

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ
NÚCLEO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E DESENVOLVIMENTO RURAL
EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA –
AMAZÔNIA ORIENTAL
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

Rayette Souza da Silva

**Avaliação dos parâmetros abióticos e caracterização da
comunidade planctônica em um viveiro de cultivo de
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) no município de Curuçá
- Pará**

**Belém
2009**

Rayette Souza da Silva

Avaliação dos parâmetros abióticos e caracterização da comunidade planctônica em um viveiro de cultivo de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) no município de Curuçá - Pará

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal do Pará, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Amazônia Oriental, Universidade Federal Rural da Amazônia como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal.

Área de concentração: Ecologia aquática e Aqüicultura.

Orientador: Prof. Dr. Nuno Filipe Alves Correia de Melo

**Belém
2009**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) –
Biblioteca Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural / UFPA, Belém-PA**

Silva, Rayette Souza da

Avaliação da qualidade da água e caracterização da comunidade planctônica em um viveiro de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) no Estado do Pará / Rayette Souza da Silva; orientador, Nuno Filipe Alves Corrêa de Melo. - 2009.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Pará, Núcleo de Ciências Agrárias e Desenvolvimento Rural, Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária- Amazônia Oriental, Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2009.

1. Fitoplâncton de estuário - Pará. 2. Zooplâncton de estuário – Pará. 3. Ecologia aquática – Pará. 4. Camarão - Pará I. Título.

CDD – 22.ed. 579.8176

Rayette Souza da Silva

Avaliação da qualidade da água e caracterização da comunidade planctônica em um viveiro de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) no Estado do Pará

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal do Pará, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Amazônia Oriental, Universidade Federal Rural da Amazônia como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal.
Área de concentração: Ecologia Aquática e Aqüicultura.

Data da aprovação. Belém - PA: 09 / 11 / 2009

Banca Examinadora

Prof. Dr. Nuno Filipe Alves Corrêa de Melo
Universidade Federal Rural da Amazônia

Prof. Dr. Rosildo Santos Paiva
Universidade Federal do Pará

Prof. Dr. Raimundo Aderson Lobão de Souza
Universidade Federal Rural da Amazônia

DEDICO

Ao Meu Deus que me deu a vida e me dá constantemente forças, paz e saúde;

Ao meu namorado Júnior Lemos pela paciência, carinho e cumplicidade quando eu mais precisei;

A toda minha família, pessoas maravilhosas que eu amo muito, especialmente às mulheres mais determinadas e fortes que conheço e com as quais tenho o prazer de conviver: Minha mãe Edna Silva, Minha avó Any Lobão e Minhas tias Fátima, Lucidéa, Lucinéa e Rosany Lobão.

AGRADECIMENTOS

À minha família: meus pais, pais-avós, irmãos, tios e primos que me apóiam, me dão amor, atenção e tantas alegrias. *Eu os amo muito e sempre penso em vocês nas minhas conquistas!*

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal pela oportunidade e todos os ensinamentos que seus mestres me repassaram.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal (CAPES) pela concessão da bolsa de mestrado.

Ao Prof. Dr. Nuno Melo, meu amigo e orientador por todas as oportunidades que me deu nesses anos de trabalho, pelas sugestões e críticas na elaboração desta pesquisa, por confiar em mim e claro, pelos conselhos.

Ao produtor da Fazenda São Paulo, Edilson Leray por abrir a porta e permitir a realização deste trabalho e os funcionários que me ajudaram nas coletas, Andrézinho e Pimentão.

A todos que fazem parte do LECAT: Caio, Estevam, Guilherme, Cintia, Valéria, Cristina, Átila e todos os outros por sempre ajudarem no que foi preciso e pelos momentos de descontração e loucuras que certamente tornaram meu trabalho menos dificultoso. E especialmente àqueles que trabalharam mais intensamente ao meu lado e que tenho certeza que serão excelentes profissionais, Anderson Carvalho e minha amiga Rafaela Araújo que participou em diferentes etapas.

Aos membros da Banca de qualificação, Prof. Dra. Maria de Lourdes e Prof. Dr. Rosildo Paiva pelas críticas, considerações e sugestões que contribuíram para melhorar a qualidade final deste trabalho. E ainda ao Prof. Rosildo por empréstimo de material e por tirar várias dúvidas minhas.

Ao Prof. Dr. Aderson Lobão por todo ensinamento em Limnologia, pela solicitude, pelas dúvidas esclarecidas e empréstimo de materiais.

Ao meu tio Roberto, por sempre me ajudar em todas as impressões de trabalho que precisei desde a graduação e claro, nas cópias desta dissertação.

Aos professores da UFRA: Prof. M.Sc. Glauber Palheta, pelas caronas, risadas e por ser tão criterioso e detalhista na correção desse trabalho; Prof. M.Sc. Jefferson Penafort

pelo carinho e empréstimo de material; aos Prof. M.Sc. Cristina Dib Taxi e Prof. M.Sc. Mutsuo Asano por empréstimo de material; Prof. M.Sc. Marcelo Moreno e ao Martorano por montagem do mapa utilizado.

Ao estatístico João Pinheiro por esclarecer pra mim a estatística, tirando minhas dúvidas e ajudando na execução dos testes.

À pesquisadora Brenda Costa, uma querida, por ser sempre tão prestativa, tentando ajudar no que pode, por me emprestar livros, trabalhos na área e claro, por todas as dicas.

Aos pesquisadores do Museu Goeldi, Cristina Senna e ao M.Sc Fábio Pamplona, por grande ajuda.

Ao pesquisador da UFPE, Douglas Santos por esclarecer todos meus questionamentos com a análise de clorofila.

À M.Sc. Eliane Brabo por esclarecer dúvidas na identificação de alguns gêneros fitoplanctônicos.

Ao M.Sc. Fábio Cardoso por me mandar trabalhos importantes e ajudar no entendimento da estatística.

À bibliotecária Vera Fadul, por me “socorrer” na minha ignorância em relação às normas exigidas e ser tão prestativa.

Às minhas amigas Mara Patricia, Silvia Helena, Emilaine Silva e Rafaela Araújo por estarem comigo sempre, me dando força quando eu me deparava com algum problema e boas risadas quando estava tudo bem. Enfim, torcendo por mim. *Obrigada meninas!*

A todos aqueles, que direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho e que não foram citados nominalmente.

Obrigada a todos vocês!

*“ Vem que a tempestade já não pode te abalar;
A segurança em Meu barco encontrarás;
Confia em Mim, que o Meu amor te acolherá...
E quando anoitecer, cansado Eu te encontrar;
No silêncio teu, Eu irei te consolar;
Nos braços Meus, descansarás;
Forças te darei!!! ”*

