dentro do viveiro foi Cyanophyta, o qual obtiveram as maiores densidades (15.335 e 14.120 ind/mL) durante o período seco e chuvoso, respectivamente.

Verificando ao efeito de duas estratégias de fertilização sobre a composição do fitoplâncton em viveiros de cultivo de *Litopenaeus vannamei* em Pernambuco, Brito et al. (2009) concluíram que as espécies se distribuíram em quatro grupos principais Diatomáceas, Cianobactérias, Clorofíceas e Dinoflagelados, com o melhor desenvolvimento das diatomáceas realizadas com tratamento T1, a base de nitrato de sódio enriquecido com fósforo, silicato, boro, magnésio, enxofre e potássio.

Araújo et al. (2010) analisaram a composição e densidade da comunidade fitoplanctônica em um viveiro e o seu efluente descartado para o estuário, no município de Curuçá-PA, com os valores de densidade variando de 2.200 ind.L⁻¹ a 128.259 ind.L⁻¹.

Em três sistemas de cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* denominados de orgânico, intensivo e semi-intensivo, Melo et al. (2010) estudaram a composição

fitoplanctônica nos diferentes sistemas, concluindo que os grupos fitoplanctônicos que contribuíram para os valores de densidade foram diatomáceas, cianofíceas, dinoflagelados e euglenas.

Sipúba-Tavares et al. (2011) avaliaram o efeito da qualidade da água em viveiros de produção de peixes, verificando que as maiores densidades de Euglenophyceae, Chlorophyceae e Cyanobacteria estiveram associadas aos elevados teores de nitrato (1 a 210 mg.L^{-1}) e densidade de Cyanobacteria acima de $90 \times 10^3 \text{ ind.m}^3$ (85,5%) ocorreram quando as concentrações de nitrato estiveram ao redor de 210 mg.L^{-1} , fósforo total menor que 106 mg.L^{-1} e temperatura acima de 25°C .

Souza et al. (2012) avaliaram através da comunidade fitoplanctônica três sistemas de cultivo com criação de peixes realizados com três diferentes tipos de alimentação durante um ciclo hidrológico e concluíram que Bacillariophyceae foi o grupo dominante nos viveiros encontrando maiores densidades fitoplanctônica no período seco.

No Nordeste Paraense, Araújo et al. (2012) monitoraram em uma fazenda de cultivo de camarão branco *Litopenaeus vannamei* as variáveis ambientais em uma variação nictemeral durante um ciclo de cultivo e concluíram que estas apresentaram diferenças significativas entre as nictemerais, e observaram um aumento dos nutrientes no decorrer do cultivo, motivado principalmente pelo arraçoamento e pelos dejetos dos camarões.

Em um sistema de cultivo de peixes, Sipaúba-Tavares et al. (2014) avaliaram durante um ano a comunidade fitoplanctônica e os fatores abióticos onde, verificaram que as classes Chlorophyceae e Bacillariophyceae estiveram presentes em todos os meses amostrados e verificaram que o teor de clorofila *a* esteve abaixo de 41 mg.L^{-1} . Ainda no mesmo sistema de cultivo, verificaram que os parâmetros físico-químicos da água dos tanques tiveram relação com a ocorrência de fitoplâncton nos sistemas de cultivo e que a maior frequência de Cyanobacteria ocorreu no período após a engorda dos peixes.

Marinho et al. (2014) avaliando o efeito da diatomácea *Navicula* sp na alimentação de pós larva de *L. vannamei*, verificaram que esse gênero apresentou os melhores resultados nos tratamentos, ressaltando melhores benefícios na adição deste como fonte natural de alimento.

Lemonnier et al. (2016) estudaram a dinâmica da comunidade fitoplanctônica em uma fazenda de cultivo de camarão em Nova Caledônia, na qual vem sendo afetada por vibriose, verificaram que nestes ambientes a biomassa fitoplanctônica e a composição são altamente variáveis, compostas principalmente por Picocyanobacteria, Prasinophyceae e Diatomophyceae como grupos dominantes e Cryptophyceae, Prymnesiophyceae e Dinophyceae como componentes menores.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Conhecer o sistema de criação do camarão branco (*Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931)) e sua área adjacente, sob a influência de efluente da fazenda, através da comunidade microfitoplanctônica, assim como sua relação com as variáveis ambientais, durante um ciclo hidrológico.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Caracterizar a estrutura da comunidade microfitoplanctônica do viveiro de cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* e dos pontos de captação da água e descarte do efluente, durante o período chuvoso e período seco;
- b) Verificar os fatores abióticos e bióticos que influenciam na variação espaço-temporal do microfitoplâncton no viveiro e nos pontos de captação da água e descarte do efluente, nos dois períodos;
- c) Comparar as duas áreas de estudo (viveiro e ambiente natural) relacionando a densidade microfitoplanctônica com os parâmetros abióticos.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

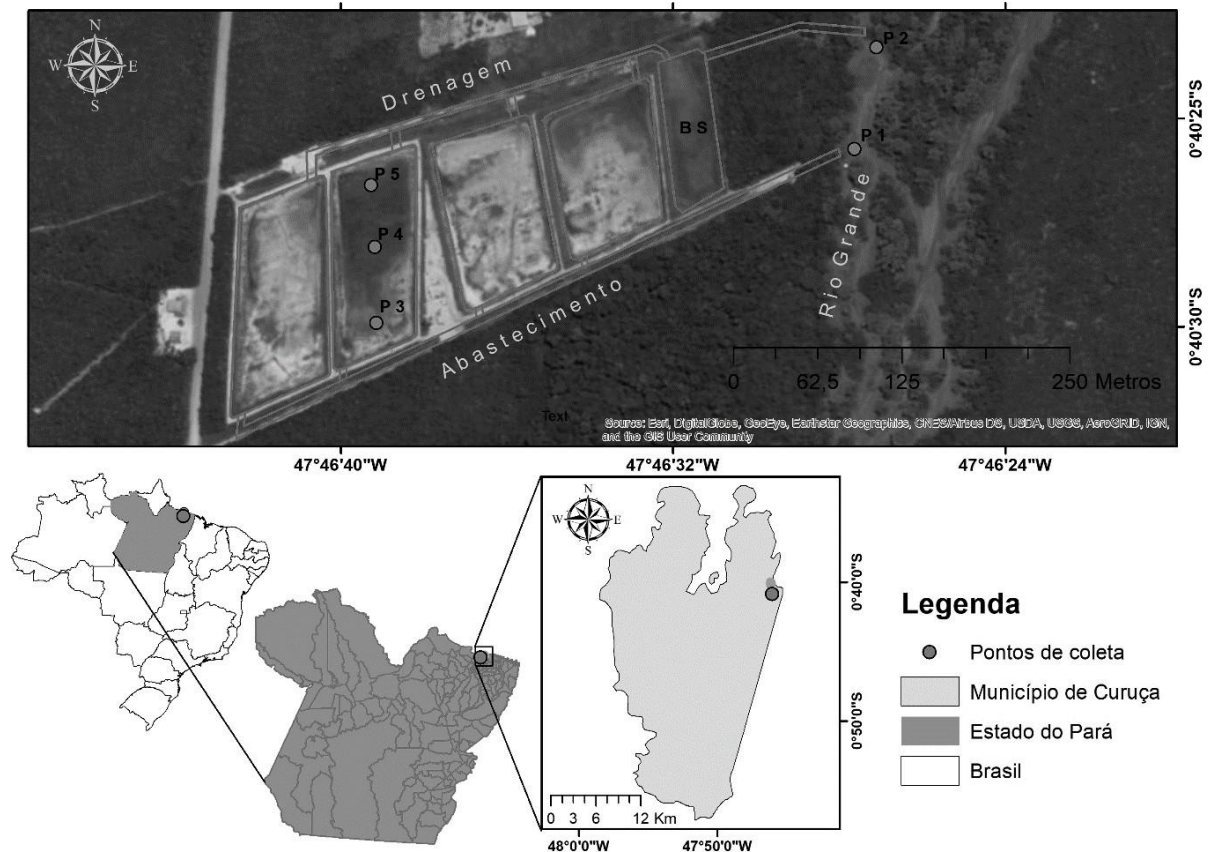
3.1.1 Localização

A pesquisa foi realizada em uma fazenda no Nordeste Paraense, localizada na Vila de Caratateua, pertencente ao município de Curuçá, mesorregião do Nordeste paraense. A sede da propriedade está situada nas coordenadas 00° 40' 0" latitude Sul e 47° 45' 0" longitude Oeste, distando aproximadamente 160 Km de Belém. A fazenda possui 4 viveiros com áreas de 1,0 ha de lâmina d'água cada e uma bacia de sedimentação, com 0,5 ha (Figura 1), na qual está associado um filtro biológico.

Possui sistema de cultivo intensivo, com densidade em torno de 55 PL/m². O camarão cultivado é a espécie exótica *Litopenaeus vannamei* sendo povoados com a idade de pós-larva com 20 dias de vida (PL20). Tem como manancial para abastecimento dos viveiros o rio Ingaí, ao norte da propriedade e o rio Grande, ao sul que estão em comunicação com o Oceano Atlântico, tendo, portanto, disponibilidade constante de água para o necessário programa de bombeamento.

Foram realizadas oito campanhas mensais no ano de 2011, durante os meses de janeiro, fevereiro, março e abril (período chuvoso) e nos meses de agosto, setembro, outubro e novembro (período seco), contemplando dois ciclos de cultivo do camarão. Para avaliar o ambiente de cultivo e estuário adjacente (local de captação e descarte de água), foram escolhidos 5 pontos de coletas: P1 (próximos a bomba de abastecimento dos viveiros) e P2 (descarte do efluente) (Figura 2). Nestes pontos as coletas foram realizadas nas marés de enchente e vazante. Os demais pontos foram amostrados no viveiro (V3), sendo o P3 (entrada de água), P4 (centro do viveiro) e P5 (saída de água) (Figura 3).

Figura 1- Localização da área de estudo e pontos de coleta. Captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), bacia de sedimentação (BS). Entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 2- Estuário onde foram realizadas as coletas ao longo do estudo, próximo a bomba de captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), Curuçá-PA.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Figura 3-Viveiro onde foram realizadas as coletas de água ao longo do estudo, entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.



Fonte: Do autor.

3.1.2 Geologia

O Município de Curuçá está localizado na Mesorregião do Nordeste paraense. Neste município predominam o latossolo amarelo de textura média, concessionário laterítico e solos indiscriminados de mangues. A geologia, em grande parte, é constituída por sedimentos da formação Barreiras de idade Terciária, principalmente, constituindo as partes mais internas de seu território e pelos sedimentos inconsolidados datados do Quaternário Atual e Subatual, localizados na zona litorânea. Da referida estrutura resulta a pobreza morfológica que inclui áreas de planície de inundações, terraços e esporádicos restos de tabuleiros, inseridos em duas unidades morfológicas estruturais do relevo regional: Planalto Rebaixado da Amazônia (de zona Bragantina) e Litoral de “Rias” (IDESP, 2015).

3.1.3 Vegetação

A cobertura vegetal é representada principalmente por bosque de mangue com uma extensão no estuário de aproximadamente 116 km². As espécies dominantes são *Rhizophora mangle* (L.), seguida de *Avicennia germinans* (L.) em áreas topograficamente mais elevadas, e em pequena quantidade por *Laguncularia racemosa* (L.) Gaertn.f. No estuário inferior, em

áreas de recém acumulação de sedimento, são encontradas, em forma de manchas, 3 km² de marismas (*Spartina spp*) (PEREIRA et al., 2007). A cobertura vegetal original, formada pela floresta primitiva, foi removida em consequência dos desmatamentos, ocorridos de forma intensiva e extensiva, para o plantio de espécies agrícolas de subsistência. Por causa disso, atualmente, o predomínio da cobertura florestal do Município é formado por florestas secundárias. É importante, também, a presença das florestas de mangue ou manguezais, que ocupam as porções litorâneas e semi-litorâneas, onde existe a influência da salinidade da água do mar (IDESP, 2015).

3.1.4 Hidrografia

O rio Mocajuba é um dos mais importantes do município, formado pelo igarapé Pimenta e por outros tributários sem grande expressão, servindo de limite natural, a oeste, entre os municípios de Curuçá e São Caetano de Odivelas; o rio Mocajuba corre na direção Sudeste-Noroeste formando meandros, para depois tomar a direção Norte, até desembocar no Oceano Atlântico (IDESP, 2015). O município de Curuçá possui várias ilhas de considerável extensão e de formação recente, como as ilhas Mutucal, Ipomonga, Mariteua do Pacamurema, Cipoteua e Santa Rosa, que se comunica com uma infinidade de furos, e possuem praias banhadas pelo Atlântico (PALHETA, 2005). O rio Curuçá é o segundo mais expressivo do Município, sendo que, no seu afluente, rio Baunilha, pela margem esquerda, se encontra a sede municipal. Outro curso d'água de grande importância é o Igarapé Araquaim que parte da montante do povoado de Araquaim e recebe pela margem esquerda o igarapé cachoeira e dirige-se para Noroeste, onde deságua numa das reentrâncias da baía de Curuçá (IDESP, 2015).

3.1.5 Clima

O clima predominante é o Equatorial Amazônico (tipo Am, segundo a classificação de Köppen), caracterizado por temperaturas elevadas, (média anual de 27°C) e pequena amplitude térmica, com precipitações abundantes ultrapassando 2.000 mm/ano com período mais chuvosos de janeiro a junho e uma estação seca de julho a dezembro (IDESP, 2015). Ventos setentrionais prevalecem na estação seca com intensidade média de 8m/s.

3.2 COLETA DE AMOSTRAS

3.2.1 Coleta biológica

Para as análises qualitativas do microfitoplâncton, foram realizados arrastos horizontais utilizando-se rede de plâncton (64 μ m) e com auxílio de recipiente de polietileno, coletados 200 ml diretamente da superfície da água para análises quantitativas, adicionando-se formol tamponado a 4% em todas as amostras. O material foi analisado no Laboratório de Ecologia Aquática e Tropical (LECAT) com auxílio de microscópio binocular e microscópio invertido da marca Zeiss, contendo contraste de fase.

3.2.2 Biomassa microfitoplanctônica

Para a análise da biomassa microfitoplanctônica foram coletadas amostras de água da superfície com garrafas de plástico com capacidade para 1L, o material foi mantido resfriado e em local livre de iluminação até chegar ao Laboratório de Química Ambiental (LQA), pertencente a Universidade Federal Rural da Amazônia.

3.2.3 Coleta dos parâmetros abióticos

Foram realizadas medições *in situ* dos seguintes parâmetros abióticos:

- As variáveis ambientais Temperatura ($^{\circ}$ C), salinidade, pH, turbidez, foram monitoradas *in situ* através de uma Sonda Multiparamétrica da marca HANNA, modelo HI9828.
- Para análise de oxigênio dissolvido (mg.L^{-1}), o material coletado foi acondicionado em frascos de vidro âmbar (volume de 250 ml) e fixado, para posterior análise no Laboratório de Química Ambiental (UFRA), utilizando-se o método de Winkler, descrito em Strickland e Parsons (1972).
- Para a coleta de nutrientes nitrato (mg.L^{-1}), nitrito (mg.L^{-1}), fosfato (mg.L^{-1}), N-amoniaco (mg.L^{-1}) e silicato (mg.L^{-1}), foram coletadas água da subsuperfície e armazenada em frascos de polietileno e refrigerada para posterior análise.
- Os dados pluviométricos foram fornecidos pela Agência Nacional da Águas - ANA.

3.3 ANÁLISES DOS DADOS

3.3.1 Composição do microfitoplâncton

Para a qualificação dos organismos foi retirado uma alíquota da amostra e colocada em lâmina/lamínula e analisada com auxílio de microscópio óptico da marca Olympus CX 21, através da objetiva de 10X e 40X. Os indivíduos foram identificados, sempre que possível, no menor nível taxonômico. Para a identificação dos organismos foram utilizadas bibliografias especializadas como: H. e Peragallo (1965); Hustedt (1930); Cupp (1943); Cleve-Euler (1955); Desikachary (1959); Sournia (1986); Wood (1966); Bourrelly (1972); Dodge (1982); Balech (1988); Chrétiennot-Dinet et al. (1990); Silva-Cunha e Eskinazi-Leça (1990); Hendey (1964); entre outros. O sistema de classificação e o enquadramento taxonômico foi Guiry e Guiry (2015) (www.algaebase.org).

3.3.2 Clorofila *a*

Em laboratório, as amostras foram filtradas com o auxílio de uma bomba de vácuo (Marca Prismatec 131A), através de microfiltro de fibra de vidro tipo GF-3 (marca Carvalhaes com diâmetro de 47 mm e porosidade de 0,45 µm). Estes filtros foram acondicionados em envelopes etiquetados, conservados e refrigerados dentro de um recipiente escuro (SCOR/UNESCO, 1966). O volume filtrado variou de acordo com a quantidade de material em suspensão.

Para extração dos pigmentos clorofilianos, foi utilizada acetona 90%, sendo colocado o filtro em tubo de ensaio para ser macerado até a dissolução do mesmo. Após isso, as amostras foram refrigeradas por 24 horas. Decorrido este período, as amostras foram centrifugadas a uma rotação de 3000 rpm por 10 minutos e o material sobrenadante foi colocado em cubetas, com caminho ótico de 1cm, para fazer as leituras de absorbâncias nos comprimentos de ondas: 630, 645, 665 e 750nm (SCOR/UNESCO, 1966) em um espectrofotômetro de marca biospectro SP-22.

Para os cálculos da clorofila *a*, foi aplicada a equação apresentada por Strickland e Parsons (1972):

$$CL = \frac{C1 \times D665 - (C2 \times D645 + C3 \times D630 + D750) \times v}{V \times L}$$

Onde:

CL = clorofila *a* (mg.m⁻³);

C1 = 11,6;

C2 = 1,31;

C3 = 0,14;

v = volume de acetona a 90% (10 ml);

V = volume de água que foi filtrada (litro);

L = Caminho óptico da cubeta (1 cm);

3.3.3 Oxigênio dissolvido

A determinação química do oxigênio dissolvido foi baseada no método iodométrico clássico de Winkler (titrimetria de oxidação e redução): soluções de manganês divalente (Mn²⁺) (codificadas por R1) e de iodeto alcalino de potássio (R2) foram adicionadas a amostra. O oxigênio molecular dissolvido oxida uma quantidade equivalente de hidróxido de manganês 3⁺ (precipitado marrom). Quando o precipitado marrom é dissolvido com ácido na presença de iodeto, o hidróxido de manganês 3⁺ oxidado retorna ao estado reduzido de manganês 2⁺ solúvel, e é liberado iodo em quantidade equivalente ao oxigênio original. O iodo formado é então titulado com solução padrão de tiosulfato de sódio, usando-se como indicador a suspensão de amido (BAUNGARTEN; ROCHA; NIENCHESKI, 1996).