RESUMO

Este trabalho objetivou avaliar durante um ciclo de cultivo de *Litopenaeus vannamei* com periodicidade quinzenal de 20/09/08 a 05/12/08 a comunidade planctônica e os parâmetros abióticos em duas estações dentro de um viveiro no município de Curuçá, Estado do Pará. Foram medidos transparência, pH, oxigênio dissolvido, salinidade e temperatura, sendo os quatro últimos registrados na superfície e próximo ao fundo e realizadas coletas para o estudo do microfitoplâncton, zooplâncton e clorofila "a". A temperatura variou de 31,5°C a 35°C. O oxigênio dissolvido variou de 4,2 mg/l a 15,5 mg/l. O pH manteve-se ligeiramente alcalino, entre 8,1 e 9,4. A menor salinidade foi 26,9 e a maior, 30 ppm. A transparência diminuiu de 55 cm para 17 cm. Clorofila a teve um mínimo de 2,33mg/m³ e um máximo de 471,34 mg/m³. Foram identificados 95 taxa e Bacillariophyta foi o grupo mais importante, sendo *Navicula*, *Pleurosigma* e *Nitzschia* os principais responsáveis pela sua dominância. A maior densidade registrada para o microfitoplâncton foi de 104.400 org/l no início do cultivo (20/09) e a menor foi 3.600 org/l na última coleta (05/12). A média de diversidade para o fitoplâncton na Estação 01 foi 1,49 bits/ind e na Estação 02, 1,43 bits/ind. Foram identificados 34 taxa zooplanctônicos, sendo Copepoda o grupo mais importante e *Acartia lilljeborgi*, *Euterpina acutifrons*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzi* e *Parvocalanus crassirostris* os principais responsáveis pela sua dominância. A maior densidade registrada para o zooplâncton foi de 162.000 org/m³ no início do cultivo (20/09) e a menor foi 375 org/m³ no dia 05/11. A diversidade também foi baixa tendo médias de 1,34 bits/ind e 1,10 bits/ind nas estações 01 e 02, respectivamente. Entre as principais conclusões: a comunidade microfitoplanctônica foi dominada pelas diatomáceas, sendo os principais gêneros responsáveis por esta dominância: *Pleurosigma*, *Nitzschia* e *Navicula* e a divisão Bacillariophyta foi o grupo mais importante tanto em termos de riqueza quanto de densidade; a classe dinophyceae revelou estar melhor adaptados em águas mais claras; os copépodos foram dominantes, sendo *Acartia lilljeborgi*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzi*, *Parvocalanus crassirostris* e *Euterpina acutifrons* as espécies que mais contribuíram para esta dominância; Clorofila "a" respondeu aos maiores aportes de ração durante o cultivo, aumentando com o tempo; as variáveis físico-químicas que sofreram influência do cultivo, variando significativamente ao longo

do tempo foram: pH, oxigênio dissolvido e transparência e o viveiro investigado foi considerado homogêneo avaliando sua profundidade e área.

Palavras-Chave: Microfitoplâncton. Zooplâncton. *Litopenaeus vannamei*. Pará.

ABSTRACT

This work aimed at to evaluate during a cycle of cultivation of *Litopenaeus vannamei* with biweekly periodicity from 20/09/08 to 05/12/08 the community planktonic and the abiotic parameters in two stations inside of a pond in the municipal district of Curuçá, State of Pará. They were measured transparency, pH, dissolved oxygen, salinity and temperature, being the last four registered in the surface and close to the bottom and accomplished collections for the study of the microfitoplankton, zooplankton and chlorophyll "a". The temperature varied from 31,5°C to 35°C. The dissolved oxygen varied from 4,2 mg/l to 15,5 mg/l. The pH stayed lightly alkaline, between 8,1 and 9,4. To smallest salinity it was 26,9 and the largest, 30 ppm. The transparency decreased of 55 cm to 17 cm. Chlorophyll a had a minimum of 2,33mg/m³ and a maximum of 471,34 mg/m³. They were identified 95 taxa and Bacillariophyta was the most important group, being Navicula, Pleurosigma and Nitzschia the main ones responsible for her dominance. The largest density registered for the microfitoplankton was of 104.400 org/l in the beginning of the cultivation (20/09) and to smallest it was 3.600 org/l in the last collection (05/12). The diversity average for the fitoplakcton in the Station 01 was 1,49 bits/ind and in the Station 02, 1,43 bits/ind. They were identified 34 taxa zooplanktonic, being Copepoda the most important group and *Acartia lilljeborgi*, *Euterpina acutifrons*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi* and *Parvocalanus crassirostris* the main ones responsible for her dominance. The largest density registered for the zooplâncton was of 162.000 org/m³ in the beginning of the cultivation (20/09) and to smallest it was 375 org/m³ in day 05/11. The diversity was also low tends averages of 1,34 bits/ind and 1,10 bits/ind in the stations 01 and 02, respectively. Enter the main conclusions: the microfitoplanktonic community was dominated by the diatom, being the main ones responsible for her dominance: *Pleurosigma*, *Nitzschia* and *Navicula* and the division Bacillariophyta was the most important group so much in wealth terms as of density; the class dinophyceae revealed to be better adapted in clearer waters; the copepods were dominant, being *Acartia lilljeborgi*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi*, *Parvocalanus crassirostris* and *Euterpina acutifrons* the species that more they contributed to this dominance; Chlorophyll "a" answered to the largest ration contributions during the

cultivation, increasing with the time; the physio-chemical variables that suffered influence of the cultivation, varying significantly along the time was: pH, dissolved oxygen and transparency and the investigated pond was considered homogeneous evaluating her depth and area.

Key-words: Microfitoplankton. Zooplankton. *Litopenaeus vannamei*. Pará.

LISTA DE TABELAS

Tabela 01 - Classificação dos Organismos Quanto à Abundância Relativa.	17
Tabela 02 - Classificação dos Organismos Quanto à Frequência de Ocorrência.	17
Tabela 03 - Classificação dos Organismos Quanto à Abundância Relativa.	19
Tabela 04 – Densidade total do Microfitoplâncton (org/L) em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	27
Tabela 05 – Sinopse Taxonômica do Microfitoplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	29
Tabela 06 – Frequência de ocorrência das espécies microfitoplanctônicas em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	33
Tabela 07 – Densidade total do Zooplâncton (org/m ³) em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	35
Tabela 08 – Sinopse Taxonômica do Zooplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	37
Tabela 09 - Frequência de Ocorrência do zooplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	39
Tabela 10 - Valores de p resultantes dos testes de hipóteses.	41

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 01 – Mapa de localização da fazenda São Paulo, Município de Curuçá - PA, mostrando as duas estações de coleta no viveiro amostrado (Fonte: Insumo de Satélite TerraMetrics - Imagem Google Earth – julho de 2007). 12
- Figura 02 – Precipitação Pluviométrica (mm) no município de Curuçá no ano de 2008 (Fonte: ANA, 2009). 22
- Figura 03 – Variação da Temperatura da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 23
- Figura 04 – Variação do Oxigênio Dissolvido da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 23
- Figura 05 – Variação do pH da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 24
- Figura 06 – Variação da Salinidade da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 25
- Figura 07 – Variação da Transparência da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 25
- Figura 08 – Variação da Clorofila “a” da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 26
- Figura 09 – Contribuição em porcentagem das divisões na composição do microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. 27

Figura 10 – Abundância relativa microfitoplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	28
Figura 11 – Médias de Diversidade (H') e Equitabilidade (J') do microfitoplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	34
Figura 12 – Contribuição em porcentagem das divisões na composição do zooplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	35
Figura 13 – Abundância relativa do zooplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	36
Figura 14 – Médias de Diversidade (H') e Equitabilidade (J') do Zooplâncton em viveiro de criação de <i>L. vannamei</i> durante um ciclo de cultivo.	40

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	15
2. OBJETIVOS	18
2.1 OBJETIVO GERAL	18
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
3. REVISÃO DE LITERATURA	19
4. MATERIAL E MÉTODOS	23
4.1 DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	23
4.2 PROCEDIMENTOS DE CAMPO	25
4.2.1 Coleta dos Parâmetros Abióticos	26
4.2.2 Coleta dos Parâmetros Biológicos	26
4.2.2.1 Clorofila <i>a</i>	26
4.2.2.2 Comunidade Planctônica	27
4.3 PROCEDIMENTOS DE LABORATÓRIO	27
4.3.1 Clorofila <i>a</i>	27
4.3.2 Fitoplâncton	28
4.3.2.1 Composição	28
4.3.2.2 Densidade Específica	29
4.3.2.3 Abundância Relativa	30
4.3.2.4 Frequência de Ocorrência	30
4.3.3 Zooplâncton	31
4.3.3.1 Composição	31
4.3.3.2 Densidade Específica	32
4.3.3.3 Abundância Relativa	32

4.3.3.4 Frequência de Ocorrência	33
4.4 ÍNDICES DE DIVERSIDADE ESPECÍFICA	33
4.4.1 Diversidade de Shannon-Weaver	33
4.4.2 Equitabilidade de Pielou	34
4.5 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	35
5. RESULTADOS	37
5.1 PARÂMETROS ABIÓTICOS	37
5.2 PARÂMETROS BIOLÓGICOS	41
5.2.1 Clorofila a	41
5.2.2 Fitoplâncton	42
5.2.3 Zooplâncton	50
5.3 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	56
6. DISCUSSÃO	58
6.1 PARÂMETROS ABIÓTICOS	58
6.2 PARÂMETROS BIOLÓGICOS	63
6.2.1 Clorofila a	63
6.2.2 Fitoplâncton	64
6.2.3 Zooplâncton	67
7. CONCLUSÃO	71
REFERÊNCIAS	72
ANEXOS	84

1.INTRODUÇÃO

A aquicultura, sistema de produção de alimento através do cultivo de organismos aquáticos, tem se tornado uma importante atividade no setor primário da economia (FAO, 2006) e constitui-se, nos dias atuais, em uma das poucas alternativas de aumento da produção de pescado, para atender a uma demanda mundial que cresce proporcionalmente com o aumento da população.

Entre os seus ramos, tem-se a carcinicultura, que se destina ao cultivo de crustáceos. No Brasil, o cultivo comercial de camarões marinhos teve início na década de 70, na Região Nordeste, com a introdução da espécie exótica *Marsupenaeus japonicus* e, logo depois, com o domínio do ciclo reprodutivo e da produção em escala comercial de pós-larvas de espécies nativas – *Farfantepenaeus brasiliensis*, *Farfantepenaeus subtilis* e *Litopenaeus schimitti*. No entanto, apesar de *Marsupenaeus japonicus* ser uma das mais importantes espécies cultivadas na Ásia, sua adaptação às condições brasileiras não foi boa (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2002).

Segundo Pontes; Arruda (2005) depois de mais de uma década de descrédito, a carcinicultura marinha toma grande impulso a partir do final da década de 80 com a introdução de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), também conhecido como “camarão cinza” ou “camarão branco do Pacífico”. Essa espécie foi tão importante, que a história da carcinicultura brasileira se divide em dois períodos: antes e depois da sua introdução (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001).

Esta espécie é originária da Costa Ocidental do Oceano Pacífico, da Província de Sonora no México até o sul de Tumbes no Norte do Peru (BRIGGS; SUBASINGHE; PHILLIPS, 2004). Entre as principais características que a tornam indicada para o cultivo estão: boa capacidade de adaptação a diferentes condições, resistência ao manuseio, rápida taxa de crescimento, alta sobrevivência, baixa taxa de conversão alimentar e crescimento uniforme (EMBERSON, 1984).

A carcinicultura marinha vem se destacando, como um dos principais responsáveis pelo superávit da balança comercial do pescado brasileiro (GÓES et al., 2006). Esta atividade depende fundamentalmente dos ecossistemas nos quais está

inserida, ou seja, para que continue crescendo e de forma sustentável é necessário realizar uma avaliação ambiental da área.

Em viveiros, as condições da água estão sempre mudando, causando efeitos significativos sobre o bem estar e a saúde dos camarões (HERNÁNDEZ; NUNES, 2001; VINATEA, 1997). Dessa forma, é fundamental observar o comportamento das principais variáveis físicas, químicas e biológicas que possam ser manipuladas, de forma a conferir aos animais confinados, o maior conforto possível, refletindo positivamente na produtividade do sistema (BORBA, 2000; SIPAÚBA-TAVARES; GOMIDE; OLIVEIRA, 1998a; BOYD, 1990).

Dentre os fatores biológicos, o plâncton é um dos mais importantes, por servir como uma alternativa de alimento natural para o cultivo, já que os camarões ingerem grande quantidade de microorganismos e animais na sua dieta nutricional (MATA, 2001). Segundo Nunes (2000), a contribuição do alimento natural na dieta dos camarões é bastante significativa, podendo variar de 25% a 85%, conforme o sistema de cultivo.

O fitoplâncton não é diretamente consumido pelos camarões, a não ser que esteja aderido ao substrato. Entretanto, a produtividade fitoplanctônica afeta diretamente a abundância de outras importantes comunidades, como a de zooplâncton e bentos, que são efetivamente consumidas pelos camarões e contribuem significativamente para sua nutrição (ALLAN; MAGUIRE, 1993).

As microalgas, em especial, também desempenham um papel ecológico de grande importância como produtor primário, governando os principais processos físicos e químicos do ecossistema. Dentre os vários processos nos quais o fitoplâncton está envolvido destacam-se a produção de oxigênio, representando uma fração substancial do utilizado pelos organismos aquáticos para a respiração (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001) e a manutenção de um equilíbrio saudável em um viveiro (KUBITZA, 2003), pois participa no balanço de dióxido de carbono e dos compostos nitrogenados, sobretudo da amônia (ARANA, 2004). Por conseguir absorver grandes quantidades desse composto, o fitoplâncton acaba se constituindo no principal agente de controle das concentrações de amônia na água dos viveiros (BOYD, 2000).

O fitoplâncton é muito importante também porque funciona como bioindicador em estudos de caracterização ambiental e poluição (SOARES et al., 2003). Sua utilização nestes estudos se deve ao seu caráter muito dinâmico com elevadas taxas de reprodução e perda, às suas respostas rápidas às alterações físicas e químicas do meio aquático e as suas complexas relações intra e interespecíficas na competição e utilização do espaço e dos recursos alimentares (VALIELA, 1995).

É fundamental conhecer também a ecologia do zooplâncton, pois seus organismos possuem um papel central na dinâmica de um ecossistema aquático, especialmente na ciclagem de nutrientes e no fluxo de energia (LANSAC-TÔHA; VELHO; BONECKER, 1999), constituindo um elo trófico entre o fitoplâncton e os demais nichos da teia alimentar dos ecossistemas aquáticos (ESTEVES, 1998). O estudo da diversidade e composição do zooplâncton pode indicar a deterioração do ecossistema, pois alterações nestes elementos estão diretamente relacionadas com os fatores de estresse, tais como alta concentração de substâncias tóxicas, acidez ou basicidade (TUNDISI, 1997).

Portanto, conhecer a comunidade planctônica é imprescindível para o desenvolvimento da carcinicultura, já que é necessária sua caracterização e controle populacional, visando obter estabilidade e um bom desenvolvimento no manejo do sistema, maximizando o uso do alimento natural presente nos viveiros.

Desta forma, estudos que enfoquem tais aspectos são de grande importância, podendo, incrementar a produtividade aquática no cultivo e fornecer subsídios para pesquisas posteriores de avaliação e mitigação dos impactos.

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar os parâmetros abióticos e caracterizar a comunidade microfitoplanctônica e zooplanctônica durante um ciclo de cultivo (97 dias) de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931).