3.3.4 Nutrientes

A concentração do nitrogênio amoniacal foi medida pelo método de Nessler, descrito no manual HACH do aparelho DR/2500. Esse método foi adaptado do Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater.

Para a determinação das concentrações dos nutrientes inorgânicos dissolvidos, foram empregados o método descrito em APHA (1995) para nitrato, nitrito, fosfato e silicato. Todas as amostras destinadas para análises de nutrientes foram filtradas com membranas filtrantes de microfiltro fibra de vidro GF-3, diâmetro de 47 mm. A leitura das concentrações foi realizada pelo espectrofotômetro da marca HACH, modelo D/2010.

3.4 TRATAMENTO NUMÉRICO DOS DADOS

3.4.1 Frequência de ocorrência

O critério adotado para calcular a frequência foi o mesmo utilizado por Mateucci e Colma (1982), aplicando-se a seguinte fórmula:

$$F = P * 100/T$$

Onde:

F = Frequência de ocorrência;

P = Número de amostras em que o táxon ocorre;

T= Total de amostras coletadas.

Tendo sido estabelecidas as seguintes categorias: muito frequente ($F > 70\%$), frequente ($40\% < F \leq 70\%$), pouco frequente ($10\% < F \leq 40\%$) e esporádicas ($F \leq 10\%$).

3.4.2 Densidade microfitoplanctônica

Para a determinação da densidade microfitoplanctônica, os organismos foram contados em termos de organismos por litro (org.L^{-1}), aplicando o método de sedimentação de Utermöhl (1958) utilizando-se microscópio invertido. As amostras foram acondicionadas em cubetas de sedimentação com volume de 10 ml, coradas com Rosa de Bengala para distinguir as células microfitoplanctônicas dos detritos e partículas do sedimento, de acordo com a metodologia proposta por Throndsen (1978) e mantidas em câmara úmida por 24 horas para sedimentação. Organismos unicelulares, filamentos e colônias foram considerados como um organismo e a contagem cobriu toda a área da câmara (UEHLINGER, 1964). Os resultados foram expressos em organismos por Litro (org.L^{-1}) e calculados através da fórmula:

$$N = n * (a/A) * (1/V) * 1.000$$

Onde:

N = número de organismos por litro;
 n = número de organismos contados;
 A = área total da câmara (mm²);
 a = área contada (mm²);
 V = volume total sedimentado;
 1.000= fator para transformação de ml para litro.

3.4.3 Riqueza de Espécies

A riqueza de espécies (S) foi estimada contando o número de táxons por amostra.

3.4.4 Índice de Diversidade de Shannon (H')

O índice de diversidade de Shannon foi calculado para cada amostra (utilizando logaritmo neperiano), com o objetivo de medir a quantidade de “ordem” (ou desordem) contida em um sistema (KREBS, 1999).

$$H' = - \sum \left[\frac{n_i}{N} \times \ln \left(\frac{n_i}{N} \right) \right]$$

Onde,

H' = Diversidade específica (nats por indivíduo)

n_i = número de indivíduos do *taxon* i na amostra

N = número total de indivíduos da amostra.

O valor do índice de diversidade é expresso em conteúdo de informação por indivíduo (nats/ind). Quanto menor o valor do índice de Shannon, menor o grau de incerteza e, portanto, a diversidade da amostra é baixa. A diversidade tende a ser mais alta quanto maior o valor do índice.

3.4.5 Índice de Equitabilidade de Pielou (J')

Expressa a maneira pela qual o número de indivíduos está distribuído entre as diferentes espécies, isto é, indica se as diferentes espécies possuem abundância (número de indivíduos) semelhantes ou divergentes. Através deste índice mede-se a uniformidade do ambiente. A equitabilidade (J') foi calculada a partir do índice de Shannon (H'), pela fórmula:

$$J' = \frac{H'}{S}$$

Onde,

J' = o índice de equitabilidade,

H' = o índice de diversidade calculado

S = número de espécies de cada amostra.

A equitabilidade varia de 0 a 1. Valores próximos a 0 (zero) indicam uma baixa equitabilidade, enquanto que valores próximos a 1 representam uma distribuição uniforme de todas as espécies na amostra e alta equitabilidade (KOENING, 1997). O índice de equitabilidade foi calculado na mesma base logarítmica que o índice de Shannon, possibilitando assim, comparação entre os mesmos.

3.4.6 TRANSFORMAÇÃO DOS DADOS

Foi realizado o teste de Shapiro-Wilk ($p < 0,05$) para verificar se as abundâncias microfitoplanctônicas e parâmetros abióticos apresentavam distribuição normal. Detectou-se que os dados não foram normais, portanto, aplicando-se o teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) para avaliar a diferença significativa entre os pontos de coleta dentro do viveiro, entre os meses e entre os grupos microfitoplanctônicos. Para avaliar a diferença significativa entre a sazonalidade e ambientes foi aplicado teste de Mann-Whitney ($p < 0,05$). Uma análise de correlação não-paramétrica de Spearman's (r_s) foi realizada entre os parâmetros ambientais. Todas as análises foram realizadas com o auxílio do programa estatístico Past (HAMMER et al., 2001).

- **Hellinger**

Devido ao longo gradiente ecológico é gerado uma matriz de dados com muitos zeros, necessitando utilizar uma transformação de base no RDA (tb-RDA – utilizando a transformação de Hellinger) para modelar as relações espécie-ambiente (LEGENDRE; BIRKS, 2012; LEGENDRE; LEGENDRE, 2012).

A transformação de Hellinger foi aplicada ao conjunto de dados bióticos (LEGENDRE; GALLAGHER, 2001). Esta transformação força a RDA a preservar a distância de Hellinger, que é apropriada para o estudo de composição de comunidade (LEGENDRE; LEGENDRE, 2012). Esta distância não é influenciada pelos zeros da matriz e reduz a importância de táxons muito abundantes.

A transformação de Hellinger é calculada através da formula:

$$Y'_{ij} = \sqrt{\frac{Y_{ij}}{Y_{i+}}}$$

Em que:

Y_{ij} = abundância total das espécies na amostra j

Y_{i+} = abundância da espécie i na amostra j

- **Ranging**

Para a eliminação da interferência das diferentes unidades de medidas das variáveis abióticas, os dados foram padronizados em *Ranging* (LEGENDRE; LEGENDRE, 2012). Esta transformação evita distorções referentes às ordens de magnitude dos valores numéricos e das variâncias dos parâmetros analisados.

$$Y_{Ranging} = \frac{X_{ij} - \text{Min}(X_{ij})}{\text{Max}(X_{ij}) - \text{Min}(X_{ij})}$$

3.5 ECOLOGIA NUMÉRICA

3.5.1 Análise do Valor Indicador (IndVal)

As espécies indicadoras foram determinadas através do método do valor indicador (IndVal) (DUFRÊNE; LEGENDRE, 1997), que combina a abundância da espécie com sua frequência de ocorrência em vários grupos de locais e, através de 10.000 permutações (teste de Monte Carlo) foi avaliada a significância dos valores de IndVal de cada espécie ($p < 0,05$) através do software PCORD 5 (McCUNE; MEFFORD, 2011). A alta fidelidade de espécies em um ponto amostral está associada a uma alta abundância de indivíduos, que é uma característica apresentada por bons indicadores. Tal método estabelece indicadores de qualquer classificação de sítios (*a priori* ou *a posteriori*), ou ainda de forma hierárquica ou não hierárquica. Outra vantagem apresentada é que o IndVal de uma espécie é calculado independentemente do IndVal de outra (MCGEOCH; CHOWN, 1998). Para esta análise foi utilizada a matriz de dados biológicos transformados por Hellinger.

O IndVal é calculado através da fórmula:

$$\text{IndVal} = A_{ij} \times B_{ij} \times 100$$

$$A_{ij} = \frac{N_{\text{indivíduos}_{ij}}}{N_{\text{indivíduos}_i}} \qquad B_{ij} = \frac{N_{\text{locais}_{ij}}}{N_{\text{locais}_j}}$$

Sendo:

A_{ij} = medida de especificidade:

$N_{\text{indivíduos}_{ij}}$ = número médio de indivíduos da espécie i em todos os locais do grupo j ;

$N_{\text{indivíduos}_i}$ = é a soma da média dos indivíduos da espécie i em todos os grupos;

B_{ij} = medida de fidelidade

$N_{\text{pontos}_{ij}}$ = número de locais no grupo j onde a espécie i está presente

N_{pontos_i} = número total de locais nesse grupo

3.5.2 Análise de Redundância Canônica (RDA)

A extração de informações dos resultados de uma pesquisa ecológica envolve a análise de grande número de variáveis ambientais, bióticas e temporais. Muitas vezes, um pequeno número destas variáveis contém as informações mais relevantes, enquanto que a maioria das outras variáveis adiciona pouco ou nada à interpretação dos resultados em termos ecológicos (MOITA NETO; MOITA, 1998).

Para verificar a influência das variáveis abióticas sobre a comunidade microfitoplanctônica e determinar a influência de um possível gradiente sazonal, foi realizada a Análise de Redundância (RDA) (TER BRAAK; SMILAUER, 1998). A seleção das variáveis explanatórias pela RDA foi realizada para determinar quais delas explicam significativamente a distribuição das associações de táxons microfitoplanctônicos nos ambientes de coleta (estuário e viveiro) e nos períodos de coleta.

Foi realizada uma RDA entre a matriz resposta (densidade do microfitoplâncton) e uma matriz explicativa (parâmetros ambientais) transformadas em *Ranging*, para determinar suas influências sobre a variabilidade da comunidade. A significância das correlações entre as variáveis explicativas e sua relação com a comunidade microfitoplanctônica foi estimada empregando-se o teste de Monte Carlo, com 9999 permutações, utilizando-se a soma de autovalores de todos os eixos canônicos (traço) como parâmetro de teste estatístico. As ordenações foram realizadas utilizando o software CANOCO 4.5.

REFERÊNCIAS

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION – APHA. 1995. **Standard Methods for the Examination of water and wastewater**. Washington: Library of Congress.

ARAÚJO, R. F.; LOURENÇO, C. B.; MONTELO, D. J.; SILVA, R. S.; REIS, S. H. O.; PALHETA, G. D. A.; MELO, N. F. A. C. Composição e densidade da comunidade fitoplanctônica em um viveiro de criação de *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931), sua área de captação e descarga durante um ciclo de cultivo. In: XIV Congresso Brasileiro De Ficologia. (Paraty, RJ, 2010). **Anais...** Rio de Janeiro, 2010.

ARAÚJO, R. F.; LOURENÇO, C. B.; SILVA, R. S.; PALHETA, G. D. A.; SANTOS, M. L. S.; MELO, N. F. A. C. Dinâmica Nictemeral de Variáveis Ambientais em um Cultivo de Camarão Marinho na Região Amazônica. Bol. Téc. Cient. Cepnor, v. 12, n. 1, p.17-24. 2012.

BALECH, E. Los Dinoflagelados del Atlantico Sudoccidental Madrid: Publicaciones Especiales-Instituto Espanõl de Oceanografia, 1988.

BAUMGARTEN, M. G. Z.; ROCHA, J. M. B.; NIENCHESKI, L. F. H. **Manual de análises em Oceanografia Química**. Rio Grande: FURG, 132p. 1996.

BARDACH, J.E. 1997. Sustainable Aquaculture. New York: John Wiley & Sons, Inc. 251p.

BORTOLINI, J. C.; BUENO, N. C. Seasonal variation of the phytoplankton community structure in the São João River, Iguaçu National Park, Brazil. **Braz. J. Biol.**, v.73, n.1, p. 1-14. 2013.

BOURRELLY, P., 1972. Les algues d'eau douce: Initiation à la systematique, 1: les algues vertes. Paris, N. Boubée, v.1, 572p. 1972.

BUCCI, A. F.; CIOTTI, A. M.; POLLERY, R. C. G.; CARVALHO, R.; ALBUQUERQUE, H. C.; SIMÕES, L. T. S. Temporal variability of chlorophyll-a in the São Vicente estuary. **Brazilian journal of Oceanography**. v.60, n.4, p.485-499. 2012.

BUFORD, M. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. **Aquaculture Research**, v.28, p.351-360, 1997.

BRANCO, C. W. C.; SENNA, P. A. C. Relations among heterotrophic bacteria, chlrophyll-a, total phytoplankton, total zooplankton and physical and chemical features in the Paranoá reservoir, Brasília, Brasil. **Hydrobiologia**. v.337, p.171-181. 1996.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. Boletim estatístico da pesca e aquicultura. 129p. 2012.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. 240p. 2005.

BRITO, L. O.; DANTAS, D. M. M.; NETO, J. B. P.; SOARES, R. OLIVEIRA, A. Efeito de duas estratégias de fertilização sobre a composição do fitoplâncton no cultivo de *Litopenaeus vannamei*. **Arq. Ciên. Mar**, Fortaleza. n.42. n.1. p.30-35. 2009.

CAMPOS, A. A. B.; MAIA, E. P.; COSTA, W. M.; BRITO, L. O.; OLIVERA, A. Descrição dos principais grupos fitoplancônicos do afluente e efluente em fazenda de criação do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* com sistema de recirculação parcial de água. **Bol. Inst. Pesca**, São Paulo. v.33. n.1. p.113-119. 2007.

CARDOZO, A. P. **Comunidades planctônicas e o cultivo de camarões marinhos: Variabilidade e impactos**. 2011. 138p. Tese (Oceanografia biológica) – Universidade Federal do Rio Grande. Rio Grande. 2011.

CASÉ, M.; LEÇA, E. E.; LEITÃO, S. N.; SANT'ANNA, E. E.; SCHWAMBORN, R.; JUNIOR, A. T. M. Plankton community as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. **Mar. Pollut. Bull.**, v.56. p.1343-1352. 2008.

CARSTENSEN, J.; KLAIS, R.; CLOERN, J. Phytoplankton blooms in estuarine and coastal waters: Seasonal patterns and Key species. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**. v.162. p.98-109. 2015.

COSTA, M. F.; ESKINAZI-LEÇA, E.; NEUMANN-LEITÃO, S. Bioindicadores da Qualidade Ambiental. In: **Oceanografia: um cenário tropical**. Recife: Editora Bagaço, 2004. p. 761.

COSTA, B. O. **Variação nictemeral do microfitoplâncton em um estuário do Nordeste paraense, Brasil**. 2010. Dissertação (Mestrado em Ecologia Aquática e Pesca) – Universidade Federal do Pará, 102p. 2010.

CUPP, E.E. Marine plankton diatoms of West Coast of North América. *Bull. Scripps. Inst. Oceanogr. Berkley, CA: Univ. Calif. Press.* v.6, n.1, 238p. 1943.

CHELLAPPA, N. T.; LIMA, A. K. A.; CÂMARA, F. R. A. Riqueza de Microalgas em Viveiros de Cultivo Orgânico de Camarão em Tibau do Sul, Rio Grande do Norte. **Rev. Bras. de Biociências**, Porto Alegre, v.5, supl. 2, p. 120-122, jul. 2007.

CHRETIÉNNOT-DINNET, M. J., BILARD, C., SOURNIA, A. Chlorarachniophycées, Chlorophycées, Chrysophycées, Euglénophycées, Eustigmatophycées, Prasinophycées, Rhodophycées et Tribophycées. In: SOURNIA, A. (Dir.). *Atlas du Phytoplankton Marin*. Paris: Editions du Centre National Recherche Scientifique, v.3, 261p. 1990.

CLEVE-EULER. A. Die diatome en von Schweden und Finland. Stockholm. Almqvist & Wiksells, 1955. 232p.

DALE, V. H.; BEYELER, S. C. Challenges in the development and use of ecological indicators. **Ecological indicators**, v.1, p. 3-10. 2001.

DESIKACHARY, T.S. Cyanophyta. New Delhi: Council of Agricultura Researcer., 1959. 686p.

DODGE, J.D. Marine Dinoflagellates of British Isles. London: *Her Majesty's Stationary Office*. 303p. 1982.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological Monographs**, v. 67, n. 3, p. 345-366, 1997.

FABREGAS, J; HERRERO, C. Marine microalgae as a potential source of mineral in fish diets. **Aquaculture Netherlands**. v.51, n 4/5, p.237-243. 1986.

FAO. **State of world aquaculture**: FAO Fisheries Technical Paper. Nº 500. Rome. 134p. 2006.

FERREIRA, C. J. A.; ROCHA, A. J. A. Estudo comparativo de comunidade fitoplanctônicas e o uso de diversidade como discriminador ambiental. **Acta Limnologica brasiliensia**. v.11. p.447-468, 1988.

GOTELLI, N.J.; ELLISON, A.M. 2011. **Princípios de estatística em ecologia**. Artmed, Porto Alegre, 1ª ed. 528 p.

GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. 2015. Algaebase. World-wide electronic publicatin, National University of Ireland, Galway. [http:// www.algaebase.org](http://www.algaebase.org);

HAMMER, Ø., HARPER, D.A.T.; RYAN, P. D., 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1): 9pp.

HAVENS, K. E; JAMES, R. T.; EAST, T. L.; SMITH, V. H. N: ratios, limitation and cyanobacterial dominance in a subtropical lake impacted by non-point source nutrient pollution. *Enviromental Pollution*. v.122, p.379-390. 2003.

HENDEY, N. Y. 1964. An Introductory account of the smaller algae of British Coast waters. Part V: Bacillariophyceae (diatoms) Otto Koeltz Science Pupl.. London. 317p.

HUANG, L.; JIAN, W.; SONG, X.; HUANG, X.; LIU, S.; QIAN, P.; YIN, K.; WU, M. Species diversity and distribution for phytoplankton of the Pearl River estuary during rainy and dry seasons. **Marine Pollution Bulletin**. v.49, p.588–596, 2004.

HUSTEDT, F. Die Kieselalgen. Deutschlands, Osterreichs und der Schweiz. In: Rabenhorst's, L. Ed. Kryptogamen-flora von Deustschland, Osterreich un der Schweiz. Akademische Verlagsgesellschaft, Geest, Portigh. 7: 920p. 1930.

HUSZAR, V. L. M.; SILVA, L. H. S; MARINHO, M.; DOMINGOS, P.; SANT'ANNA, C. L. Cyanobacterial assemblages in eight productive tropical Brasilien Waters. **Hydrobiologia**. v.424, p. 67-77, 2000.

INSTITUTO DE DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E SOCIAL DO PARA (IDESP). Município de Curuçá. Informações gerais. <Disponível em:www.pa.gov.br/conhecaopara/curuca.asp>. Acesso em: 10.10.2015.

KOENING, M. L. **Ecologia e dinâmica do fitoplâncton no estuário do rio Ipojuca, após a implementação do Porto de Suape (PE, Brasil)**. 263p. Tese (Doutorado em Botânica). Departamento de Botânica. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife. 1997.

KOENING, M. L.A.; WANDERLEY, B. E.; MACEDO, S. J. Microphytoplankton structure from the neritic and oceanic regions of Pernambuco State – Brazil. **Braz. J. Biol.**, v.69. n.4. p.1037-1046. 2009.