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Fazer uma avaliação qualitativa e quantitativa da comunidade microfitoplanctônica e zooplanctônica ocorrente no viveiro de cultivo de *L. vannamei*;
- Determinar abundância relativa, frequência de ocorrência, diversidade e eqüitabilidade entre os organismos registrados;
- Determinar a variação da biomassa fitoplanctônica, medida em termos de clorofila “a”;
- Caracterizar os parâmetros abióticos nos estratos: superficial e próximo ao fundo;
- Verificar quais parâmetros abióticos sofrem influência do cultivo, variando ao longo do tempo;

3. REVISÃO DE LITERATURA

A palavra plâncton é originária do grego “plagktón”, que significa “errante ao sabor das ondas”. Essa expressão foi utilizada pela primeira vez por Victor Hensen em 1887 (RÉ, 2000).

O plâncton é constituído por uma comunidade de organismos com poder limitado de locomoção, sendo ou não transportados passivamente pelas correntes ou movimentos de água e pode ser classificado em diferentes critérios como tamanho, habitat, tempo de permanência no ambiente pelágico e outros (PEREIRA; SOARES-GOMES, 2002). É composto basicamente de microalgas (fitoplâncton), animais (zooplâncton), protistas (protozooplâncton) e organismos procariontes autótrofos e heterótrofos (bacterioplâncton) (VALIELA, 1995).

O fitoplâncton está representado, nos ambientes costeiros, principalmente por diatomáceas (Baccilariophyta), clorofíceas (Chlorophyta), dinoflagelados (Dinophyta) e coccolitoforídeos (Haptophyta), embora sejam freqüentes algumas espécies de euglenofíceas (Euglenophyta), cianofíceas (Cyanophyta) e um número variado de fitoflagelados (AVARIA et al., 2004). Segundo Koenig (1997) em ambientes estuarinos e marinhos, o fitoplâncton é constituído especialmente por Baccilariophyceae (diatomáceas) e Dinophyceae (dinoflagelados).

O zooplâncton forma uma comunidade animal, bastante ampla e variada, compreendendo protozoários, rotíferos, microcrustáceos e estágios larvais de peixes e tem em comum, a coluna d’água como habitat principal. Este grupo é muito importante na cadeia alimentar, principalmente, como consumidores de primeira ordem, podendo ser bacteriófagos, detritívoros, herbívoros e carnívoros (POLI et al., 2003).

O zooplâncton pode ser dividido em dois grupos básicos: o holoplâncton, que inclui aqueles organismos que passam todo o ciclo de vida no plâncton; e o meroplâncton, que engloba os ovos, larvas e juvenis daqueles organismos cujos adultos fazem parte, ou de comunidades bênticas ou nectônicas (LEVINTON, 1982). A comunidade zooplanctônica de estuários é composta, principalmente, por espécies pertencentes aos grupos Protozoa, Cnidaria, Aschelminthes, Mollusca, Annelida,

Crustacea (Copepoda, Peracarida e Decapoda, principalmente), Echinodermata, Chaetognatha e Chordata (MELO JÚNIOR, 2005).

Estudos que abordam estas comunidades e/ou variáveis abióticas em viveiros de carcinicultura marinha têm sido desenvolvidos em várias partes do mundo.

Nuñez-Pastén (1988) estudou cultivos de *L. vannamei* realizados na costa nordeste do México, com o objetivo de avaliar o crescimento da espécie em função de temperatura e salinidade.

Neste mesmo país, Páez-Osuna et al. (1997, 1999) acompanharam dois ciclos de cultivo em estação seca e chuvosa em fazendas de cultivo semi-intensivo de *L. vannamei*. Entre os principais resultados obteve-se que sólidos em suspensão, clorofila *a*, fósforo disponível, nitrito, nitrato e nitrogênio amoniacal tiveram incrementos consideráveis. Martinez-Córdova; Pena-Messina (2005) comparando monocultivos e policultivos semi-intensivos de *L. vannamei* e *L. stylirostris*, encontraram as menores densidades de zooplâncton em viveiros de cultivo monoespecífico de *L. vannamei*, sugerindo que esta espécie é a mais eficiente na predação de organismos zooplanctônicos.

Gárate-Lizárraga; et al. (2009) estudando viveiros de carcinicultura no México detectaram um bloom de *Scrippsiella trochoidea* (Dinophyta), mas os autores relatam a mudança na coloração da água e nenhum efeito negativo nos camarões.

Coman; Connoly; Preston (2006) estudando as assembléias de zooplâncton em viveiros de cultivo de *Penaeus monodon* na Austrália observaram que antes da estocagem com as pós-larvas, os copépodes dominavam o zooplâncton. Imediatamente após a estocagem, houve um declínio rápido da densidade do zooplâncton, especialmente desse grupo, sugerindo forte predação pelas pós-larvas. Além disso, quando comparada com a fauna epibentônica, as mudanças sofridas pelo zooplâncton (composição ou densidade) influenciadas por troca de água do viveiro foram bem pequenas.

No Brasil estudos sobre a influência dos parâmetros físicos, químicos e biológicos sobre o sistema de cultivo de camarões vêm crescendo cada vez mais, principalmente na Região Nordeste. Cavalcanti et al. (2000), analisou dados hidrológicos obtidos em dois viveiros de cultivo de *L. vannamei*, no período de 1996 a

1999 em uma Fazenda na Paraíba. Em 2003, Cavalcanti analisou aspectos físicos, químicos e biológicos da água de viveiros de cultivo de *L. vannamei* - localizados na Paraíba.

Cunha (2003) estudando ciclos semi-intensivos e intensivos em viveiros de cultivo de *L. vannamei* localizados em dois estuários do litoral leste do estado do Ceará concluiu que o manejo e as condições ambientais são vitais para a saúde do ecossistema.

Santos (2004) avaliou a dinâmica temporal de variáveis limnológicas em viveiros de camarão localizados no município de Sirinhaém (PE) durante um ciclo de cultivo.

Fonseca (2006) avaliou o fitoplâncton durante um ciclo de cultivo de *L. vannamei* em uma fazenda localizada no Estado do Ceará, obtendo como um dos resultados, o domínio da divisão cyanophyta, em termos de abundância relativa e *Pseudoanabaena* cf. *limnetica* como espécie dominante.

Neto (2006) estudando viveiros de cultivo de *L. vannamei* de uma fazenda situada na bacia do rio Formoso, litoral sul de Pernambuco, teve como principais resultados, as cianobactérias dominando em todos os ciclos, atingindo abundância relativa superiores a 80%, sendo o gênero *Pseudoanabaena* o mais importante.

Chelappa; Lima; Câmara (2007) realizando coletas mensais de fevereiro a setembro de 2005 em viveiros de uma fazenda de carcinicultura marinha no Rio Grande do Norte registraram a dominância da Classe Bacillariophyceae (diatomáceas) com 179 táxons dos 210 identificados e boa estabilidade no dentro do viveiro.

Casé et al. (2008) utilizaram o plâncton como indicador da qualidade da água em 14 fazendas de criação de camarão *L. vannamei* localizadas nos Estados do Ceará, Piauí e Rio Grande do Norte em 2003. O fitoplâncton foi constituído de 51 espécies, sendo que as diatomáceas contribuíram com quase 70% do total e as altas densidades resultaram de blooms de Cyanophyta. Entre o zooplâncton, foram registrados 40 táxons, sendo Copepoda o grupo dominante (45%). Segundo os autores, a entrada de nutrientes forçada afetou a densidade e composição do plâncton, pois as diatomáceas e copepodas perderam a dominância para cianobactérias, protozoários e rotíferos à medida que as concentrações de nutrientes aumentaram, indicando que a estrutura do plâncton é afetada por condições eutróficas.

Santos (2008) estudando variáveis físicas, químicas e biológicas de um viveiro de cultivo de *L. vannamei* localizado em Macaíba (RN) durante ciclos completos obteve como resultados que as clorofíceas tiveram as maiores densidades e as diatomáceas, a maior riqueza. Ainda, registrou-se uma correlação negativa entre o grupo clorofíceas e a transparência, e positiva, entre clorofila *a* e salinidade, demonstrando que o fitoplâncton esteve bem adaptado à baixa transparência e elevada salinidade.

Brito et al. (2009) objetivando descrever os principais grupos do zooplâncton em viveiros de camarão marinho utilizando dois protocolos de fertilização obtiveram entre seus principais resultados que ocorreu uma maior densidade de zooplâncton quando o protocolo de fertilização utilizado tinha a uréia como fonte de nitrogênio.

A Região Sul também vem desenvolvendo pesquisas nessa temática, a exemplo de Schweitzer (2001) que examinou o efeito da densidade de estocagem de camarões sobre a abundância do fitoplâncton (clorofila-*a*), zooplâncton e o macrobentos presente nos viveiros de cultivo, concluindo que o aumento na densidade de cultivo diminuiu o ganho de peso dos camarões, provavelmente devido à maior competição por alimento natural.

Cardozo (2007) avaliou a composição, densidade e biomassa do zooplâncton de viveiros de cultivo de camarão no extremo sul do Brasil. Os grupos de maior ocorrência foram os copepoda e cladocera, e os valores de densidades encontrados nos viveiros foram superiores aos comumente registrados para o estuário da lagoa dos patos, mostrando que houve grande disponibilidade de alimento nos viveiros, podendo representar um recurso alimentar para os camarões nos primeiros meses de cultivo.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

O empreendimento estudado está instalado no município de Curuçá (00° 37' 30"S e 47° 52' 30"O) que pertence à Mesorregião do Nordeste Paraense e à Microrregião do salgado – Estado do Pará (SEPOF, 2008). O município tem precipitações abundantes que ultrapassam os 2.000 mm anuais, sendo os meses mais chuvosos de janeiro a junho e menos chuvosos de julho a dezembro. Apresenta clima equatorial Amazônico tipo Am da classificação de Köppen caracterizado pelas temperaturas elevadas e pequena amplitude térmica, com média de 27° C (SEPOF, 2008).

A Fazenda São Paulo possui quatro viveiros ativos, que são estocados alternadamente. Suas áreas são de 2,0 ha, 2,2 ha, 2,5 ha e 3,5 ha. Todos possuem uma comporta de abastecimento e uma de drenagem, nas quais estão duas telas de tamanho de malha de 0,5 mm e 1,0 mm. No abastecimento, o objetivo das redes é tentar impedir a passagem de organismos que possam causar algum prejuízo ao cultivo e na drenagem, impedir a fuga de camarões. O abastecimento dos viveiros é feito através de uma bomba de 150 cv com capacidade de captar 500 mil litros de água por hora.

Antes de iniciar o cultivo, o viveiro foi preparado, seguindo os padrões usuais de manejo (secagem, limpeza e remoção de vegetação, revolvimento do solo, adição de 2.000 kg de calcário para correção do pH e aplicação de quatro carotes de 6 kg de cloro para desinfecção). O sistema de cultivo adotado foi semi-intensivo, com troca zero de água, havendo apenas complementação quando necessário. Não foi utilizado nenhum sistema de aeração artificial e também não foram realizados procedimentos de fertilização e calagens de manutenção durante o cultivo. A quantidade estocada foi de 953.000 Pós-Larvas com 20 dias de vida (PL20), correspondendo a uma densidade de 21,8 camarões/m².

Até o 25° dia de cultivo, foi utilizada uma ração comercial farelada com 45% de proteína, sendo administrada à lanço e somente uma vez ao dia. A partir daí até o final

do cultivo, uma ração extrusada com 35% de proteína bruta passou a ser utilizada, sendo administrada à lanço e na bandeja de alimentação tanto pela manhã quanto pela tarde. A fazenda adotou um sistema de despesca parcelada, sendo realizada ao todo, quatro: 02/12; 10/12; 16/12; e no dia 22 de dezembro de 2008 foi realizada a última despesca, finalizando o ciclo de cultivo, que teve 97 dias.

O viveiro amostrado é o que possui maior área, 3,5 ha e cerca de 1,5 metro de profundidade média. Para sua amostragem, foram determinadas duas estações de coleta - E1 - próximo à saída de água (S 00°41'56,6" W 47°50'15,0") e E2 – no meio do viveiro (S 00°41'57,9" W 47°50'16,9") (Figura 01).

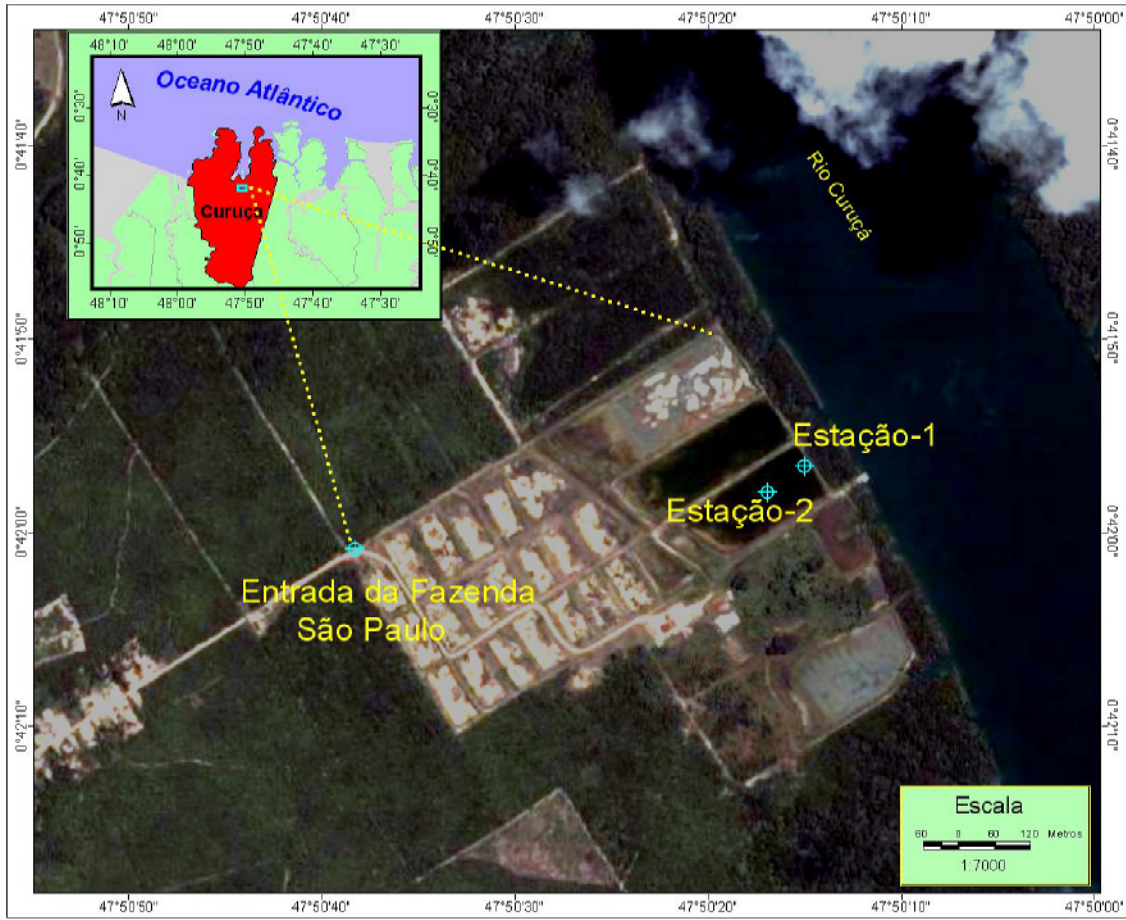


Figura 01 – Mapa de localização da fazenda São Paulo, Município de Curuçá - PA, mostrando as duas estações de coleta no viveiro amostrado (Fonte: Insumo de Satélite TerraMetrics - Imagem Google Earth – julho de 2007).