KREBS, C. J. *Ecological Methodology*. Addison Wesley Educational Publishers, Menlo Park. 1999.

LEÃO, B. M.; PASSAVANTE, J. Z. O.; SILVA-CUNHA, M. G. G.; SANTIAGO, M. F.

Ecologia do microfitoplâncton do estuário do rio Igarassu, PE, Brasil. **Acta bot. bras.** v.22, n.3. p.711-722. 2008.

LEGENDRE, P.; BIRKS, H. J. B. From classical to canonical ordination. Springer, Dordrecht, The Netherlands. 2012.

LEGENDRE, P.; LEGENDRE, L. F. J. Numerical ecology. 2^a ed. Elsevier, 2012.

LEGENDRE, P.; GALLAGHER, E.D. Ecologically meaningful transformations for ordination of species data. *Oecologia*. v.129, p.271-280. 2001.

LEMONNIER, H.; LANTOINE, F.; COURTIES, C.; GUILLEBAUT, D.; NÉZAN, E.; CHOMÉRAT, N.; ESCOUBEYROU, K.; GALINIÉ, C.; BLOCKMANS, B.; LAUGIER, T. Dynamics of phytoplankton communities in eutrophying tropical shrimp ponds affected by vibriosis. **Marine Pollution Bulletin**. v.110. p.449–459. 2016.

LOPES, R. M.; BICUDO, C. E. M.; FERRAGUT, M. C. Short term spatial and temporal variation of phytoplankton in a shallow tropical oligotrophic reservoir, southeast Brazil. *Hydrobiologia*, v.542, n.1, p.235-247. 2005.

LUDWIG, J. A.; REYNOLDS, J.F. Statistical ecology. A primer on methods and computing. **A Wiley-Inter science publication**. 1988.

MM. H.; M. PERAGALLO. Diatomées Marines de France et des Districts Maritimes Voisins. **ATLAS**. Amsterdam. 1965.

MAIA, E. P.; ROCHA, I. P. Cultivo de camarões marinhos no Brasil: realidade e perspectivas. João Pessoa: **mcr aquacultura ltda**, 50p. 1995.

MAIA, E. P.; MODESTO, G. A.; BRITO, L. O.; OLIVEIRA, A.; GESTEIRA, T. C. V. Effect of a commercial probiotic on bacterial and phytoplankton concentration in intensive shrimp farming (*Litopenaeus vannamei*) recirculation systems. **Lat. Am. J. Aquat. Res.**, v.41, n.1, p.126-137. 2013.

MARGALEF, R. Life-forms of phytoplankton as survival alternatives in an unstable environment. **Oceanologica acta**. v.1 n.4, p.493-509. 1978.

MARINHO, Y. F.; BRITO, L. O.; SILVA, C. V. F. SANTOS, I. G. S.; GÁLVEZ, A. O. Effect of addition of *Navicula* sp. on plankton composition and postlarvae growth of *Litopenaeus vannamei* reared in culture tanks with zero water Exchange. **Lat. Am. J. Aquat. Res.**, v.42, n.3. p.427-437. 2014.

MATTEUCCI, S. D.; COLMA, A. Metodologia para el estudio de la vegetación. Washington: The General Secretariat of The Organization of American States; 1982. (Série Biología – Monografía, n. 22).

MATOS, J. B.; SILVA, N. I. S.; PEREIRA, L. C. C.; COSTA, R. M. Caracterização qualitativa do fitoplâncton da zona de arrebentação de uma praia amazônica. **Acta Botanica Brasilica**. v.26. p.979-990. 2012.

MELO, M. P.; CARVALHEIRO, J. M. O.; CORDEIRO, T. A.; QUEIROZ, A. R.; PRADO, J. P.; BORGES, I. F. Phytoplanktonic composition of three cultivation systems used in

- Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) marine shrimp farms. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**. Maringá, v.32, n.3, p.223-228, 2010.
- MOITA NETO, J. M.; MOITA, G. C. Uma introdução à análise exploratória de dados multivariados. **Química Nova**, v.21. n.4. p.467-469. 1998.
- MIDLEN, A.; REDDING, T. 1998. Environmental Management for Aquaculture. Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- MIRES, D. 1995 Aquaculture and the aquatic environment: mutual impact and preventive management. The Israeli Journal of Aquaculture – Bamidgah, v.47. p.163-172.
- MCCUNE, B.; M. J. MEFFORD. PC-ORD. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 6. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, U.S.A. 2011.
- McGEOCH, M. A.; CHOWN, S. L. Scaling up the value of bioindicators Trends in Ecology & Evolution. Cambridge, v.13. n.2. p.46-47. 1978.
- PADISÁK, J. Use of algae in water quality monitoring. In: SALÁNKI, J.; ISTVÁNOVICS, V. (eds). **Limnological bases of lake management**. Proc. Of the ILEC/UNEP Training Course: internat lake environm. Committee Foundation, Shiga. p.73-82. 1993.
- PAIVA-MAIA, E.; ALVES-MODESTO, G.; OTAVIO-BRITO, L.; OLIVEIRA, A.; VASCONCELOS-GESTEIRA, T. C. Effect of a commercial probiotic on bacterial and phytoplankton concentration in intensive shrimp farming (*Litopenaeus vannamei*) recirculations systems. **Lat. Am. J. Aquat. Res.** v. 41, n. 1. P.126-137. 2013.
- PALHETA, G. D. A. **Composição e distribuição espaço temporal de ovos e larvas de peixes, nos estuários dos rios Curuçá e Muriá (Curuçá-PA)**. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Pará, 87 p. Belém, 2005.
- PEREIRA NETO, J. B.; DANTAS, D. M. M; GÁLVEZ, A. O.; BRITO, L. O. Avaliação das comunidades planctônica e bentônica de microalgas em viveiros de camarão (*Litopenaeus vannamei*). UFPE. **Bol. Inst. Pesca**, São Paulo, v.34. p.543-551. 2008.
- RAYMONT, J. E. G. **Plankton and productivity in the oceans**. Oxford: Pergamon. 660p. 1963.
- REYNOLDS, C. S. **The Ecology of Phytoplankton**. Cambridge: Camb. Univ. Press., 535p. 2006.
- REZENDE, K. R. V.; HATHERLY, M. M. F.; PIMENTA, C. M. M.; EDUARDO, J.; VIANNA, S. C.; MANGIAVACCHI, N. Phytoplankton community structure in one sector of Guanabara Bay (RJ, Brazil) during 2011 and 2012. **Brazilian Journal of Oceanography**. v.63. n.3. p.239-254. 2015.
- ROCHA, I. P.; ROCHA, M. M. R. M.; FREITAS, C. M. C. Panorama da aquicultura brasileira: situação da região Nordeste. In: Workshop Internacional de Aquicultura, I. São Paulo. 1997. **Anais...**p.14-55, 1997.
- PARSONS, T. R.; TAKAHASHI, M.; HARGRAVE, B. **Biological Oceanography**

Processes. 3ªEd. Pergamon Press. Oxford: 332p. 1984.

SANTANA, D. S.; PAIVA, R. S.; PEREIRA, L. C. C. COSTA; R. M. Microphytoplankton of the Marapanim Estuary (Pará, Northern Brazil). *Tropical Oceanography online*. Recife, v.38, nº2, p.153-164, 2010.

SCOR-UNESCO. 1966. Determination of photosynthetic pigments in seawater. Monographs on Oceanographic Methodology. Unesco, Paris, v. 1, p. 11-18.

SILVA, M.H.; SILVA-CUNHA, M.G.G.; PASSAVANTE, J.Z.O.; GREGO, C.K.S. MUNIZ, K. Estrutura sazonal e espacial do microfitoplâncton no estuário tropical do rio Formoso, PE, Brasil. **Acta bot. bras.** v.23, n.2, p.355-368, 2009.

SILVA, M. S. G. M.; LOSEKANN, M. E.; HISANO, H. Aquicultura: manejo e aproveitamento de efluentes. Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente. 39p. 2013.

SILVA-CUNHA, M. G. G.; ESKINAZI-LEÇA, E. 1990. Catálogo das diatomáceas (Bacillariophyceae) da plataforma continental de Pernambuco. Recife, SUDENE.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. Limnologia dos sistemas de cultivo. In: carcinicultura de Água Doce: tecnologia para produção de camarões. Valenti (ed), Brasília, IBAMA/FAPESP, p. 47-75, 1998.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; ROCHA, O. **Produção de Plâncton (Fitoplâncton e Zooplâncton) para Alimentação de Organismos Aquáticos**. RiMa. ed. São Carlos: [s.n.]. 122p. 2003.

SIPAÚBA-TAVARES, L H.; DONADON, A. R. V.; MILAN, R. N. Water quality and plankton populations in an earthen polyculture pond. **Braz. J. Biol.**, v.71, n.4, p.845-855. 2011.

SIPAÚBA-TAVARES, L H.; SETO, L. M.; MILLAN, R. N. Seasonal variation of biotic and abiotic parameters in parallel neotropical fishponds. **Braz. J. Biol.**, v.74, n.1, p.166-174. 2014.

SOURNIA, A. (ed). Atlas du phytoplankton marin. Paris: Editions du Centre Nacional de la Recherche Scientifique, v.1, 219p. 1986.

SOUZA, E. B.; COSTA, V. B.; PEREIRA, L. C.C.; COSTA, R. M. Microfitoplâncton de águas costeiras amazônicas: Ilha Canela (Bragança, PA, Brasil). **Acta bot. bras.** v.22. n.3. p.626-636. 2008.

SOUZA, R. A. L.; ARAÚJO, R. F.; RIBEIRO, D. C. S; SANTOS, P. R. B.; PALHETA, G. D. A.; MELO, N. F. A. C. O. Efeito do manejo alimentar sobre a caracterização do fitoplâncton em cultivo do tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier, 1818). **Bol. Téc. Cient. Cepnor.** v. 12. n. 1. p.45 – 50. 2012.

SHANNON, C. E.; WEAVER, W. The Mathematical theory of communication. Urbana: University Illinois Press. 125p. 1949.

STRICKLAND, J. D. H. e PARSONS, T. R. A practical handbook of sea water analysis. **Bull. Fish. Res. Bd. Can.**, 167, 311 pp. 1972.

TER BRAAK, C. J. F.; SMILAUER, P. 1998. CANOCO Reference Manual and User's Guide to CANOCO for Windows. Centre for Biometry, Wageningen.

THRONDSSEN, J. Preservation and storage. In: Sournia, A. (ed). Phytoplankton manual. UNESCO, Paris, p. 69-74. 1978.

UEHLINGER, V., Étude statistique des méthodes de dénombrement planctonique. Arch. Sci, 17 (2): p. 121 –123. 1964.

UTERMÖHL, H. Neue 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.

VALENTI, W. C. Agricultura sustentável. In: CONGRESSO DE ZOOTECNIA, 12., 2002, Vila Real, Portugal. **Anais...** Vila Real: Associação Portuguesa dos Engenheiros Zootécnicos, p.111-118. 2002.

WAINBERG, A. A. O pesadelo dos vírus asiáticos ainda ronda a carcinicultura brasileira. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.10. n.61. p.51-52. 2000.

WOOD, F.E.J. A Phytoplankton study of the amazon region. Bulletin of Marine Science, v.16. p.102-123, 1966.

CAPÍTULO 2**DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNCTON EM VIVEIRO DE CULTIVO DE *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO**

Artigo formatado com base nas normas para submissão ao
BOLETIM DO INSTITUTO DE PESCA (BIP).

DINÂMICA ESPAÇO-TEMPORAL DO MICROFITOPLÂNCTON EM VIVEIRO DE CULTIVO DE *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) E SUA ÁREA DE INFLUÊNCIA EM UM ESTUÁRIO AMAZÔNICO

Denise Cristina de Souza RIBEIRO¹, Nuno Filipe Alves Correia de MELO¹, Glauber David Almeida PALHETA¹

RESUMO

O objetivo do trabalho foi caracterizar a estrutura da comunidade microfitoplanctônica de um viveiro de cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* e sua área adjacente, durante dois períodos, relacionando os fatores abióticos e bióticos que influenciam na variação espaço-temporal do microfitoplâncton. As análises quali-quantitativas foram realizadas em cinco pontos de coletas, utilizando-se rede de plâncton (64µm) e coletou-se 200 ml de água diretamente da superfície da água. Os dados foram submetidos a aplicação de testes não paramétricos (Mann-Whitney e Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). As espécies indicadoras foram determinadas através do método do (IndVal) e para avaliar a influência das variáveis abióticas sobre a comunidade microfitoplanctônica, foi realizada uma RDA. A comunidade microfitoplanctônica contribuiu com um total de 205 táxons (194 no estuário e 107 no viveiro) sendo Bacillariophyta com maior contribuição principalmente no estuário. Os ambientes mostraram-se diferentes em relação a densidade total, uma vez que, o estuário apresentou maior densidade comparado ao viveiro. As espécies indicadoras destes ambientes foram melhores representadas por diatomáceas, sendo que no estuário destacou-se com maior valor de indVal *Diploneis bombus* (53,6) e a diatomácea *Navicula* sp.1 (37,6) no viveiro.

Palavras-chave: sazonalidade; nutrientes; RDA

DYNAMICS SPACE-TEMPORAL OF PHYTOPLANKTON IN SHRIMP NURSEY *LITOPENAEUS VANNAMEI* (BOONE, 1931) AND ITS AREA OF INFLUENCE IN AN AMAZON ESTUARY

ABSTRACT

The objective of this work was to characterize the structure of the microphytoplankton community of a marine shrimp nursery *Litopenaeus vannamei* and its adjacent area, during two periods, relating the abiotic and biotic factors that influence the spatio-temporal variation of microphytoplankton. For qualitative and quantitative analyzes, five points were collected delimited, using a plankton net (64µm) and was collected 200 mL of water directly from the water surface. The data were submitted to non-parametric tests (Mann-Whitney and Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). The indicator species were determined using the method (IndVal) and to evaluate the influence of the abiotic variables about microphytoplankton community, a RDA was performed. The microphytoplankton community contributed a total of 205 taxa (194 in the estuary and 107 in the nursery) Bacillariophyta with higher contribution mainly in the estuary. The environments were different in relation to the total density, once that the estuary presented higher density compared with nursery.

Key words: seasonality; nutrients; RDA

¹Universidade Federal Rural da Amazônia Campus Belém, Avenida Presidente Tancredo Neves CEP: 66.077-830, Belém, Pará, Brasil. e-mail: denisemq_@hotmail.com (autora para correspondência)

INTRODUÇÃO

O fitoplâncton exerce um importante papel como produtor primário nos ecossistemas aquáticos, uma vez que constituem o início da teia trófica. A produção primária nos ecossistemas aquáticos está sempre na dependência dos efeitos sinérgicos dos fatores meteorológicos, físicos, químicos e biológicos, que limitam ou estimulam não só a atividade dos organismos planctônicos clorofilados, mas de todos os seres aquáticos (PASSAVANTE e FEITOSA, 2004). Portanto, estes microrganismos são extremamente sensíveis às mudanças ambientais, refletindo as mínimas alterações químicas e físicas da água, logo podem ser considerados como excelentes indicadores de ambientes aquáticos (PADISÁK, 1993; BUFORD, 1997; COSTA; ESKINAZI-LEÇA; NEUMANN-LEITÃO, 2004).

Neste sentido, as numerosas investigações sobre a composição, a diversidade, a abundância, a dominância do fitoplâncton e assim como as suas relações com nutrientes no ambiente proporcionam informações fundamentais sobre os ecossistemas e suas variações em relação à poluição (LUDWIG; REYNOLDS, 1988; BRANCO; SENNA, 1996; HUSZAR *et al.*, 2000; HAVENS *et al.*, 2003).

A carcinicultura é uma das atividades econômicas que mais crescem em vários países do mundo (ARAÚJO *et al.*, 2012), porém, do ponto de vista ambiental, a implantação de cultivos de maneira descontrolada pode gerar sérios problemas ao ambiente e aos próprios cultivos (POERSCH *et al.*, 2006), principalmente no que diz respeito à geração de efluente desta atividade que é descartado no corpo hídrico sem tratamento prévio.

A descarga de efluentes ricos em matéria orgânica provenientes de fazendas de criação de camarão marinho pode ser a causa de hipernitrificação, eutrofização, sedimentação e mudança da produtividade e estrutura da comunidade biótica adjacente, modificando as características naturais do ambiente (WAINBERG, 2000).

Em adição a essas mudanças exercidas sobre os ecossistemas aquáticos podem ser citados os aumentos das concentrações de nitrogênio e fósforo na coluna d'água e o acúmulo de matéria orgânica nos sedimentos (BARDACH, 1997; MIDLEN e REDDING, 1998). Estes processos tendem a favorecer no ambiente receptor a abundância na comunidade fitoplanctônica. Portanto, estudar esta comunidade é de extrema importância em todas as fases de cultivo de organismos aquáticos, uma vez que são bons indicadores de qualidade ambiental e boa fonte de alimentação para as larvas de camarões.

Assim, devido à implantação e crescimento da atividade de carcinicultura marinha na Amazônia, o objetivo do trabalho foi avaliar a importância da comunidade microfitoplanctônica, bem como o monitoramento dos parâmetros de qualidade ambiental na

água dos viveiros, e também nos efluentes que são despejados para o corpo receptor, no intuito de monitorar os fatores físico-químicos e biológicos, que estejam influenciando espacial e temporalmente essa comunidade.

MATERIAL E METODOS

Área de estudo

A fazenda de carcinicultura marinha está localizada na Vila de Caratateua (00° 40' 0" S e 47° 45' 0" W), município de Curuçá, região do Nordeste Paraense. Neste município predominam o latossolo amarelo de textura média, concessionário laterítico e solos indiscriminados de mangues. A cobertura vegetal é representada principalmente por bosque de mangue com uma extensão no estuário de aproximadamente 116 km². As espécies dominantes são *Rhizophora mangle* (L.), seguida de *Avicennia germinans* (L.) (IDESP, 2015).

Possui quatro viveiros, com área de 1,0 ha de lâmina d'água cada e uma bacia de sedimentação de 0,5 ha, associada a um filtro biológico. O camarão cultivado é a espécie exótica *Litopenaeus vannamei*. O sistema de cultivo adotado é o intensivo, com densidade de estocagem de aproximadamente 55 Pós-larvas/m², sendo os viveiros povoados com a idade de pós-larva (PL) com 20 dias de vida (PL20).

Foram realizadas oito campanhas mensalmente no ano de 2011, durante os meses de janeiro, fevereiro, março e abril (período chuvoso) e nos meses de agosto, setembro, outubro e novembro (período seco). Para avaliar o ambiente de cultivo e estuário adjacente (local de captação e descarte de água), foram determinadas cinco estações de coletas: P1 (próximos a bomba de abastecimento dos viveiros) e P2 (descarte do efluente). Nestes pontos as coletas foram realizadas nas marés de enchente e vazante. Os demais pontos foram amostrados em apenas um viveiro (V3), sendo denominados de: P3 (entrada de água), P4 (centro do viveiro) e P5 (saída de água) (Figura 1).

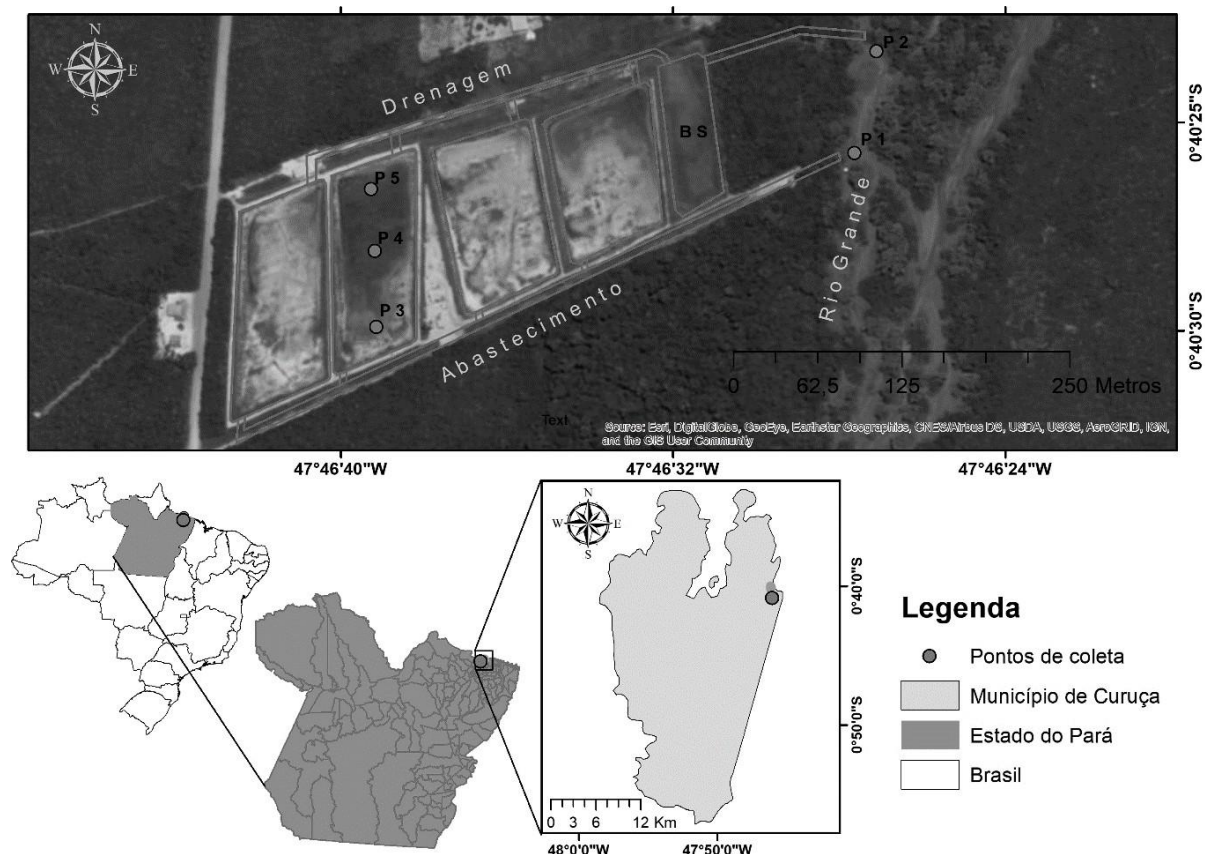


Figura 1. Localização da área de estudo e pontos de coleta. Captação da água para os viveiros (P1), descarte do efluente (P2), bacia de sedimentação (BS). Entrada de água no viveiro (P3), centro do viveiro (P4) e saída da água (P5), Curuçá-PA.

Procedimentos de coleta dos parâmetros ambientais e biológicos

Foram monitorados *in situ* a temperatura ($^{\circ}\text{C}$), o pH, a salinidade e a turbidez (UNT) com auxílio de uma sonda multiparamétrica (HANNA, modelo HI9828). O oxigênio dissolvido (mg.L^{-1}) foi determinado pelo método de Winkler descrito em STRICKLAND e PARSONS (1972). Os nutrientes nitrito (mg.L^{-1}), nitrato (mg.L^{-1}), nitrogênio amoniacal (mg.L^{-1}), silicato (mg.L^{-1}) e fosfato (mg.L^{-1}) seguiram a metodologia descrita em Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater (APHA, 1995). Os dados de precipitação (mm) foram obtidos através da Agência Nacional da Águas – ANA e realizado a média histórica mensal do ano de (1982-2011) (<http://hidroweb.ana.gov.br>).

Para as análises qualitativas do microfitoplâncton, foram realizados arrastos horizontais utilizando-se rede de plâncton ($64\mu\text{m}$), enquanto que para as análises quantitativas, coletou-se 200 ml de água diretamente da superfície com auxílio de recipientes de polietileno. Em ambas as amostragens foi adicionado formol tamponado, com concentração final de 4% em todas as amostras. Para análise da clorofila *a* (mg.m^{-3}) foram coletadas amostras

de água em garrafa plástica com capacidade para 1L, sendo refrigeradas até o momento da filtragem e calculados através da equação apresentada por STRICKLAND e PARSONS (1972).

Identificação e contagem do microfitoplâncton

Para a qualificação dos organismos, foi retirada uma alíquota da amostra e colocada em lâmina/lamínula e analisada com auxílio de microscópio da marca Olympus CX 21, enquanto que para a determinação da densidade microfitoplanctônica, os organismos foram contados em termos de organismos por litro (org.L^{-1}), aplicando o método de sedimentação de UTERMÖHL (1958) e utilizando-se microscópio invertido da marca Zeiss, contendo contraste de fase em aumento de 400X. A identificação do microfitoplâncton foi baseada em bibliografias especializadas, sendo identificados ao menor nível taxonômico quando possível.

Análises dos dados

O critério adotado para calcular a frequência de ocorrência foi o mesmo utilizado por MATEUCCI e COLMA (1982), tendo sido estabelecidas as seguintes categorias: muito frequente ($F > 70\%$), frequente ($40\% < F \leq 70\%$), pouco frequente ($10\% < F \leq 40\%$) e esporádicas ($F \leq 10\%$).

A riqueza de espécies (S) foi estimada contando o número de táxons por amostra. O índice de diversidade de Shannon foi calculado para cada amostra (utilizando logaritmo neperiano), com o objetivo de medir a quantidade de “ordem” (ou desordem) contida em um sistema (KREBS, 1999) e a equitabilidade (J') foi calculada a partir do índice de Shannon (H'). Para a determinação da densidade microfitoplanctônica (org.L^{-1}), aplicou-se o método de sedimentação de UTERMÖHL (1958).

Para verificar se os parâmetros bióticos e abióticos apresentavam distribuições normais realizou-se o teste de Shapiro-Wilk. Uma vez que os dados não apresentaram normalidade, mesmo após transformações, utilizou-se os testes não-paramétricos Mann-Whitney e Kruskal-Wallis que são correspondentes às análises paramétricas teste t e ANOVA, respectivamente. A análise de correlação de Spearman's (rs) foi realizada para comparar as correlações entre os parâmetros ambientais. Todas as análises acima foram realizadas com o auxílio do programa estatístico Past (HAMMER *et al.*, 2001).

As espécies indicadoras para os ambientes (estuário e viveiro) foram determinadas através do método do Valor Indicador Individual (IndVal) (DUFRENE e LEGENDRE, 1997), que combina a abundância da espécie com sua frequência de ocorrência em vários grupos de locais e, através de 10.000 permutações (teste de Monte Carlo) foi avaliada a significância dos

valores de IndVal de cada espécie ($p < 0,05$) através do software PCORD 5 (McCUNE e MEFFORD, 2011).

Por fim, para avaliar a influência das variáveis abióticas sobre a comunidade microfitoplanctônica, foi realizada uma Análise de Redundância Canônica (RDA) (TER BRAAK e SMILAUER, 1998). Entretanto, antes da análise, eliminou-se a interferência das diferentes unidades de medidas das variáveis abióticas através da padronização por *Ranging* (LEGENDRE e LEGENDRE, 2012). Para os dados biológicos foi realizada uma transformação de Hellinger, uma vez que, o uso dessa distância permitiu reduzir o peso das espécies mais abundantes e diminuir a influência de zeros na matriz (LEGENDRE e LEGENDRE, 2012).

A seleção das variáveis explanatórias pela RDA foi realizada para determinar quais delas explicam significativamente a distribuição das associações de táxons microfitoplanctônicos nos ambientes de coleta (estuário e viveiro) e nos períodos de coleta. Os táxons selecionados para cada ambiente através do IndVal compuseram a matriz biológica e foram associados à 12 variáveis ambientais. Assim foi possível identificar quais foram as variáveis mais explicativas para os padrões de distribuição dos táxons em cada ambiente. O programa utilizado para a RDA foi o CANOCO 4.5.

RESULTADOS

Parâmetros abióticos

A variação média da precipitação pluviométrica apresentou diferença significativa ($p < 0,01$), com os maiores valores de precipitações no período chuvoso. No ano de 2011, observa-se que os valores médios estiveram abaixo da média histórica, com a maior parte dos meses apresentando um padrão de anomalia negativa, com exceção dos meses de janeiro e julho, que alcançaram concentrações de chuvas acima da média histórica (Figura 2). Neste primeiro período, o mês que apresentou comportamento semelhante ao padrão histórico foi o mês de março (655 mm), apresentando variação dentro do erro padrão, uma vez que, os meses de fevereiro e abril, mostraram valores abaixo da média histórica. Como esperado para a região, os menores índices de precipitações foram observados no segundo período, a partir do mês de agosto, caracterizado como período seco.

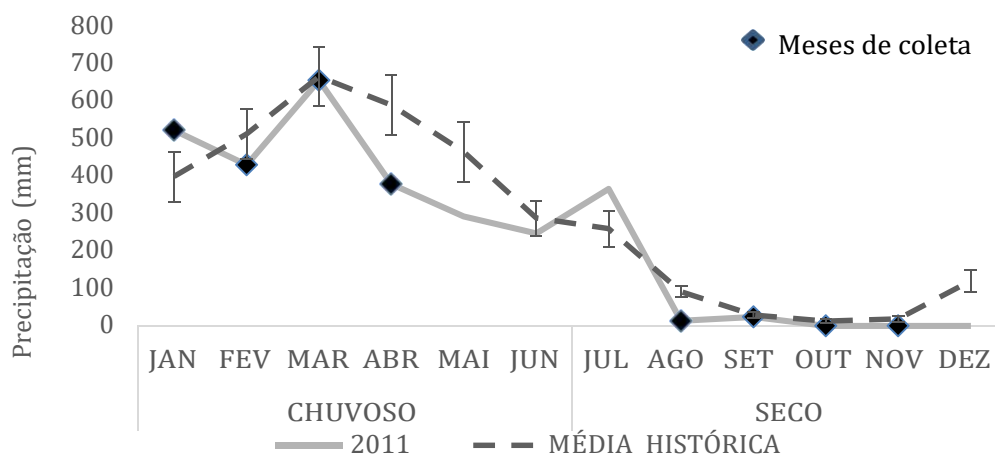


Figura 2. Média histórica mensal de (1982-2011) e precipitação média (mm) do ano de 2011. Fonte: Agência Nacional da Águas-ANA.

A temperatura no estuário obteve valor máximo de 29,19°C e no viveiro 30,42°C (Figura 3). Esta variável apresentou diferença significativa sazonal, tanto no estuário quanto no viveiro, com maiores valores no período seco e revelou também diferença significativa entre os ambientes de coleta, observado maiores valores no viveiro (Tabela 1). O pH não apresentou diferença significativa sazonal no ambiente estuarino e no viveiro, porém, verificou-se que entre estes ambientes houve diferença (Tabela 1), com maiores valores no viveiro (Figura 3). No estuário e no viveiro, a salinidade apresentou diferença sazonal em ambos (Tabela 1), com maiores valores no período seco, principalmente dentro do viveiro (Figura 3). No entanto, entre os ambientes, a salinidade não apresentou diferença significativa.

O oxigênio dissolvido apresentou diferença sazonal tanto no estuário quanto no viveiro com maiores valores no período chuvoso. Entre o estuário e o viveiro também houve diferença, apresentando o viveiro os maiores valores desta variável (Figura 3). Quanto a Turbidez, os valores foram menores no estuário quando comparados com os valores que ocorreram dentro do viveiro, e estes apresentaram diferença significativa sazonal (Tabela 1), verificando-se que durante o período de estudo, ocorreu aumento de turbidez principalmente no final do cultivo.

Os nutrientes que apresentaram diferenças significativas sazonais nos ambientes foram o silicato, o fosfato e N-amoniaco no estuário, enquanto no viveiro foram fosfato e N-amoniaco. Observou-se que estes parâmetros ambientais apresentaram maiores valores no período seco. Já entre os ambientes, os nutrientes que revelaram diferenças foram silicato e nitrato com maiores valores no estuário e o nutriente fosfato, que apresentou maiores concentrações no viveiro (Tabela 1). Quando as variáveis foram comparadas em relação ao fator maré, somente clorofila *a* apresentou diferença significativa, com as maiores

concentrações ocorrendo na maré vazante. Esta variável também apresentou diferença entre os ambientes, revelando maiores concentrações no viveiro, principalmente no final do ciclo de cultivo de cada período.

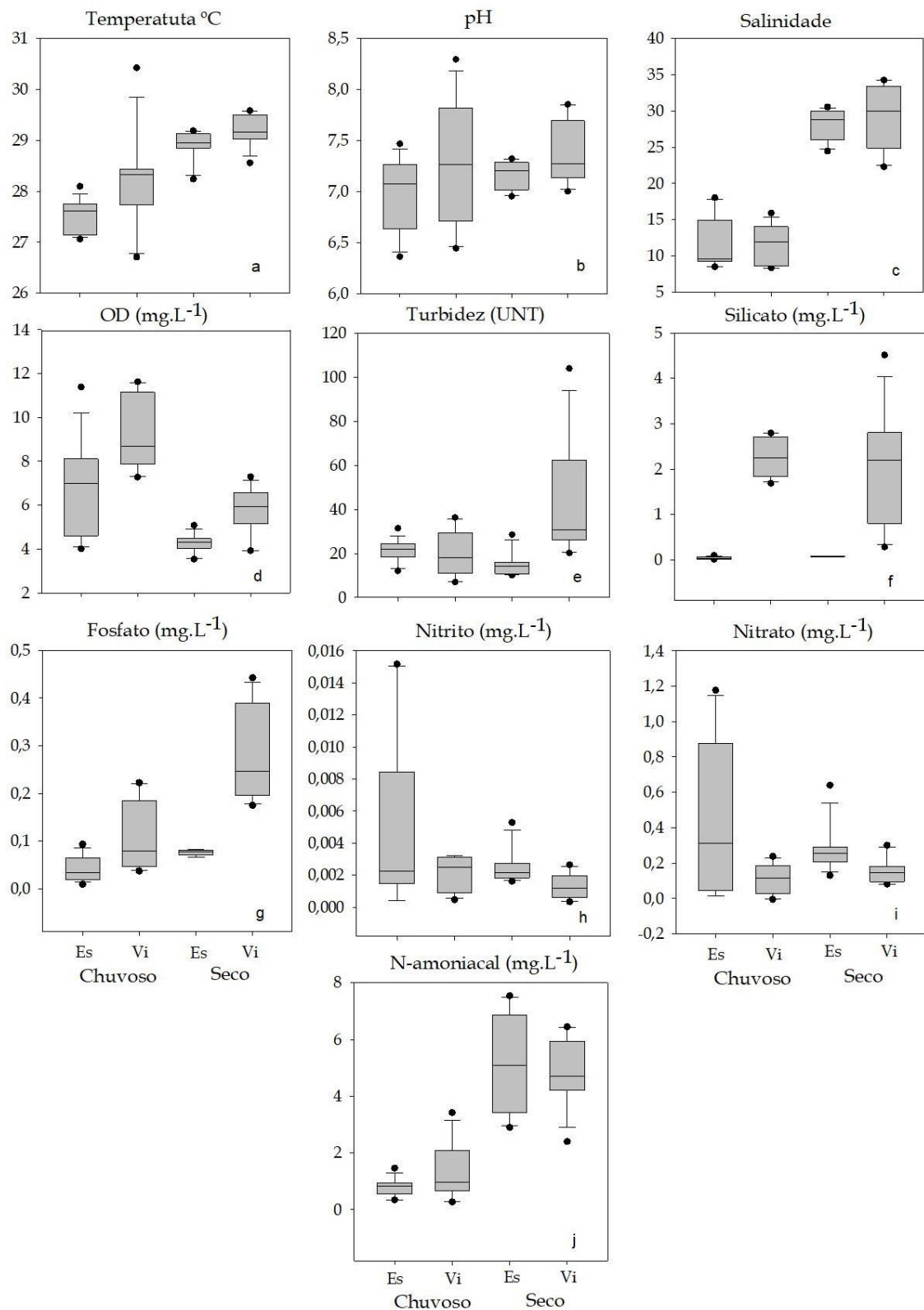


Figura 3. Gráficos de valores médios, máximos e mínimos, comparando as variáveis ambientais no estuário (Es) e viveiro (Vi), durante todo período de estudo, Curuçá-PA.

Tabela 1. Valores de p resultantes da análise de Kruskal-Wallis e Mann-Whitney das variáveis ambientais para a variação entre marés, pontos de coleta, período sazonal e entre os ambientes (estuário e viveiro).
(*) significativo a $p < 0,05$.

VARIÁVEIS	ESTUÁRIO		VIVEIRO		ESTUÁRIO x VIVEIRO
	MARÉ	SAZONAL	ESPACIAL	SAZONAL	AMBIENTES
	p	p	p	p	p
Temp (°C)	0,8005	0,00004*	0,5940	0,0005*	0,0017*
pH	0,6960	0,4023	0,6504	0,9539	0,0477*
Sal	0,5331	0,00003*	0,9486	0,00003*	0,2160
OD (mg.L ⁻¹)	0,8722	0,00009*	0,8764	0,00004*	0,0118*
Turb (UNT)	0,3703	0,0102*	0,8847	0,0061*	0,0245*
Sili (mg.L ⁻¹)	0,2412	0,0002*	0,7590	0,8852	0,0000*
Fosf (mg.L ⁻¹)	0,9816	0,0150*	0,9696	0,0001*	0,0000*
Nitri (mg.L ⁻¹)	0,4198	0,2229	0,8322	0,0512	0,3629
Nitra (mg.L ⁻¹)	0,9633	0,4024	0,9411	0,3123	0,0013*
N-amo (mg.L ⁻¹)	0,5657	0,0003*	0,9271	0,00005*	0,0712
Clo <i>a</i> (mg.m ⁻³)	0,0058*	0,7950	0,9347	0,5067	0,0000*

Comunidade Microfitoplanctônica

A comunidade microfitoplanctônica foi composta por um total de 205 táxons, sendo encontrados o maior número de organismos (194 táxons) no ambiente estuarino e (107 táxons) no viveiro. No ambiente estuarino, a divisão Bacillariophyta apresentou o maior número (160 táxons), seguido das divisões Miozoa (15 táxons), Cyanobacteria (8 táxons), Charophyta (6 táxons), Chlorophyta (3 táxons), Cryptophyta (1 táxon) e Euglenophyta (1táxon). No viveiro, a divisão Bacillariophyta também dominou com o maior número de indivíduos (82 táxons), seguido dos grupos Cyanobacteria (8 táxons), Miozoa (8 táxons), Charophyta (4 táxons), Chlorophyta (4 táxons) e Euglenophyta (1táxon).