4.2 PROCEDIMENTOS DE CAMPO

Os dados foram coletados em duas estações dentro do viveiro (E1 - próximo à saída de água e E2 – no centro do viveiro) com periodicidade quinzenal durante um ciclo de cultivo, de 20/09/08 a 05/12/08.

4.2.1 Coleta dos Parâmetros Abióticos

Os dados referentes à precipitação pluviométrica do município de Curuçá foram fornecidos pela Agência Nacional de Águas – ANA.

Foram coletadas amostras de água com o auxílio de uma garrafa de Van Dorn na superfície e próximo ao fundo para realizar medição *in situ* dos seguintes parâmetros abióticos:

- ✓ Oxigênio Dissolvido - registrado através de um oxímetro da marca Instrutherm modelo MO-890;
- ✓ Temperatura - registrada pela leitura de um termistor acoplado à sonda do oxímetro;
- ✓ pH - registrado através de leitura em um pH-metro da marca Instrutherm modelo 1800;
- ✓ Salinidade - obtida com o uso de um refratômetro da marca Instrutherm modelo RTS-101ATC.

A transparência da água foi medida entre 10 e 14h00min horas (MELO, 1999) através do desaparecimento visual do Disco de Secchi com 30 cm de diâmetro.

4.2.2 Coleta dos Parâmetros Biológicos

4.2.2.1 Clorofila a

Para a análise da biomassa fitoplanctônica foram coletadas amostras de água da superfície em garrafas plásticas, sendo mantidas resfriadas e em local livre de iluminação direta até chegar em laboratório.

4.2.2.2 Comunidade Planctônica

Foram utilizadas redes cilindro-cônicas de 64 μm e 120 μm de abertura de malha para o estudo do fitoplâncton e zooplâncton, respectivamente. Para amostragem qualitativa as duas redes foram arrastadas, ao mesmo tempo, horizontalmente à subsuperfície. Imediatamente o material filtrado foi acondicionado em frascos de polietileno (devidamente etiquetados) e fixado com formol neutralizado com tetraborato de sódio até uma concentração final de 4%, segundo as técnicas descritas por Newell; Newell (1966), para posterior análise em laboratório.

Para determinação da densidade fitoplanctônica foram coletados 100 mL de amostra, sendo feita a fixação com formol neutralizado com tetraborato de sódio a uma concentração final de 4%.

Em relação à comunidade zooplanctônica, as amostras quantitativas foram obtidas filtrando-se 100 L de água de cada estação de amostragem na rede de 120 μm de abertura de malha e a fixação do material foi feita com formol neutralizado com tetraborato de sódio a uma concentração final de 4%.

4.3 PROCEDIMENTOS DE LABORATÓRIO

4.3.1 Clorofila a

Em laboratório as amostras foram filtradas com o auxílio de uma bomba de vácuo (Marca Quimis 755B), através de filtros de fibra de vidro tipo GF/F (marca Whatman com diâmetro de 47mm e porosidade de 0,45 μm). Estes filtros foram acondicionados em envelopes etiquetados e conservados dentro de um recipiente escuro contendo sílica gel no freezer (UNESCO, 1966). O volume filtrado variou de acordo com a quantidade de material em suspensão.

Depois foi feita a extração em acetona 90% e as amostras foram refrigeradas por 24 horas. Em seguida, as amostras foram centrifugadas a uma rotação de 3000rpm de 5 a 10 minutos e o sobrenadante foi colocado em cubetas para se fazer as leituras de absorvâncias nos comprimentos de ondas: 630, 645, 665 e 750nm (UNESCO, 1966) em um espectrofotômetro de marca biospectro SP-22.

Para o cálculo da concentração de clorofila *a* aplicou-se a equação de Parsons; Strickland (1963):

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

Onde:

CL = clorofila *a* (mg/m³);

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);

4.3.2 Fitoplâncton

4.3.2.1 Composição

Para determinação da composição fitoplanctônica foram analisadas no mínimo, cinco lâminas não permanentes, sob objetiva de 40x e 100X, esta com óleo de imersão.

A identificação taxonômica dos organismos foi realizada, sempre que possível em nível de espécie, e se baseou em chaves e ilustrações de literatura especializada: Hustedt (1930); Desikachary (1959); Peragallo (1965); Balech (1988); Cunha; Eskinazi-

Leça (1990); Tomas (1997); Steindinger; Tangen (1997); Sournia (1986); Hino; Tundisi (1977); Komarek; Foot (1983); Patrick; Reimer (1966); Round; Crawford; Mann (1990); Bicudo; Menezes (2005) entre outros.

A sinopse taxonômica foi baseada, principalmente, na classificação apresentada por Round; Crawford; Mann (1990) para as diatomáceas, Steindinger; Tangen (1997) para os dinoflagelados, Desikachary (1959) para as cianofíceas e Bicudo; Menezes (2005) para as clorofíceas e euglenofíceas.

A riqueza (R) total do fitoplâncton foi considerada como o número total de táxons encontrados em cada unidade amostral.

4.3.2.2 Densidade Específica

A determinação da densidade fitoplanctônica, medida em termos de células por litro, foi feita de acordo com o método de sedimentação de Utermöhl (1958).

As amostras foram acondicionadas em cubetas de sedimentação com volume de 10 ml, onde foi adicionado o corante rosa de bengala para distinguir as células fitoplanctônicas dos detritos e partículas de sedimentos, conforme metodologia proposta por Thronsen (1978). Após um tempo mínimo de 12 horas, foi feita a análise em microscópio invertido da marca Zeiss, contendo contraste de fase, utilizando-se um aumento de 400x.

Organismos unicelulares, filamentos e colônias foram considerados como indivíduos e a contagem cobriu toda a área da câmara (UEHLINGER, 1964). Os resultados foram expressos em organismos por litro (org/l) e calculados pela fórmula:

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

Onde:

N = Número de Organismos por Litro;

n = Número de Organismos Contados;

a = Área Contada;

A = Área Total da Câmara;

V = Volume Total Sedimentado e;

1.000 = Fator Para Transformação de ml para Litro.

4.3.2.3 Abundância Relativa

A abundância relativa foi obtida com a contagem dos 100 primeiros organismos presentes em uma alíquota retirada da amostra qualitativa, sendo expressa em percentagem (%) e para sua interpretação foi utilizada a escala segundo Lobo; Leighton (1986) detalhada na Tabela 01.

Tabela 01 - Classificação dos Organismos Quanto à Abundância Relativa

Classificação	Abundância Relativa (%)
Dominante (Dom)	> 70%
Abundante (Abu)	70% 40%
Pouco abundante	40% 10%
Raro (Rar)	≤ 10%

4.3.2.4 Frequência de Ocorrência

O critério adotado para calcular a frequência de ocorrência foi o mesmo utilizado por Mateucci; 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.