No ambiente estuarino, em relação a frequência de ocorrência, 10 táxons foram considerados como muito frequentes: *Melosira nummuloides*, *Coscinodiscus perforatus*, *Trieres sinenses*, *Cylindrotheca closterium*, *Ditylium brightwellii*, *Pleurosigma angulatum*, *Actinopterychus annulatus*, *Rhopalodia musculus*, *Thalassionema frauenfeldii* e a diatomácea *Trieres regia*, o qual teve 100% de frequência em todas as amostras. Nas outras categorias, 20 táxons foram considerados como frequente, 47 pouco frequente e 117 esporádicas.

No viveiro, apenas 3 táxons foram considerados como frequentes durante todo período de estudo, a cianobactéria *Lyngbya* sp.1, as diatomáceas *Coscinodiscus perforatus* e *Trieres sinenses*. Apenas 17 táxons considerados como pouco frequentes e 87 táxons foram esporádicos. Nenhum táxon foi considerado como muito frequentes.

Quanto a riqueza, o ambiente estuarino apresentou o maior número de indivíduos no mês de janeiro (114 táxons) enquanto que nos meses de março e setembro ocorreu o menor número (59 táxons). A diversidade específica neste ambiente variou de 3,94 nat.ind⁻¹ nos meses de março e setembro a 4,47 nat.ind⁻¹ no mês de janeiro, assim como a equitabilidade para este ambiente foi bem elevada, com valores variando entre (0,94 a 0,97). Quanto ao viveiro, este apresentou uma menor riqueza no mês de novembro (8 táxons) e um maior número (58 táxons) no mês de janeiro, comportamento parecido com o ocorrido no estuário, mês em que também ocorreu maior riqueza. A diversidade no viveiro variou de 1,95 nat.ind⁻¹ no mês de novembro a 3,83 nat.ind⁻¹ no mês de janeiro. A equitabilidade dentro do viveiro mostrou-se também elevada (0,93 a 0,97). Apesar da riqueza no estuário ter sido maior quando comparado ao viveiro, os ambientes mostraram-se homogêneos, uma vez que ambos apresentaram alta equitabilidade.

A densidade total do microfitoplâncton distribuiu-se nos grupos: Bacillariophyta, Miozoa, Cyanobacteria e Euglenophyta (Figuras 4 e 5). No estuário, a densidade total microfitoplanctônica apresentou diferença somente entre os períodos sazonais ($p=0,0261$), com maior densidade total no período seco (63.600 org.L⁻¹), já no viveiro não houve diferença sazonal.

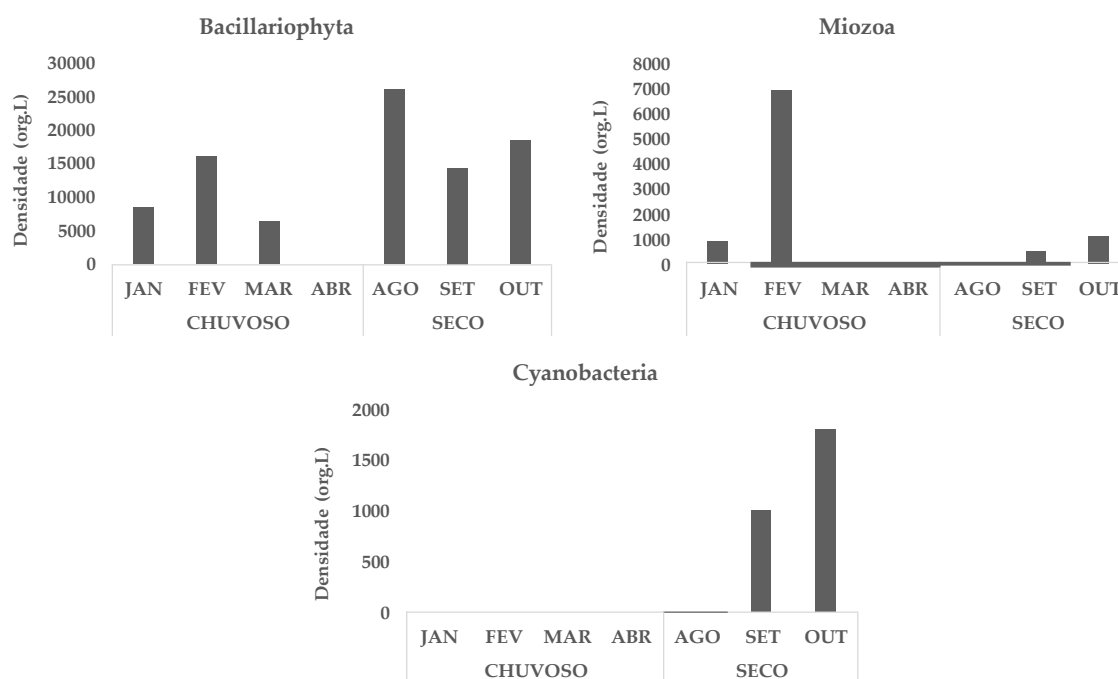


Figura 4. Densidade microfitoplanctônica (org.L⁻¹) por grupo taxonômico no estuário, Curuçá-PA.

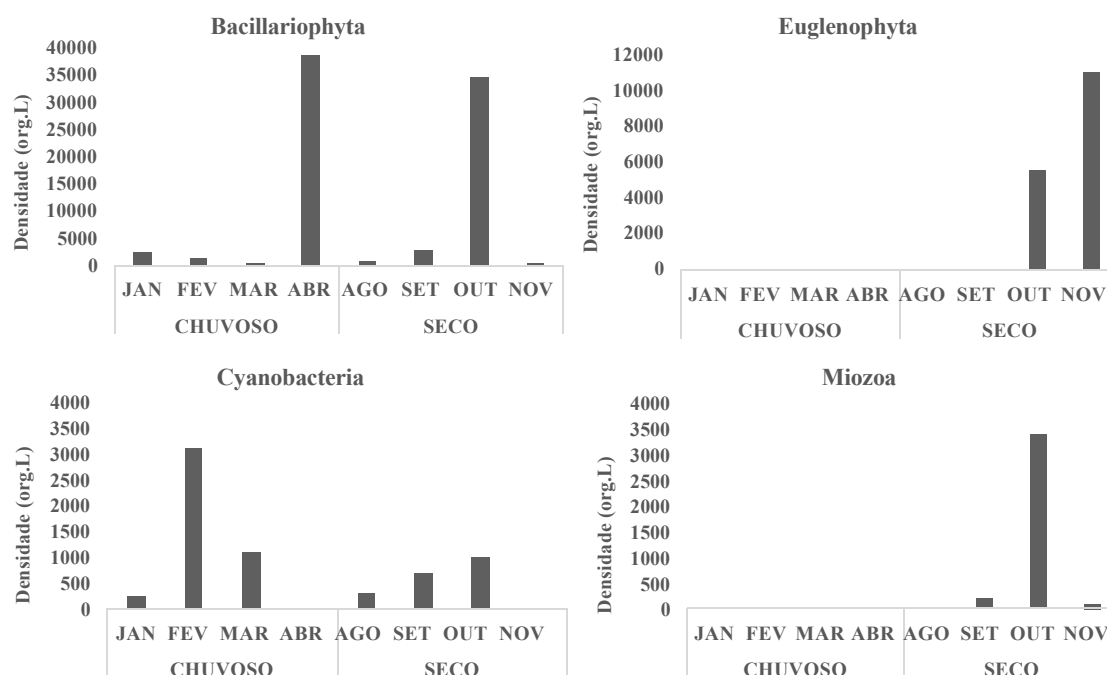


Figura 5. Densidade microfitoplanctônica (org.L⁻¹) por grupo taxonômico no viveiro, Curuçá-PA.

As diatomáceas (Bacillariophyta) apresentaram as maiores densidades no estuário, tanto no período chuvoso (16.100 org.L⁻¹, principalmente em fevereiro), quanto no período seco (26.200 org.L⁻¹, mês de agosto) (Figura 4). Dentre os grupos microfitoplanctônicos que ocorreram no estuário, apresentaram diferença significativa sazonal Bacillariophyta ($p=0,0092$) e Cyanobacteria ($p=0,0069$), ambos com os maiores valores de densidade no período seco. O ambiente não apresentou diferença significativa ($p>0,05$) para os grupos microfitoplanctônicos quando testado as marés de enchente e vazante, nem foram observadas diferenças entre os pontos de coleta, porém, entre os grupos, estes mostraram-se diferentes ($p=0,0000$), com Bacillariophyta apresentando maior valor de densidade, seguido dos Dinoflagelados (Miozoa) e das cianobactérias (Cyanobacteria).

Os organismos que destacaram-se com maiores valores de densidade no estuário foram as Diatomáceas *Thalassionema nitzschioides* (21.400 org.L⁻¹), *Coscinodiscus concinnus* (20.600 org.L⁻¹), *Navicula* sp.1 (8.500 org.L⁻¹), *Thalassionema frauenfeldii* (6.650 org.L⁻¹), *Triplos furca* (6.400 org.L⁻¹), *Diploneis bombus* (4.950 org.L⁻¹), *Thalassiosira* sp.1 (4.500 org.L⁻¹), *Dimeregramma* sp (3.300 org.L⁻¹), *Coscinodiscus centralis* (3.100 org.L⁻¹), *Actinopterychus annulatus* (2.700 org.L⁻¹), *Diploneis weissflogii* (2.000 org.L⁻¹), e as outras que contribuíram para os valores de densidade foram abaixo de (2.000 org.L⁻¹). Destaca-se que *C. concinnus* e *T. nitzschioides* foram as que tiveram as maiores abundâncias no período chuvoso e seco, respectivamente.

No viveiro, dentre os grupos identificados, Bacillariophyta foi o que obteve os maiores valores de densidade, destacando que no mês de abril ($38.600 \text{ org/L}^{-1}$) e no mês de outubro ($34.600 \text{ org/L}^{-1}$) ocorreram os maiores valores (Figura 5), comportamento diferente do ocorrido no estuário, que teve seus maiores valores nos meses de fevereiro e agosto, início de cada ciclo de cultivo. Entretanto, não houve diferença significativa em relação a densidade total e entre os grupos microfitoplanctônicos quando comparado os pontos de coletas dentro deste ambiente artificial. Em relação a sazonalidade, destaca-se que no viveiro, o único grupo que mostrou diferença significativa foi o das Euglenophyta ($p=0,0070$), observado que apenas um táxon *Euglena* sp teve contribuição para o valor de densidade, somente no período seco. A análise mostrou que houve diferença significativa entre os grupos ao longo do período de estudo ($p=0,0000$), sendo Bacillariophyta o que apresentou o maior valor de densidade total, seguido dos grupos Euglenophyta, Cyanobacteria e Miozoa (Figura 5).

Os táxons mais importantes para essas abundâncias foram *Navicula* sp.2 ($58.000 \text{ org/L}^{-1}$), *Euglena* sp ($16.700 \text{ org/L}^{-1}$), *Cylindrotheca closterium* ($12.500 \text{ org/L}^{-1}$), *Lyngbya* sp.2 (4.200 org/L^{-1}), *Gonyaulax* sp (3.700 org/L^{-1}) e *Navicula* sp.1 (3.600 org/L^{-1}). As diatomáceas *Navicula* sp.2 ($24.100 \text{ org/L}^{-1}$) e *C. closterium* ($12.500 \text{ org/L}^{-1}$) conjuntamente foram as que mais contribuíram no mês de abril correspondendo ao período chuvoso, enquanto que no período seco, *Navicula* sp.2 ($33.900 \text{ org/L}^{-1}$) teve maior importância, com os valores mais elevados no mês de outubro, seguida por *Euglena* sp, cujas as abundâncias foram elevadas somente neste período, principalmente nos meses de outubro e novembro.

Quando comparados os ambientes, houve diferença significativa quanto a densidade total microfitoplanctônica ($p=0,0319$), ocorrendo no estuário a maior abundância total. Quanto aos grupos microfitoplanctônicos, tiveram diferenças significativas as Diatomáceas ($p=0,0001$) e os Dinoflagelados ($p=0,0003$), que apresentaram maiores densidades no estuário e o grupo das Cyanobactérias ($p=0,0010$) obtiveram maiores concentrações no viveiro.

Biomassa clorofiliana

No ambiente estuarino, a clorofila *a* atingiu o menor valor ($2,86 \text{ mg.m}^{-3}$) no mês de setembro (período seco) e maior valor ($27,46 \text{ mg.m}^{-3}$) em fevereiro (período chuvoso) na maré vazante, no ponto de captação da água para o abastecimento dos viveiros. Este parâmetro apresentou comportamento constante no estuário ao longo do período de estudo, o qual não mostrou diferença significativa entre os períodos, porém, houve diferença entre as marés ($p=0,0058$), com maiores valores na maré vazante. Entretanto, no viveiro, a variação nos valores de clorofila *a* foi muito maior ($5,10$ a $268,48 \text{ mg.m}^{-3}$), sendo o menor e o maior valor

ocorrido nos meses de janeiro e abril, respectivamente, ambos no período chuvoso. Apesar desta variação de concentração, dentro do viveiro não foi evidenciado diferença sazonal.

Observa-se que as maiores concentrações de clorofila *a* ocorreram no viveiro, que notadamente houve uma tendência de aumento tanto no primeiro quanto no segundo ciclo de cultivo do camarão, com picos na concentração principalmente nos meses de abril e novembro, que coincidiram com o final dos ciclos (Figura 6).

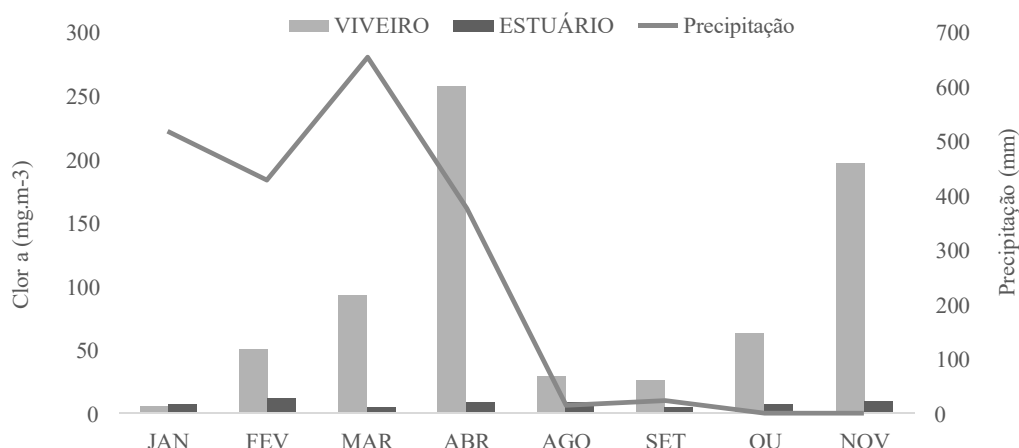


Figura 6. Biomassa microfitoplanctônica (mg.m⁻³) ao longo do período de estudo, no viveiro e estuário, Curuçá-PA.

No ambiente estuarino não foram verificadas correlações significativas entre as variáveis ambientais, apenas foi verificada correlações entre as variáveis dentro do viveiro, sendo estas, clorofila *a* e turbidez ($r_s=0,972$; $p=0,028$) significativamente e fortemente correlacionadas apenas no período chuvoso.

Dentre os 73 táxons que contribuíram para os valores de densidade no estuário, apenas 12 táxons foram indicadores para este ambiente, com valores de IndVal (>21,4%) significativos a ($p<0,05$). Destacaram-se as diatomáceas *Diploneis bombus* (53,6%) e *Coscinodiscus concinnus* (50%) com alto valor indicador no estuário. No viveiro, dos 34 táxons que contribuíram para os valores de densidade, apenas 5 táxons foram indicadores, apresentando valores de IndVal (>16,7%) significativos a ($p<0,05$). Para este ambiente, a diatomácea *Navicula* sp.1 e a cianobactéria *Lyngbya* sp.2 apresentaram maiores valores de IndVal (37,6 e 37,5%, respectivamente) (Tabela 2). Destaca-se que a maioria dos organismos que foram indicadores para cada ambiente são diatomáceas.

Tabela 2. Valores significativos de IndVal e os respectivos grupos aos quais pertencem. Diat (Diatomáceas), Dino (Dinoflagelado), Cyan (Cianobactéria), Eugle (Euglenofita), IndVal (IV), p (<0,05).

AMBIENTE	GRUPOS	ESPECIES INDICADORAS	(IV)	p
ESTUÁRIO	Diat	<i>Diploneis bombus</i>	53,6	0,0001
	Diat	<i>Coscinodiscus concinnus</i>	50	0,0001
	Dino	<i>Tripos furca</i>	46,4	0,0003
	Diat	<i>Thalassiosira</i> sp.1	46,4	0,0002
	Diat	<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	42,9	0,0003
	Diat	<i>Actinopterychus annulatus</i>	32,1	0,0019
	Diat	<i>Diploneis weissflogii</i>	32,1	0,0013
	Diat	<i>Rhopalodia musculus</i>	32,1	0,0024
	Diat	<i>Diploneis gruendleri</i>	28,6	0,0051
	Diat	<i>Skeletonema costatum</i>	28,6	0,0056
	Diat	<i>Dimeregramma</i> sp	25	0,0121
	Diat	<i>Tryblionella granulata</i>	21,4	0,0248
VIVEIRO	Diat	<i>Navicula</i> sp.1	37,6	0,0036
	Cyan	<i>Lynbya</i> sp.2	37,5	0,0007
	Eugle	<i>Euglena</i> sp	25	0,0061
	Diat	<i>Navicula</i> sp.2	25	0,0073
	Cyan	<i>Pseudanabaena</i> sp	16,7	0,0395

Relação das variáveis ambientais com a comunidade microfitoplanctônica

No ambiente estuarino, a Análise de Redundância Canônica mostrou que as variáveis ambientais significativas ($p < 0,05$) concentraram 50,7% da variância total (Figura 7), sendo que os dois primeiros eixos concentraram a maior parte da variabilidade (33,7%).

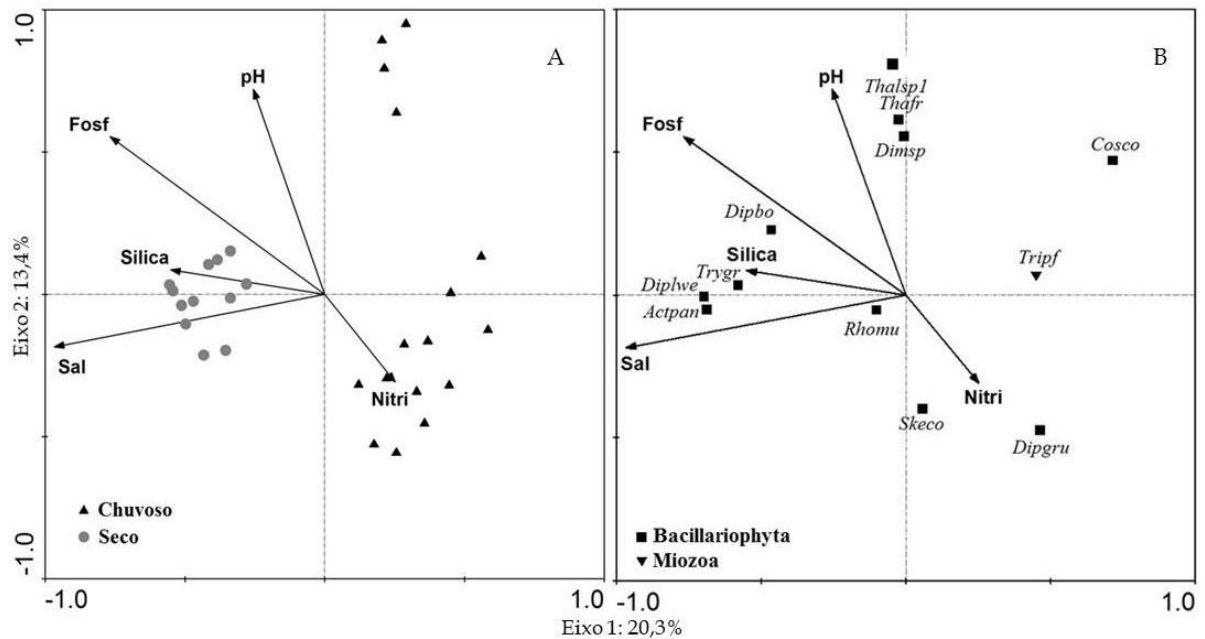


Figura 7. Ordenação Biplot baseada na Análise de Redundância Canônica (RDA) de dados microfitoplancônicos e variáveis ambientais no estuário. Somente as variáveis significativas foram representadas ($p < 0,05$). A) Projeção das amostras do período chuvoso e seco com variáveis ambientais. (B) Projeção dos táxons microfitoplancônicos das amostras do período chuvoso e seco com as variáveis ambientais. Fosf (Fosfato), Silica (Silicato), Sal (Salinidade), Nitri (Nitrito).

O eixo 1 evidenciou um gradiente sazonal no estuário, no qual explicou 20,3% da variabilidade dos dados, apresentando na sua porção negativa as projeções das variáveis silicato e salinidade que apresentaram seus maiores valores em amostras do período seco (Figura 7a). As espécies que se associaram a estas variáveis no eixo 1 foram as diatomáceas *Diploneis bombus*, *Tryblionella granulata*, *Diploneis weissflogii* e *Actinoptychus annulatus*. Por outro lado, observa-se na análise que *Coscinodiscus concinnus* e *Triplos furca* estiveram situadas no outro extremo desse gradiente, sendo inversamente influenciadas pela salinidade, uma vez que, estes táxons exibiram os maiores valores de densidade em amostras do período chuvoso (Figura 7b).

O eixo 2 concentrou 13,4% da variabilidade dos dados e esteve correlacionado provavelmente com aporte de nutrientes provenientes da ração. Como principal efeito desse processo, destaca-se um leve aumento na concentração de nitrito no período chuvoso, ocorrendo principalmente no final do cultivo, mês de abril. Este aumento favoreceu, sobretudo as diatomáceas *Skeletonema costatum* e *Diploneis gruendleri*. Destaca-se na porção positiva do eixo, sob influência dos maiores valores de pH, as amostras do mês de março, correspondendo ao mês em que ocorreu a maior precipitação pluviométrica, e associaram-se as diatomáceas *Thalassiosira* sp.1, *Thalassionema frauenfeldii* e *Dimeregramma* sp. (Figura 7b).

No viveiro, as variáveis físico-químicas contribuíram significativamente ($p < 0,05$) para a distribuição dos táxons, concentrando 76,7% da variabilidade dos dados, sendo a explicação maior do que ocorreu no estuário, evidenciando que as variáveis ambientais possuem forte influência neste ambiente. Os dois primeiros eixos da RDA concentraram a maior variabilidade 48,7% (Figura 8).

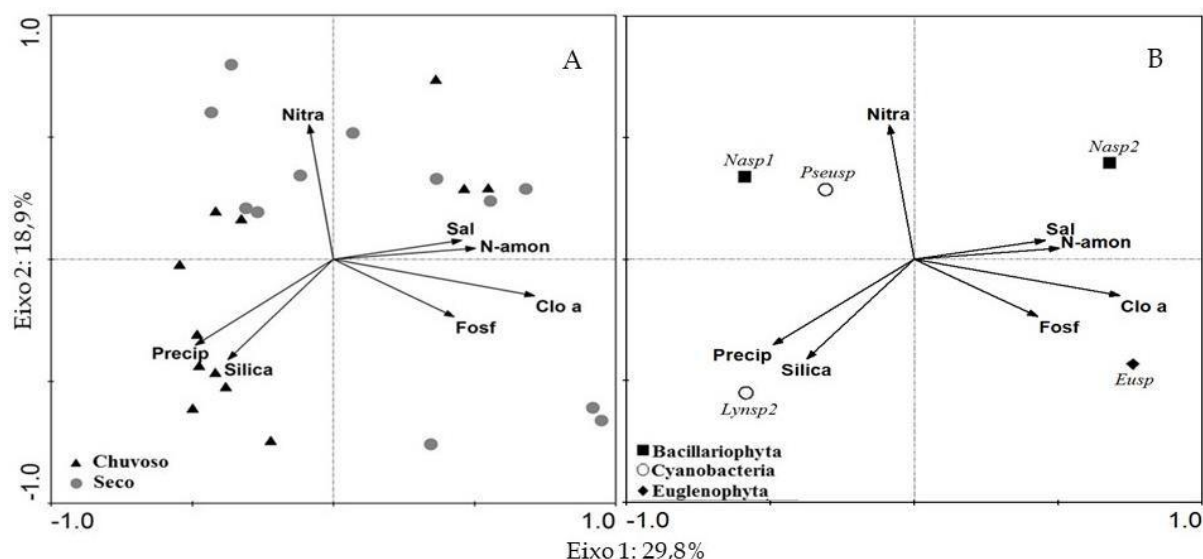


Figura 8. Ordenação Biplot baseada na Análise de Redundância Canônica (RDA) de dados microfitoplanctônicos e variáveis ambientais no viveiro. Somente as variáveis significativas foram representadas ($p < 0,05$). A) Projeção das amostras do período chuvoso e seco com variáveis ambientais. (B) Projeção dos táxons fitoplanctônicos das amostras do período chuvoso e seco com as variáveis ambientais. Nitra (Nitrato), Precip (Precipitação), Silica (Silicato), Sal (Salinidade), N-amon (N-amoniaco), Clo a (Clorofila *a*), Fosf (Fosfato).

A Análise de Redundância realizada no viveiro evidenciou que o eixo 1 acumulou 29,8% da variabilidade dos dados. Desta forma, a porção positiva mostrou forte correlação com as variáveis salinidade, N-amoniaco, clorofila *a* e fosfato, correlacionando-se com a maioria das amostras do período seco (Figura 8a). A diatomácea *Navicula* sp.2 esteve relacionada aos maiores valores de salinidade e N-amoniaco, destacando-se das demais por ter ocorrido com maior densidade nos meses de abril e outubro. Por outro lado, a Euglenophyta *Euglena* sp., correlacionou-se com as maiores concentrações de clorofila *a* e fosfato, evidenciando densidades elevadas deste táxon em amostras no mês de novembro, coincidindo com o final do segundo ciclo de cultivo do camarão. Em contrapartida, na porção negativa deste eixo, foram correlacionadas a precipitação e o silicato, com seus maiores valores em amostras do período chuvoso. Além disso, *Lyngbya* sp.2 foi correlacionada com estas duas últimas variáveis e período (Figura 8b).

O eixo 2 explicou 18,9% da variabilidade dos dados, sendo correlacionado principalmente às concentrações de nitrato. Estas foram maiores especialmente nas amostras do período seco. Este eixo, de forma semelhante ao que ocorreu na RDA para o estuário, também reflete um gradiente resultante do acúmulo de nutrientes provenientes da ração ao longo do período de cultivo do camarão. Associaram-se às maiores concentrações de nitrato a cianobactéria *Pseudanabaena* sp. e a diatomácea *Navicula* sp.1, sendo que esta última contribuiu com os maiores valores de densidade nos meses de janeiro e fevereiro (período chuvoso) assim como também nos meses de agosto e setembro (período seco) (Figura 8b).

DISCUSSÃO

A estrutura das populações do fitoplâncton encontra-se diretamente relacionada às características físicas e químicas da água conjuntamente com outros fatores ambientais, os quais, agindo unidos ou isoladamente, condicionam o estabelecimento de populações adaptadas a estas variações (PHLIPS *et al.* 2002).

As variáveis temperatura e pH obtiveram médias bem próximas, não diferindo muito de um ambiente para outro, e estes valores mantiveram-se dentro da faixa esperada para águas continentais da região Amazônica (BERREDO *et al.*, 2008; SILVA *et al.*, 2011) assim como para o cultivo os valores foram considerados ideais (BOYD, 1998; ALVES e MELO, 2007). MARQUES e ANDREATTA (1999) afirmam em seu estudo que valores ótimos de pH para camarões peneídeos encontram-se entre 6 e 9. BOYD (2013) recomenda que o pH durante o cultivo esteja entre 6,0 e 8,5. No trabalho verificou-se que o valor de pH oscilou numa faixa que corrobora com os autores citados, com faixa de variação de 6,36 a 8,30.

As salinidades nos dois ambientes foram maiores no período seco. Fato observado também no trabalho realizado por ARAÚJO *et al.* (2012) no período seco em viveiro de cultivo na mesma região, atribuindo os valores elevados à evaporação devido à grande incidência solar e baixas precipitações, características da região. A faixa de salinidade esteve dentro do recomendado no primeiro ciclo de cultivo, porém no segundo, somente o mês de agosto apresentou faixa ideal, enquanto que nos últimos meses, a salinidade ficou acima de 29, todavia, não foi prejudicial ao cultivo, uma vez que não foi relatado durante o estudo, taxas de mortalidade do camarão e esta espécie tem a capacidade de tolerar uma variação maior deste parâmetro (NUNES, 2001; MAIA *et al.*, 2002; GROSS *et al.*, 2003; SOWERS *et al.*, 2005). ALVES e MELLO (2007) indicam faixas recomendáveis de salinidade para esta espécie entre 15 a 25.

O padrão de oxigênio no estuário e no viveiro alcançou os maiores valores no período chuvoso (máximo 11,63 mg.L⁻¹) no mês de janeiro. De acordo com BOYD (1990) valores

considerados adequados para o cultivo de camarões está na faixa de 4-6 mg.L⁻¹ e somente valores abaixo de 2 mg.L⁻¹ ocorre diminuição no crescimento, ocasionando a mortalidade dos organismos. Apesar de ter ocorrido elevadas concentrações deste parâmetro, não foi observado mortalidade de camarões durante o estudo.

No estuário os maiores valores de turbidez foram registrados no período chuvoso enquanto que no viveiro, estes ocorreram no período seco, destacando-se o mês de setembro, com os valores mais elevados (69 a 104 UNT) nos pontos de coleta próximo ao aerador (na saída e meio do viveiro, respectivamente). Este padrão pode estar relacionado ao fato do uso da aeração mecânica dentro do viveiro, para aumentar a oxigenação na água do cultivo, contribuindo com aumento de material em suspensão e elevando os valores de turbidez. MCGRAW *et al.* (2001) relatam em seu estudo que houve uma elevação nas concentrações de material em suspensão proporcional ao aumento nas taxas de aeração em viveiros povoados com o camarão *L. vannamei*, o que de acordo com MANZOLLI *et al.* (2011) os principais fatores que afetam a turbidez são: presença de materiais sólidos em suspensão, matéria orgânica e inorgânica, organismos microscópicos e algas.

Durante o período de estudo, verificou-se que as concentrações dos nutrientes inorgânicos dissolvidos silicato, nitrito, nitrato e N-amoniaco tiveram os maiores valores no estuário, no entanto, o nutriente fosfato mostrou as maiores concentrações no viveiro. Para GLUD *et al.* (2002) o incremento de fósforo em sistemas de cultivos é proveniente das rações que são oferecidas, sendo estas ricas em nutrientes e que tendem a um aumento no decorrer do ciclo de cultivo. Já no ambiente estuarino, além do aporte natural de nutrientes, estas concentrações também podem ter sido favorecidas pelo descarte do efluente da carcinicultura, uma vez que, o nitrito teve maior valor no ponto de descarte da água do viveiro e o nitrato com maior valor no ponto de captação na maré vazante, no período chuvoso.

Nos dois ambientes investigados, estes apresentaram-se semelhantes em termos de composição microfitoplânctônica, com exceção do grupo Cryptophyta, que teve contribuição apenas no estuário, no mês de janeiro, representado por um táxon *Cryptomonas marssonii*, o qual é característico do ambiente de água doce. Por outro lado, as diatomáceas foram as que contribuíram com maior número de organismos nos dois ambientes, porém, no estuário mostrou maior destaque deste grupo.

LEÃO *et al.* (2008) avaliaram a ecologia do microfitoplâncton do estuário do rio Igarassu em Pernambuco, verificando que a comunidade fitoplânctônica apresentou 210 espécies, distribuídas nas divisões Bacillariophyta, com maior representatividade (146 spp), seguidas pelas Cyanophyta, Chlorophyta, Euglenophyta e Dinophyta, evidenciando que as

Diatomáceas dominam em ambientes estuarinos, o que concorda com os resultados. Já em fazendas de cultivo do camarão *L. vannamei* no Nordeste brasileiro, CASÉ *et al.* (2008) identificaram 51 espécies e que as maiores contribuições também foram das Diatomáceas (69% da lista de espécies), seguida de Pyrrophyta, Cyanophyta, Euglenophyta e Chlorophyta.

No estuário e no viveiro, três grupos contribuíram para os valores de densidade, os quais foram: Cyanobacteria, Bacillariophyta e Miozoa, além do grupo Euglenophyta, que contribuiu somente no viveiro, contudo, no período seco. MELO *et al.* (2010) verificaram que em diferentes sistemas de cultivo do camarão marinho, os grupos fitoplantônicos que contribuíram para os valores de densidade também foram diatomáceas, cianofíceas e dinoflagelados. Já no México, ALONSO-RODRIGUEZ e PAEZ-OSUNA (2003) relatam que em fazendas de cultivos de camarão marinho, Bacillariophyceae, Cyanophyceae, Chlorophyceae e Euglenophyceae foram os grupos que dominaram em águas costeiras e em sistemas de cultivo de camarão.

Em pesquisa realizada em uma fazenda de cultivo de camarão de águas salobras em Bangladesh por ISLAM *et al.* (2004) verificaram que Bacillariophyta foi o principal grupo, representado por 13 gêneros, enquanto que Pyrrophyceae (Miozoa) foi o menor grupo, representado apenas por dois gêneros.

CASÉ *et al.* (2008) em estudo realizado em três fazendas de camarão no Nordeste brasileiro verificaram que altas densidades de fitoplâncton resultaram em blooms de algumas espécies em alguns viveiros, relacionando a altos níveis de nutrientes. Cyanophyta foi em geral responsável por estes blooms, especialmente a espécie *Pseudanabaena cf. limnetica* que alcançou valores acima de 600.000 cells.mL⁻¹. No presente trabalho também foi verificado que *Pseudanabaena* sp. contribuiu com valores de densidade no viveiro, principalmente no período seco, porém, estes foram baixos (em torno de 500 org.L⁻¹). No entanto, valores altos da diatomácea *Navicula* sp.2 (58.000 org.L⁻¹) foram encontrados.

A biomassa microfitoplanctônica obteve maiores concentrações no viveiro, tanto no final do primeiro ciclo, quanto no final do segundo ciclo de cultivo do camarão, fato que pode ser explicado pelo acúmulo de nutrientes provenientes da ração durante o período de engorda do camarão, que favorece o enriquecimento da água do viveiro, aumentando a comunidade microfitoplanctônica, dentre eles, os dinoflagelados, uma vez que estes tiveram um aumento na densidade, principalmente no final do segundo ciclo de cultivo e consequentemente o aumento na concentração de clorofila *a*.

Durante o estudo foram observadas condições favoráveis ao desenvolvimento de alguns táxons, caracterizando uma dinâmica particular para cada ambiente, como observado

a partir da análise multivariada, onde foi possível determinar que alguns fatores ambientais foram determinantes na composição dos organismos microfitoplanctônicos no estuário e no viveiro. A Análise de Redundância Canônica evidenciou uma variação sazonal no estuário, verificando para este ambiente uma forte influência do fator chuva sobre a comunidade microfitoplanctônica, principalmente no que diz respeito aos dois principais grupos que foram importantes para este ambiente estuarino, que por sua vez, tem influência do descarte de água de uma fazenda de cultivo de camarão marinho.

Os principais grupos representados foram Bacillariophyta, destacando-se como espécies indicadoras do estuário: *Diploneis bombus*, *Coscinodiscus concinnus*, *Thalassiosira* sp.1, *Thalassionema frauenfeldii*, *Actinopterychus annulatus*, *Diploneis weissflogii*, *Rhopalodia musculus*, *Diploneis gruendleri*, *Skeletonema costatum*, *Dimeregramma* sp, *Tryblionella granulata* típicos de ambiente marinho, com exceção de *R. musculus*, caracterizada por ser de ambiente estuarino, estas dominaram em termos de abundância ao longo do estudo, e o grupo Miozoa (dinoflagelado) com *Tripes furca* que contribuiu com valor de densidade somente com este táxon no período chuvoso, nos meses de janeiro e fevereiro. Algumas variáveis ambientais, como o silicato e a salinidade foram determinantes para as diatomáceas *D. bombus*, *T. granulata*, *D. weissflogii* e *A. annulatus*, favorecidas principalmente no período de menor precipitação.