Em Função de "F", foram estabelecidas as categorias apresentadas na Tabela 02 segundo Mateucci; Colma (1982).

Tabela 02 - Classificação dos Organismos Quanto à Frequência de Ocorrência.

Categories	Frequência De Ocorrência (%)
Muito freqüentes (Mf)	Espécies presentes em 70%, ou mais, das amostras;
Freqüentes (F)	Espécies presentes em 40% a <70% das amostras;
Pouco freqüentes (Pf)	Espécies presentes entre >10% a <40% das amostras;
Esporádicas (E)	Espécies presentes em 10%, ou menos, das amostras.

4.3.3 Zooplâncton

4.3.3.1 Composição

Para determinação da composição do zooplâncton as amostras foram analisadas até que não ocorresse nenhuma espécie nova e a identificação taxonômica dos organismos foi realizada sempre que possível em nível de espécie, por meio de técnicas usuais e específicas de microscopia óptica, lupa binocular, chaves taxonômicas, comparação com pranchas ilustrativas e consultas à literatura especializada: Davis (1955); Bjönberg (1963; 1965); Einsle (1996); Herbst (1967); Tregouboff ; Rose (1957); Robertson; Hardy (1984); Boltovskoy (1981;1999); Mazzocchi et al. (1995); Smirnov (1996); Elmoor-Loureiro (1997); Todd; Laverack (1991), Dussart; Defaye (2001); Nogrady; Segers (2002); dentre outros.

A sinopse taxonômica foi baseada, principalmente, na classificação apresentada por Boltovskoy (1999).

A riqueza (R) total do zooplâncton foi considerada como o número total de táxons encontrados em cada unidade amostral.

4.3.3.2 Densidade Específica

Em laboratório, as amostras foram devidamente homogeneizadas e com o auxílio de um amostrador, retiraram-se duas sub-amostras de 10 ml, que foram contadas em uma placa do tipo Bogorov.

A densidade de organismos (Org /L) por unidade de volume foi obtida pela fórmula:

$$N = (Vt \cdot x/ y)/Vc$$

Onde:

N = Densidade (org/L);

Vt = volume total de diluição;

Vc = volume filtrado;

x= número de organismos de cada táxon, na sub-amostra;

y= número de contagens

4.3.3.3 Abundância Relativa

A abundância relativa do zooplâncton foi obtida com o emprego da seguinte fórmula:

$$Ar = N. 100/ Nt$$

Onde:

Ar: Abundância Relativa;

N: Densidade de cada táxon na amostra;

Nt: Densidade total de organismos na amostra.

Os resultados foram expressos em porcentagem (%) e para sua interpretação foi utilizada a escala detalhada na Tabela 03, segundo Dajoz (1978).

Tabela 03 - Classificação dos Organismos Quanto à Abundância Relativa

Classificação	Abundância Relativa (%)
Dominante (Dom)	> 70%
Abundante (Abu)	70% 40%
Pouco abundante	40% 10%
Raro (Rar)	≤ 10%

4.3.3.4 Frequência de Ocorrência

O critério adotado para calcular a frequência de ocorrência do zooplâncton foi o mesmo utilizado para o fitoplâncton e também se baseou na proposta de Mateucci; Colma (1982).

4.4 ÍNDICES DE DIVERSIDADE ESPECÍFICA

Os índices foram determinados utilizando-se a matriz de dados da densidade de cada táxon. Os índices foram calculados na mesma base logarítmica (base 2) para que pudessem ser comparados.

4.4.1 Diversidade de Shannon-Weaver

O Índice de diversidade de Shannon-Weaver (1949) foi calculado para cada amostra pela fórmula abaixo:

$$H' = - \sum_{i=1}^s \left(\frac{n_i}{N} \cdot \ln \frac{n_i}{N} \right)$$

Onde:

H' = Índice de Diversidade específica (bit/ind);

n_i = é o número de indivíduos do *taxon* i na amostra;

N = é o número total de indivíduos da amostra.

Os valores obtidos serão enquadrados na classificação de Valentin et al. (1991):

$H' \geq 3,0$ bit. ind⁻¹: alta diversidade

$3,0 > H' \geq 2,0$ bit. ind⁻¹: média diversidade

$2,0 > H' \geq 1,0$ bit. ind⁻¹: baixa diversidade

$H' < 1,0$ bit. ind⁻¹: muito baixa diversidade

4.4.2 Equitabilidade de Pielou

A equitabilidade de Pielou (1966), componente da diversidade que representa a uniformidade na abundância das espécies capturadas, foi obtida através da expressão:

$$J' = H' \div H'_{\text{Max}}$$

Onde:

J' = Índice de Equitabilidade

H' = Índice de Diversidade calculado

$H'_{\text{máx}} = \log_{10} K$ (sendo K o número de espécies presentes na amostra)

4.5 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

O teste de Mann-Whitney que segundo Ayres (2007) é também conhecido como teste U de Wilcoxon-Mann Whitney e trata-se de uma prova não paramétrica utilizada para comparar duas amostras independentes do mesmo tamanho ou não.

Este teste foi utilizado para verificar se existe diferença significativa entre os parâmetros abióticos (pH, OD, Salinidade e Temperatura) coletados na superfície e próximo ao fundo. Para tal se elaboraram as hipóteses abaixo ao nível de $\alpha = 0,05$:

H0: A mensuração feita na superfície é a mesma próxima ao fundo;

H1: A mensuração feita na superfície não é a mesma próxima ao fundo.

Também foi executado o teste de Mann-Whitney com o objetivo de mostrar se parâmetros abióticos (pH, OD, Salinidade, Temperatura, Transparência) diferem entre estações de amostragem (E1 e E2). Para tal se elaboraram as hipóteses abaixo ao nível de $\alpha = 0,05$:

H0: A média obtida é igual nas estações de coleta;

H1: A média obtida é diferente nas estações de coleta.

O mesmo teste foi utilizado ainda para testar se ocorrem diferenças entre as densidades totais de fitoplâncton e zooplâncton obtidas nas estações de amostragem (E1 e E2). Foram elaboradas as seguintes hipóteses ao nível de $\alpha = 0,05$:

H0: A densidade total obtida é igual nas estações de coleta;

H1: A densidade total obtida é diferente nas estações de coleta.

Foi utilizado ainda, o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis que se destina a comparar três ou mais amostras independentes do mesmo tamanho ou não e é comparável à ANOVA (um critério) (AYRES, 2007). Este teste foi executado para verificar se os parâmetros abióticos diferiram significativamente ao longo do cultivo.

Foi feita uma associação entre as variáveis abióticas e entre as variáveis abióticas e os grupos do microfitoplâncton, considerando que esta comunidade responde muito rapidamente às alterações físicas e químicas do meio aquático. Uma associação entre as variáveis abióticas e a clorofila "a" também foi realizada. Estas associações foram feitas por meio de correlação linear simples com coeficiente de

Pearson (r) considerando o $p \leq 0,05$ para que as correlações fossem consideradas significativas.

As análises descritas foram realizadas através do programa BioStat 5.0 (AYRES, 2007).

5. RESULTADOS

5.1 PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

Durante o estudo (set – dez/ 08), a precipitação variou de 0,0 (novembro) a 122,8 em dezembro (Figura 02).