As espécies que se correlacionaram positivamente foram *C. concinnus* e *T. furca*, típicas de ambientes marinhos, porém, estas atingiram os maiores valores de densidade nos meses de fevereiro a março, período de maiores precipitações pluviométricas e consequentemente menores valores de salinidade, parâmetro este que é afetado principalmente pelos fatores climatológicos e a grande influência das marés (PHLIPS *et al.*, 2002). Este padrão de ocorrência indicou que estes táxons suportam grandes variações desta variável, o que de acordo com MACÊDO *et al.* (2004) em regiões estuarinas as variações sazonais de salinidade são bem evidenciadas, com maiores registros no período de menor precipitação.

De acordo com FERRARIO *et al.* (2002) *C. concinnus* produz polissacarídeos que são liberados na água do mar, que em altas concentrações tornam o meio anóxico, causando mortandade dos organismos marinhos e dificultando a migração de peixes. Enquanto, o dinoflagelado *T. furca* é citado por alguns autores como uma espécie adaptada a ambientes com baixa salinidade e com grande disponibilidade de nutrientes, como observado em outras regiões costeiras, como no Mar Adriático (GODRIJAN *et al.*, 2013).

A disponibilidade de fosfato e silicato favorece o desenvolvimento das diatomáceas, principalmente o silicato, utilizado para a formação de suas frústulas (TRÉGUER *et al.*, 1995; BRZEZINSKI *et al.*, 2003). Nas águas tropicais marinhas do Brasil, as diatomáceas

normalmente compreendem mais de 80% do fitoplâncton total (ESKINAZI-LEÇA *et al.*, 2000). Além disso, o grande desenvolvimento das diatomáceas está relacionado com a sua rápida taxa de crescimento em regiões turbulentas e ricas em nutrientes e com a suspensão de formas bentônicas e esporos de resistência para a coluna d'água (SMAYDA, 1985) e apresentam alta relação volume/superfície, tornando os organismos menos densos, facilitando a flutuabilidade e permanência das mesmas na coluna d'água por mais tempo (MARGALEF, 1978).

Relacionado ao viveiro, este mostrou que as espécies indicadores para este ambiente foram as diatomáceas *Navicula* sp.1 e *Navicula* sp.2, as cianobactérias *Lyngbya* sp.2 e *Pseudanabaena* sp. e a Euglenophyta *Euglena* sp. No mês de outubro neste ambiente ocorreu a menor concentração de silicato e o maior valor na densidade do grupo Bacillariophyta. De acordo com a RDA estes parâmetros apresentaram padrões inversos, evidenciando que houve provavelmente o consumo deste silicato, estimulando a reprodução e consequentemente uma elevação da densidade destas microalgas silicosas, principalmente a diatomácea *Navicula* sp.2. Este táxon obteve maior valor de densidade dentre as diatomáceas que contribuíram para este ambiente.

A presença das diatomáceas é sempre desejável nos viveiros de cultivo, pois este é o grupo de microalgas mais importante para os camarões. As diatomáceas apresentam uma parede celular composta por sílica, que é mais vulnerável às enzimas digestivas do que aquelas compostas por celulose, como é o caso dos demais grupo de microalgas (BARBIERI e OSTRENSKY, 2002). Para Boyd (1989) as diatomáceas têm um melhor crescimento do que as cianobactérias, no qual em muitas fazendas de cultivo, é preferível uma alta taxa de diatomáceas na comunidade fitoplanctônica, do que outros grupos.

De acordo com Gómez-Aguirre e Martínez-Córdova (1998) em fazendas de cultivo de camarão, a principal contribuição do fitoplâncton nos estágios sub-adultos e adultos é através da cadeia alimentar, podendo se alimentar na macrofauna de pequenos bivalves e gastrópodes, na meiofauna tal como poliquetas, amfípodas e copépodes harpacticoidas e no meiobentos por bactérias e detritos, além do mais, os camarões também consomem fitoplâncton quando estão aderidos aos detritos. Para Alonso-Rodríguez e Páez-Osuna (2003) a ocorrência de algumas espécies pode ser temporal ou pode durar um longo tempo e que algumas vezes, blooms duram um período curto, porém, uma alta abundância de uma ou algumas espécies podem alterar o crescimento do camarão devido a depleção do oxigênio a noite.

O manejo de viveiros é essencial em uma fazenda produtiva de camarão, neste sentido, os níveis adequados de nutrientes permitirão a biomassa e a estrutura correta de fitoplâncton. Além disso, os nutrientes em excesso irão alterar a composição do fitoplâncton com uma alteração resultante das espécies dominantes, tais mudanças implicam a substituição de espécies maiores por espécies menores e a substituição de diatomáceas por dinoflagelados (ALONSO-RODRÍGUEZ e PÁEZ-OSUNA, 2003).

Para este ambiente artificial, foi verificado que o táxon *Euglena* sp., se destacou com valores altos de densidade no final do cultivo no período seco, também evidenciado pela RDA. MELO *et al.* (2010), relatam em seu estudo que este táxon ocorreu com maior concentração quando comparados três sistemas de cultivo de camarão marinho em três diferentes municípios no Nordeste do Brasil. Desta forma, verificou-se que o sistema intensivo propiciou uma maior densidade de Euglenas, seguido do sistema semi-intensivo, enquanto que não mostrou níveis de densidade para o sistema de cultivo orgânico. Portanto, estes autores concluíram que o sistema intensivo tem um dos mais altos níveis de densidade de camarão e apresenta os mais altos níveis de matéria orgânica.

XAVIER *et al.* (1991), em estudo realizado em um tanque com tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus), em Pindamonhangaba, estado de São Paulo, inferiram que a floração de *Euglena sanguínea* foi favorecida pelas concentrações de amônia, fato este atribuído às condições físicas e químicas da água, como por exemplo, as baixas concentrações de oxigênio e os elevados teores de amônia (MAINARDES-PINTO e MERCANTE, 2003) onde os valores da concentração variaram entre 0,77 e 1,58 mg/L⁻¹. Tal fato também foi observado no viveiro no final do cultivo no período seco, onde, o oxigênio dissolvido obteve os menores valores e N-amoniaco os maiores valores em relação ao período chuvoso, o que pode ter contribuído juntamente com o fosfato, densidades elevadas de *Euglena* sp.

Em um trabalho comparativo realizado em um pesque-pague no estado de São Paulo, MAINARDES-PINTO e MERCANTE (2003) relataram que quando a concentração de fósforo (0,03mg/L a 0,10mg/L) esteve acima do valor considerado ideal, isto favoreceu a ocorrência de florações de *Euglena*, portanto, considerando o ambiente como eutrófico. Os níveis de fosfato no viveiro obtiveram valores altos, principalmente no período seco no mês de novembro, no qual alcançou valores de 0,44mg/L. Tais valores indicam ambiente eutrofizado e condições favoráveis ao crescimento do plâncton (MAINARDES-PINTO e MERCANTE, 2003), o que pode ter favorecido abundâncias elevadas de *Euglena* sp. no viveiro, como evidenciado pela análise de RDA. Vários estudos mostram claramente que os teores de

nutrientes podem ser os fatores reguladores mais importantes das comunidades fitoplanctônicas, particularmente, em termos de seleção de espécies (HODGKISS e HO, 1997).

CONCLUSÕES

Analisando os ambientes, estes mostraram-se diferentes, uma vez que, o estuário apresentou maior densidade total microfitoplanctônica comparado ao viveiro. Em relação a grupos, Bacillariophyta apresentou maior valor de densidade no estuário, uma vez que, a concentração de silicato foi maior neste ambiente, propiciando condições para a composição deste grupo. Comparando-se as RDAs, evidenciou-se que a sazonalidade teve uma forte influência no ambiente estuarino, enquanto que para o ambiente artificial, mostrou que este fator não foi tão evidente, o qual é controlado por outros parâmetros, principalmente no que diz respeito ao aporte de ração, de onde provém a maior parte dos nutrientes como N-amoniacal, nitrito e nitrato, propiciando condições para o estabelecimento de certos organismos, como o aparecimento de *Euglena* sp., que teve uma considerável densidade no final do cultivo no período seco. Este grupo desenvolve-se principalmente em condições do grande aporte de nutrientes.

No geral, Bacillariophyta foi o grupo que contribuiu com maior número de táxons no estuário e no viveiro. As espécies indicadores destes ambientes foram melhores representados por diatomáceas. Este estudo reforça a importância do conhecimento da comunidade microfitoplanctônica em viveiro de cultivo de organismos aquáticos e no ambiente para onde é descartado o efluente desta atividade, no intuito de avaliar a dinâmica destes organismos, relacionando-os aos fatores ambientais que controlam estes ambientes. Neste sentido, é de extrema importância estudos que acompanhem o monitoramento da qualidade da água nesta crescente atividade econômica, o qual tem grande relevância na produção de alimentos, tanto na água de cultivo, quanto da água que é despejada para o ambiente receptor.

REFERÊNCIAS

- ALONSO-RODRÍGUEZ, R. e 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*, 219: 317–336.
- ALVES, C. S.; MELLO, G. L. 2007. Manual para monitoramento hidrobiológico em fazendas de cultivo de camarão. Recife, Pernambuco: SEBRAE/PE. 58p.

ARAÚJO, R. F.; LOURENÇO, C. B.; SILVA, R. S.; PALHETA, G. D. A.; SANTOS, M. L. S.; MELO, N. F. A. C. 2012. Dinâmica Nictemeral de Variáveis Ambientais em um Cultivo de Camarão Marinho na Região Amazônica. *Boletim Técnico Científico do Cepnor*, 12: 17-24.

ANA-Agência Nacional da Água. Disponível em: <<http://hidroweb.ana.gov.br>> Acesso em: 21 de novembro de 2016.

BARBIERI, R. C. J. e OSTRENSKY, A. N. 2002. *Camarões marinhos – reprodução, maturação e larvicultura*. Aprenda Fácil. 255p.

BARDACH, J.E. 1997. *Sustainable Aquaculture*. New York. 251p.

BORBA, A. G. 2000. Estudo preliminar do ciclo nictemeral de parâmetros físico-químicos da água nos viveiros de camarão. *Revista da ABCC*, 2: 43p.

BOYD, C.E., 1989. *Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming*. Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series n.2. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama, 70 p.

BOYD, C. E. 1990. *Water quality in ponds for aquaculture*. Alabama: Agricultural Experimental Station. Arlburn University. 482p.

BOYD, C. E. 1998. Pond water aeration systems. *Aquaculture Engineering*, 18: 9-40.

BOYD, C. E. 2003. Fertilizantes químicos na aquicultura de viveiros. *Revista da ABCC*, 5: 79-81.

BOYD, C. E. 2013. Manejo do ciclo do pH para manter a saúde animal. *Revista Advocate da GAA*: 28-30.

BERRÊDO, J. F.; COSTA, M. L.; PROGENE, M. P. S. 2008. Efeitos das variações sazonais do clima tropical úmido sobre as águas e sedimentos de manguezais do estuário do rio Marapanim, costa Nordeste do Estado do Pará. *Acta Amazonica*, 38: 473-482.

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

BRANCO, C. W. C. e SENNA, P. A. C. 1996. Relations among heterotrophic bacteria, chlrophyll-a, total phytoplankton, total zooplankton and physical and chemical features in the Paranoá reservoir, Brasília, Brasil. *Hydrobiologia*, 337: 171-181.

BRZEZINSKI, M. A.; JONES, J. L.; BIDLE, K. D.; AZAM, F. 2003. The balance between silica production and silica dissolution in the sea: Insights from Monterey Bay California applied to the global data set. *Limnology and Oceanography*, 48: 1846-1854.

CARDOZO, A. P. 2011. *Comunidades planctônicas e o cultivo de camarões marinhos: Variabilidade e impactos*. 138f. Tese (Programa de Pós-graduação em Oceanografia biológica). Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande. Disponível em: <http://repositorio.furg.br/bitstream/handle/1/4167/Alessandro%20Pereira%20Cardozo.pdf?sequence=3>. Acesso em 5 de outubro 2016.

- CASÉ, M.; LEÇA, E. E.; LEITÃO, S. N.; SANT'ANNA, E. E.; SCHWAMBORN, R.; JUNIOR, A. T. M. 2008. Plankton community as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. *Marine Pollution Bulletin*, 56: 1343-1352.
- COSTA, M. F.; ESKINAZI-LEÇA, E.; NEUMANN-LEITÃO, S. 2004. Bioindicadores da Qualidade Ambiental. In: *Oceanografia: um cenário tropical*. Recife: Editora Bagaço. 761p.
- DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. 1997. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. *Ecological Monographs*, v. 67, n. 3, p. 345-366.
- ESKINAZI-LEÇA, E.; KOENING, M. L.; SILVA-CUNHA, M.G.G., 2000. O fitoplâncton: estrutura e produtividade. In: Barros, H.M., Eskinazi-Leça, E., Macedo, S.J., Lima, T. (Eds.), Gerenciamento Participativo de estuários e manguezais. Universidade UFPE, Recife, p.67-74, 252p.
- FERRARIO, M. E.; SAR, E. A.; SALA, S. E. 2002. Diatomeas potencialmente toxígenas del cono sur americano. In: Sar, E.A.; Ferrario, M.E.; Reguera, B. *Floraciones algales nocivas en el cono sur americano*. 169-190.
- FLORES MONTES, M. J. Variação nictemeral do fitoplâncton e parâmetros hidrológicos no canal de Santa Cruz, Itamaracá, PE. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 199p. 1996.
- GODRIJAN, J.; MARIC, D.; TOMAZIC, I.; PRECALI, R.; PFANNKUCHEN, M. 2013. Seasonal phytoplankton dynamics in the coastal waters of north-eastern Adriatic Sea. *Journal of Sea Research*, 77: 32-44.
- GÓMEZ-AGUIRRE, S., MARTÍNEZ-CÓRDOVA, L.R., 1998. El Fitoplancton. In: Martínez-Córdova, L.R. (Ed.), *Ecología de los sistemas acuícolas*. AGT Editor, México, D.F., p. 77- 94 (in Spanish).
- GLUD, R. N.; RYSGAARD, S.; KÜHL, M. A. 2002. Laboratory study on O₂ dynamics and photosynthesis in ice algal communities: quantification by microsensors, O₂ exchange rates, 14C incubations and a PAM fluorometer. *Aquatic Microbial Ecology*, 27: 301-311.
- GROSS, A.; NEMIROVSKY, A.; ZILBERG, D.; KHAIMOV, A.; BRENNER, A.; SNIR, E.; RONEN, Z.; NEJIDAT, A. 2003. Soil nitrifying enrichments as biofilter starters in intensive recirculation saline water aquaculture. *Aquaculture*, 233: 51-62.
- HAMMER, Ø., HARPER, D.A.T.; RYAN, P. D., 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, v.4. 9pp.
- HAVENS, K. E.; JAMES, R. T.; EAST, T. L.; SMITH, V. H. N. 2003. Ratios, limitation and cyanobacterial dominance in a subtropical lake impacted by non-point source nutrient pollution. *Environmental Pollution*, 122: 379-390.
- HODGKISS, I. J. e HO, K. C. 1997. Are changes N:P ratios in coastal waters the key to increased red tide blooms? *Hydrobiologia*, 352: 141-147.
- HUSZAR, V. L. M.; SILVA, L. H. S; MARINHO, M.; DOMINGOS, P.; SANT'ANNA, C. L. 2000. Cyanobacterial assemblages in eight productive tropical Brazilian Waters. *Hydrobiologia*, 424: 67-77,

INSTITUTO DE DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E SOCIAL DO PARA (IDESP). Município de Curuçá. Informações gerais. <Disponível em: www.pa.gov.br/conhecaopara/curuca.asp>. Acesso em: 10.10.2015.

ISLAM, M. S.; SARKER, M. J.; YAMAMOTO, T.; WAHAB, M. A.; TANAKA, M. Water and Sediment quality, partial mass budget and effluent N loading in costal Brackishwater shrimp farms in Bangladesh. 2004. *Marine Pollution Bulletin*, 48: 471-485.

LEÃO, B. M.; PASSAVANTE, J. Z. O.; SILVA-CUNHA, M. G. G.; SANTIAGO, M. F. 2008. Ecologia do microfitoplâncton do estuário do rio Igarassu, PE, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, 22: 711-722.

LEGENDRE, P.; LEGENDRE, L. F. J. Numerical ecology. 2^a ed. Elsevier, 2012.

LUDWIG, J. A. e REYNOLDS, J.F. 1988. *Statistical ecology. A primer on methods and computing*. A Wiley-Inter science publication. 44p.

MAIA, E. P. ET AL. Preliminary studies on the super intense the *Litopenaeus vannamei*. China: world Aquaculture Sociey (WAS), v.1. p.51, 2002. Book of Abstracts Wold Aquaculture. CD-ROM.

MACÊDO, S. J.; MUNIZ, K.; FLORES-MONTES, M. J. Hidrologia da região costeira e plataforma continental do estado de Pernambuco, p. 255-286. In: ESKINAZI-LEÇA, E.; NEUMANNLEITÃO, S.; COSTA, M. F. (Eds). Oceanografia, um cenário tropical. Recife, Bagaço, 2004, 761p.

MAINARDES-PINTO, C. S. R. e MERCANTE, C. T. J. 2003. Avaliação de variáveis limnológicas e suas relações com uma floração de Euglenaceae pigmentada em viveiro povoado com tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus), São Paulo, Brasil. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 25: 323-328.

MANZOLLI, R. P.; PORTZ, L.; PAIVA, M. Oceanografia química. In: Calazans, D (Org.). Estudos oceanográficos: do instrumental ao prático. p.130-155. 2011.

MARGALEF, R. 1978. Life-forms of phytoplankton as survival alternatives in an unstable environment. *Oceanologica Acta*, 1: 493-509.

MARQUES, L.C.; ANDREATTA, E.R. 1999. Efeito da frequência alimentar sobre o consumo de ração e crescimento de juvenis do camarão rosa *Penaeus paulensis* (Perez-Farfante 1967). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 11. 1999, Recife, PE. *Anais...Recife: Ass. Eng. de Pesca do Brasil*. p. 571-580.

MATTEUCCI, S. D.; COLMA, A. Metodologia para el estudio de la vegetación. Washington: The General Secretarial of The Organization of American States; 1982. (Série Biologia – Monografia, n. 22).

MELO, M. P.; CARVALHEIRO, J. M. O.; CORDEIRO, T. A.; QUEIROZ, A. R.; PRADO, J. P.; BORGES, I. F. 2010. Phytoplanktonic composition of three cultivation systems used in *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) marine shrimp farms. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 32: 223-228.

- MIDLEN, A. e REDDING, T. 1998. Environmental Management for Aquaculture. Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- MCCUNE, B.; M. J. MEFFORD. PC-ORD. 2011. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 6. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, U.S.A.
- MCGRAW, W.; TEICHERT-CODDINGTON, D. R.; ROUSE, D. B.; BOYD, C. E. 2001. Higher minimum dissolved oxygen concentrations increase penaeid shrimp yields in earthen ponds. *Aquaculture*, 199: 311-321.
- NUNES, A. J. P. 2001. O cultivo do camarão *Litopenaeus vannamei* em águas Oligohalinas. *Revista Panorama da aquicultura*: 15-23.
- OSTRENSKY, A. e BOEGER, W. 1998. *Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo*. Agropecuária. 211p.
- RYTHER, J.H. e OFFICER, C.B., 1981. Impact of nutrient enrichment on water uses. In: Neilson, B.J., Cronin, L.E. *Estuaries and Nutrients*. Totawa NJ, USA, p.247-262.
- RODRIGUEZ, R. A. e PAEZ-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* 219: 317-336.
- PASSAVANTE, J. Z. O. e FEITOSA, F. A. N. 2004. Dinâmica da produtividade fitoplanctônica na zona costeira marinha. In: ESKINAZI-LEÇA, E.; NEUMANN-LEITÃO, S.; COSTA, M. F. *Oceanografia: um cenário tropical*. UFPE. Recife. p.425-439.
- PADISÁK, J. 1993. Use of algae in water quality monitoring. In: SALÁNKI, J.; ISTVÁNOVICS, V. *Limnological bases of lake management: Proceedings of the ILEC/UNEP Training Course Held at Tihany*, International Lake Environmental Committee Foundation, Shiga. p.73-82.
- POERSCH, L.; CAVALLI, R. O.; JUNIOR, W. W.; CASTELLO, J. P.; PEIXOTO, S. R. M. 2006. Perspectivas para o desenvolvimento dos cultivos de camarões marinhos no estuário da Lagoa dos Patos, RS. *Ciência Rural*, 36: 1337-1343.
- PHILIPS, E. J.; BADYLAK, S.; GROSSKOPF, T. 2002. Factors affecting the abundance of phytoplankton in a restricted subtropical lagoon, the Indian river lagoon, Florida, USA. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 55: 385-402.
- KUBITZA, F. 1998. Qualidade da Água na Produção de Peixes - Parte III (Final). *Panorama da aquicultura*, 8(47): 9p.
- SILVA, M. H.; SILVA-CUNHA, M. G. G.; PASSAVANTE, J. Z. O.; GREGO, C. K. S.; MUNIZ, K. 2009. Estrutura sazonal e espacial do microfitoplâncton no estuário tropical do rio Formoso, PE, Brasil. *Acta Botanica Brasílica*, 23: 355-368.
- SILVA, J.S.; SEYLER, F.; CALMANT, S.; CORRÊA, O.; ROTUNNO FILHO, E. R.; ARAÚJO, A. A. M.; GUYOT, J. L. 2011. Water Level Dynamics of Amazon Wetlands at the Watershed Scale by Satellite Altimetry. *International Journal of Remote Sensing*, 33: 3323-3353.

- SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; COLUS, D. S. O. 1997. Estrutura da comunidade fitoplanctônica e zooplanctônica em dois viveiros de cultivo semi-intensivo de peixes (Jaboticabal, São Paulo, Brasil). *Boletim do Laboratório de Hidrologia*, 10: p.51-64.
- SMAYDA, T. J. 1985. Narragansett Bay: Variability and Change in Environment and Phytoplankton Dynamics over a 23-year Period. *Estuaries*, 8: p.86-98.
- SHANNON, C. E.; WEAVER, W. The Mathematical theory of communication. Urbana: University Illinois Press. 125p. 1949.
- SOWERS, D. A. et al. 2005. Dietary sea salt does not appear to be beneficial in low-salinity sea salt or mixed-salt environments. *Aquaculture Research*, 36: 819-823.
- STRICKLAND, J. D. H. e PARSONS, T. R. A practical handbook of sea water analysis. *Bulletin Fisheries Research Board of Canada*, 167, 311 pp. 1972.
- TRÉGUER, P.; NELSON, D.M.; VAN BENNEKOM, A.J.; DEMASTER, D.J.; LEYNAERT, A.; QUÉGUINER, B. 1995. The Silica Balance in the World Ocean: A Reestimate. *Science*, 268: 375-379.
- TER BRAAK, C. J. F.; SMILAUER, P. 1998. CANOCO Reference Manual and User's Guide to CANOCO for Windows. Centre for Biometry, Wageningen.
- TUNDISI, J. G. e TUNDISI, T. M. 2008. *Limnologia. Oficina de textos*. São Paulo. 631p.
- UTERMÖHL, H. 1958. *Zur Vervollkommung der quantitativen Phytoplankton-Methodik*. Mit. Int. Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie. Tokyo, v.9, p.1-38.
- XAVIER, M. B.; MAINARDES-PINTO, C. S. R.; TAKINO, M. 1991. *Euglena sanguinea* Ehrenberg Bloom in a fish-breeding tank (Pindamonhangaba, São Paulo, Brazil). *Algological Studies*, 62: 133-142.
- WAINBERG, A. A. 2000. O pesadelo dos vírus asiáticos ainda ronda a carcinicultura brasileira. *Panorama da Aquicultura*, 10: 6151-52.
- YUSSOFF, F. M.; ZUBAIDAH, M.S.; MATIAS, H.B. KWAN, T.S. 2002. Phytoplankton succession in intensive marine shrimp culture ponds treated with a commercial bacterial product. *Aquaculture Research*, 33: 269-278.

APÊNDICES

Apêndice A- Lista taxonômica dos ambientes de estudo (E) estuário e (V) viveiro, Curuçá-PA.

TÁXONS	AMBIENTES	
	E	V
BACILLARIOPHYTA		
BACILLARIOPHYCEAE		
<i>Campylodiscus</i> sp	x	
<i>Petrodictyon gemma</i> (Ehrenberg) D.G.Mann	x	x
<i>Surirella fastuosa</i> var. <i>cuneata</i> O. Witt	x	
<i>Surirella fastuosa</i> Ehrenberg	x	
<i>Surirella guinardii</i> H.Peragallo	x	
<i>Surirella robusta</i> Ehrenberg	x	
<i>Surirella</i> sp	x	x
<i>Surirella striatula</i> Turpin	x	
<i>Stenopterobia schweickerdtii</i> (Cholnoky) N.M.Brassac	x	
<i>Trybliptychus cocconeiformis</i> (Grunow) Hendey	x	x
<i>Entomoneis alata</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	x	x
<i>Entomoneis</i> sp		x
<i>Cocconeis</i> sp	x	
<i>Achnanthes longipes</i> C.Agardh, nom. illeg.	x	
<i>Achnanthes</i> sp	x	x
<i>Amphiprora</i> sp	x	
<i>Frustulia</i> sp	x	
<i>Vanheurckia lewisiana</i> (Greville) Brébisson	x	
<i>Caloneis</i> sp	x	
<i>Gyrosigma balticum</i> (Ehrenberg) Rabenhorst	x	
<i>Gyrosigma eximium</i> (Thwaites) Boyer	x	x
<i>Gyrosigma fasciola</i> (Ehrenberg) J.W.Griffith & Henfrey	x	
<i>Gyrosigma</i> sp	x	
<i>Navicula palpebralis</i> Brébisson ex W.Smith	x	x
<i>Navicula</i> sp.1	x	x
<i>Navicula</i> sp.2	x	x
<i>Trachyneis</i> sp	x	
<i>Diploneis bombus</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	x	
<i>Diploneis gruendleri</i> (A.Schmidt) Cleve	x	x
<i>Diploneis</i> sp	x	
<i>Diploneis weissflogii</i> (A.W.F.Schmidt) Cleve	x	
<i>Pinnularia elegans</i> (W.Smith) Krammer	x	x
<i>Pinnularia</i> sp	x	
<i>Pleurosigma angulatum</i> (J.T.Quekett) W.Smith	x	x
<i>Pleurosigma decorum</i> W.Smith	x	
<i>Pleurosigma</i> sp	x	x
<i>Pleurosigma speciosum</i> W.Smith	x	x

Apêndice A- (Continua)...

<i>Luticola tropica</i> Metzeltin & A.Pavlov	X	
<i>Luticola inserata</i> (Hustedt) D.G.Mann	X	X
<i>Stauroneis</i> sp	X	
<i>Amphora proteus</i> W.Gregory		X
<i>Amphora</i> sp.1	X	X
<i>Amphora</i> sp.2	X	
<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Tempère & Peragallo	X	X
<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Mereschowsky	X	X
<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) Round	X	X
<i>Delphineis surirella</i> (Ehrenberg) G.W.Andrews	X	
<i>Rhaphoneis ampiceros</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	X	
<i>Rhaphoneis</i> sp	X	
<i>Rhopalodia musculus</i> (Kützing) Otto Müller	X	X
<i>Bacillaria paxillifera</i> (O.F.Müller) T.Marsson	X	X
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & J.C.Lewin	X	X
<i>Hantzschia</i> sp	X	
<i>Nitzschia armoricana</i> (Kützing) Grunow	X	
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kützing) W.Smith	X	
<i>Nitzschia panduriformis</i> var. <i>delicatula</i> Grunow	X	
<i>Tryblionella circumsuta</i> (Bailey) Ralfs	X	
<i>Tryblionella debilis</i> Arnott ex O'Meara	X	
<i>Tryblionella granulata</i> (Grunow) D.G.Mann	X	
<i>Tryblionella perversa</i> (Grunow) D.G.Mann	X	
<i>Nitzschia distans</i> W.Gregory	X	X
<i>Nitzschia fasciculata</i> (Grunow) Grunow	X	X
<i>Nitzschia lorenziana</i> Grunow	X	X
<i>Nitzschia obtusa</i> W.Smith	X	X
<i>Tryblionella punctata</i> W.Smith	X	
<i>Nitzschia sigma</i> var. <i>sigmatella</i> Grunow	X	
<i>Nitzschia subtilis</i> (Kützing) Grunow	X	
<i>Nitzschia</i> sp.1	X	X
<i>Nitzschia</i> sp.2	X	
<i>Nitzschia tryblionella</i> Hantzsch	X	
<i>Nitzschia tryblionella</i> var. <i>máxima</i> Grunow	X	
<i>Tryblionella victoriae</i> Grunow	X	
<i>Tryblionella levidensis</i> W.Smith	X	
<i>Nitzschia linearis</i> var. <i>subtilis</i> Hustedt	X	
<i>Pseudo-nitzschia seriata</i> (Cleve) H.Peragallo	X	X
<i>Petroneis marina</i> (Ralfs) D.G.Mann	X	
<i>Dimeregramma</i> sp	X	
<i>Fragillaria</i> sp	X	
<i>Synedra</i> sp	X	X

Apêndice A- (Continua)...

MEDIOPHYCEAE	X	X
<i>Terpsinoé musica</i> Ehrenberg	X	
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville	X	
<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran	X	X
<i>Bacteriastrum delicatulum</i> Cleve	X	X
<i>Bacteriastrum furcatum</i> Shadbolt	X	X
<i>Bacteriastrum hyalinum</i> Lauder	X	X
<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder	X	X
<i>Chaetoceros contortus</i> F.Schütt	X	
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve	X	
<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve	X	
<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve	X	
<i>Chaetoceros didymus</i> Ehrenberg	X	
<i>Chaetoceros laciniosus</i> F.Schütt	X	
<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow	X	X
<i>Chaetoceros mitra</i> (Bailey) Cleve	X	
<i>Chaetoceros diadema</i> (Ehrenberg) Gran	X	X
<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell	X	
<i>Chaetoceros seiracanthus</i> Gran	X	
<i>Chaetoceros</i> sp	X	X
<i>Chaetoceros subtilis</i> Cleve	X	X
<i>Bellerochea horologicalis</i> Stosch	X	
<i>Bellerochea malleus</i> (Brightwell) Van Heurck	X	
<i>Zygoceros ehrenbergii</i> E.A.Sar	X	
<i>Cerataulus smithii</i> Ralfs	X	X
<i>Eupodiscus radiatus</i> Bailey	X	
<i>Odontella aurita</i> (Lyngbye) C.Agardh	X	X
<i>Odontella longicruris</i> (Greville) M.A.Hoban	X	X
<i>Trieres sinenses</i> (Greville) Ashworth & Theriot	X	X
<i>Odontella turgida</i> (Ehrenberg) Kützing	X	X
<i>Trieres mobiliensis</i> (J.W.Bailey) Ashworth & Theriot	X	X
<i>Trieres regia</i> (M.Schultze) M.P.Ashworth & E.C.Theriot	X	X
<i>Campylosira cymbelliformis</i> (A.Schmidt) Grunow ex Van Heurck	X	
<i>Campylosira</i> sp	X	
<i>Cymatosira lorenziana</i> Grunow	X	
<i>Cymatosira</i> sp	X	X
<i>Conticribra weissflogii</i> (Grunow) Stachura-Suchoples & D.M.Williams		
<i>Thalassiosira baltica</i> (Grunow) Ostenfeld	X	X
<i>Thalassiosira eccentrica</i> (Ehrenberg) Cleve	X	X
<i>Thalassiosira leptopus</i> (Grunow) Hasle & G.Fryxell	X	
<i>Thalassiosira</i> sp.1	X	X
<i>Thalassiosira</i> sp.2	X	X
<i>Thalassiosira oestrupii</i> (Ostenfeld) Proschkina-Lavrenko ex Hasle	X	

Apêndice A- (Continua)...

<i>Thalassiosira subtilis</i> (Ostenfeld) Gran	X	
<i>Thalassiosira angustelineata</i> (A.Schmidt) G.Fryxell & Hasle	X	X
<i>Lauderia annulata</i> Cleve	X	
<i>Skeletonema costatum</i> (Greville) Cleve	X	X
<i>Cyclotella litoralis</i> Lange & Syvertsen	X	
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kützing	X	
<i>Cyclotella</i> sp	X	X
<i>Cyclotella stylorum</i> Brightwell	X	X
<i>Cyclotella striata</i> (Kützing) Grunow	X	X
<i>Discostella stelligera</i> (Cleve & Grunow) Houk & Klee	X	X
<i>Ditylum brightwellii</i> (T.West) Grunow	X	X
<i>Ditylum sol</i> (Grunow) De Toni	X	X
COSCINODISCOPHYCEAE		
<i>Actinocyclus</i> sp	X	X
<i>Actinocyclus nebulosus</i> var. <i>spiralis</i> M.Peragallo		X
<i>Coscinodiscopsis jonesiana</i> (Greville) E.A.Sar & I.Sunesen	X	X
<i>Coscinodiscus apiculatus</i> Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus argus</i> Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus asteromphalus</i> Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus centralis</i> Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus concinnus</i> W.Smith	X	X
<i>Coscinodiscus obscurus</i> A.Schmidt	X	X
<i>Coscinodiscus oculus-iridis</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus perforatus</i> Ehrenberg	X	X
<i>Coscinodiscus rothii</i> (Ehrenberg) Grunow	X	
<i>Coscinodiscus</i> sp		X
<i>Lindavia bodanica</i> (Eulenstein ex Grunow) T.Nakov, Guillory, Julius, Theriot & Alverson	X	
<i>Polymyxus coronalis</i> L.W.Bailey	X	X
<i>Actinoptychus annulatus</i> (Wallich) Grunow	X	X
<i>Corethron</i> sp	X	
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Simonsen	X	
<i>Guinardia flaccida</i> (Castracane) H.Peragallo	X	
<i>Guinardia delicatula</i> (Cleve) Hasle	X	X
<i>Guinardia striata</i> (Stolterfoth) Hasle	X	
<i>Rhizosolenia hebetata</i> Bailey	X	
<i>Rhizosolenia setigera</i> Brightwell	X	X
<i>Rhizosolenia</i> sp	X	
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i> (Schultze) B.G.Sundström	X	
<i>Urosolenia longiseta</i> (O.Zacharias) Edlund & Stoermer	X	
<i>Melosira nummuloides</i> C.Agardh	X	X
<i>Paralia sulcata</i> (Ehrenberg) Cleve	X	X
<i>Stephanopyxis palmeriana</i> (Greville) Grunow	X	

Apêndice A- (Continua)...

<i>Triceratium favus</i> f. <i>quadrata</i> (Grunow) Hustedt	X	X
<i>Triceratium favus</i> Ehrenberg	X	X
MIOZOA		
DINOPHYCEAE		
<i>Dinophysis</i> sp	X	X
<i>Protoperidinium conicum</i> (Gran) Balech	X	X
<i>Protoperidinium divergens</i> (Ehrenberg) Balech	X	X
<i>Protoperidinium</i> sp.1	X	
<i>Protoperidinium pentagonum</i> (Gran) Balech	X	
<i>Scrippsiella acuminata</i> (Ehrenberg) Kretschmann	X	
<i>Prorocentrum micans</i> Ehrenberg	X	X
<i>Prorocentrum</i> sp	X	
<i>Tripos furca</i> (Ehrenberg) F.Gómez	X	X
<i>Tripos fusus</i> (Ehrenberg) F.Gómez	X	X
<i>Tripos lineatus</i> (Ehrenberg) F.Gómez	X	X
<i>Tripos macroceros</i> (Ehrenberg) F.Gómez	X	
<i>Ceratium</i> sp	X	
<i>Gonyaulax</i> sp	X	X
CHLOROPHYTA		
CHLOROPHYCEAE		
<i>Actidesmium</i> sp	X	X
<i>Ankistrodesmus</i> sp	X	
<i>Monoraphidium contortum</i>		X
<i>Desmodesmus</i> sp	X	
<i>Oedogonium</i> sp	X	X
CHAROPHYTA		
CONJUGATOPHYCEAE		
<i>Spirogyra</i> sp	X	X
<i>Closterium navícula</i> (Brébisson) Lütkenmüller	X	
<i>Closterium setaceum</i> Ehrenberg ex Ralfs	X	X
<i>Closterium</i> sp	X	
<i>Helicotheca tamensis</i> (Shrubsole) M.Ricard	X	
<i>Hyalotheca dissiliens</i> Brébisson ex Ralfs	X	X
<i>Hyalotheca indica</i>		X
CYANOBACTERIA		
CYANOPHYCEAE		
<i>Lyngbya</i> sp.1	X	X
<i>Lyngbya</i> sp.2	X	X
<i>Phormidium</i> sp	X	X
<i>Geitlerinema</i> sp	X	X

Apêndice A- (Continua)...

<i>Pseudanabaena</i> sp	x	x
<i>Merismopedia</i> sp	x	
<i>Anabaena</i> sp.1	x	x
<i>Anabaena</i> sp.2		x
<i>Spirulina</i> sp	x	x
CRYPTOPHYTA		
CRYPTOPHYCEAE		
<i>Cryptomonas marssonii</i> Skuja	x	
EUGLENOPHYTA		
EUGLENOPHYCEAE		
<i>Euglena</i> sp	x	x

Apêndice B- Taxa de alguns organismos que representaram a comunidade microfitoplanctônica A) *Lyngbya* sp; B) *Navicula* sp.1; C) *Coscinodiscopsis jonesiana*; D) *Thalassiosira* sp.1; E) *Euglena* sp; F) *Diploneis bombus*; G) *Actinoptychus annulatus*; H) *Bacillaria paxillifera*; I) *Trieres regia*.