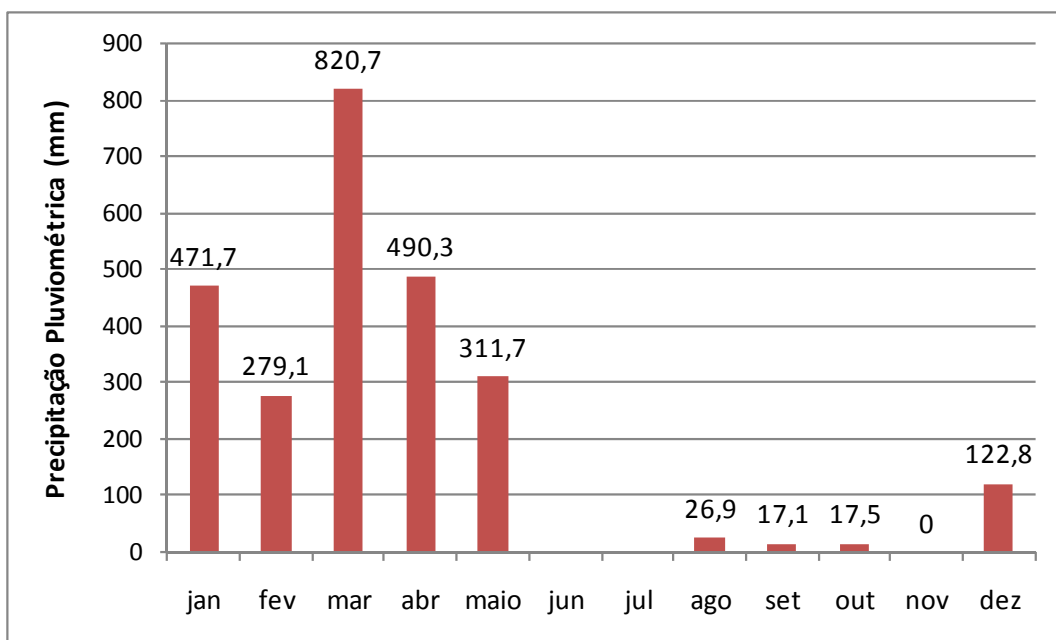


Figura 02 – Precipitação Pluviométrica (mm) no município de Curuçá no ano de 2008 (Fonte: ANA, 2009).

A menor temperatura registrada foi de 31,5°C na Estação 01 (20/09) e a maior, 35,0°C na Estação 02 (05/12) (Figura 03). Os valores desta variável se mantiveram relativamente próximos entre os pontos de coleta (Figura 03).

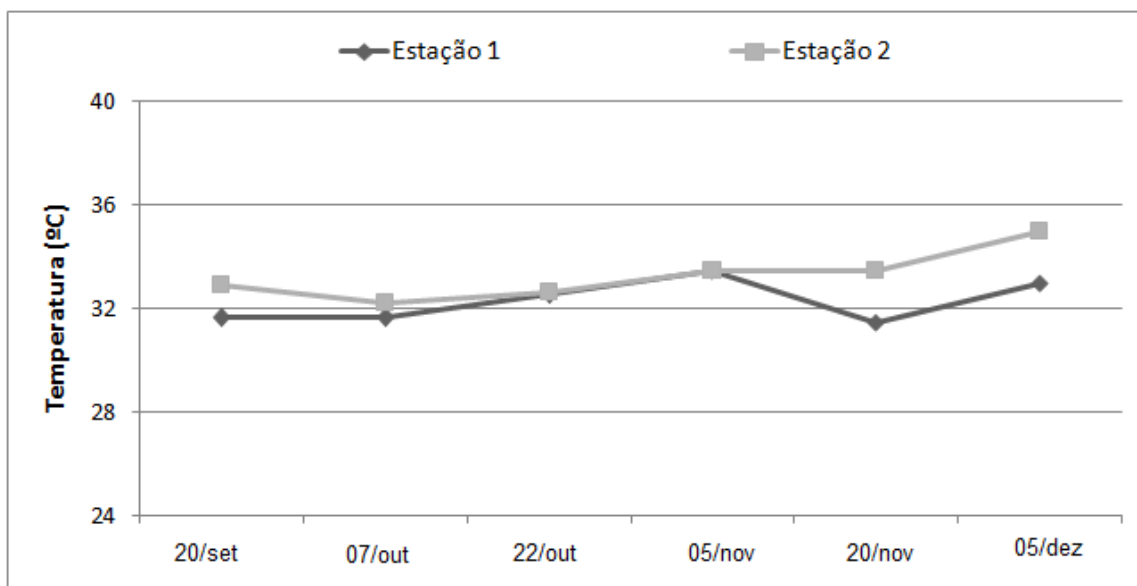


Figura 03 – Variação da Temperatura da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

O oxigênio dissolvido teve um comportamento bastante irregular nas duas estações de coleta ao longo do cultivo, apresentando os maiores valores nos dias 22/out e 05/nov. O menor valor registrado 4,2 mg/l na Estação 01 e o maior, 15,5 mg/l na Estação 02 (Figura 04).

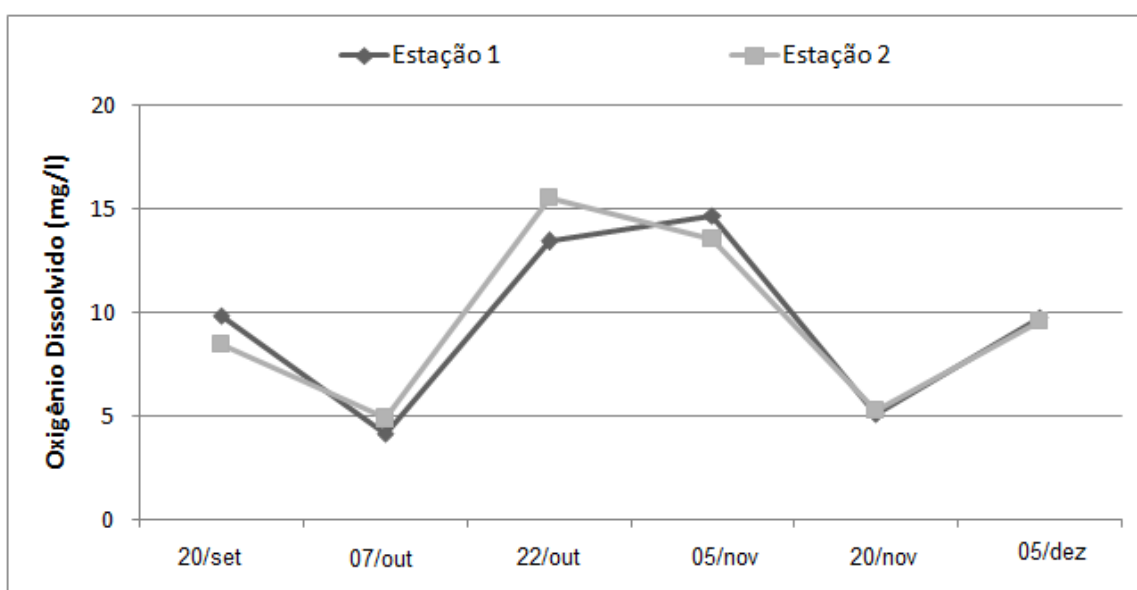


Figura 04 – Variação do Oxigênio Dissolvido da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

O pH manteve-se ligeiramente alcalino, variando de 8,1 a 9,2 na Estação 01 e de 8,1 a 9,4 na Estação 02 (Figura 05), ocorrendo uma discreta variação ao longo do cultivo.

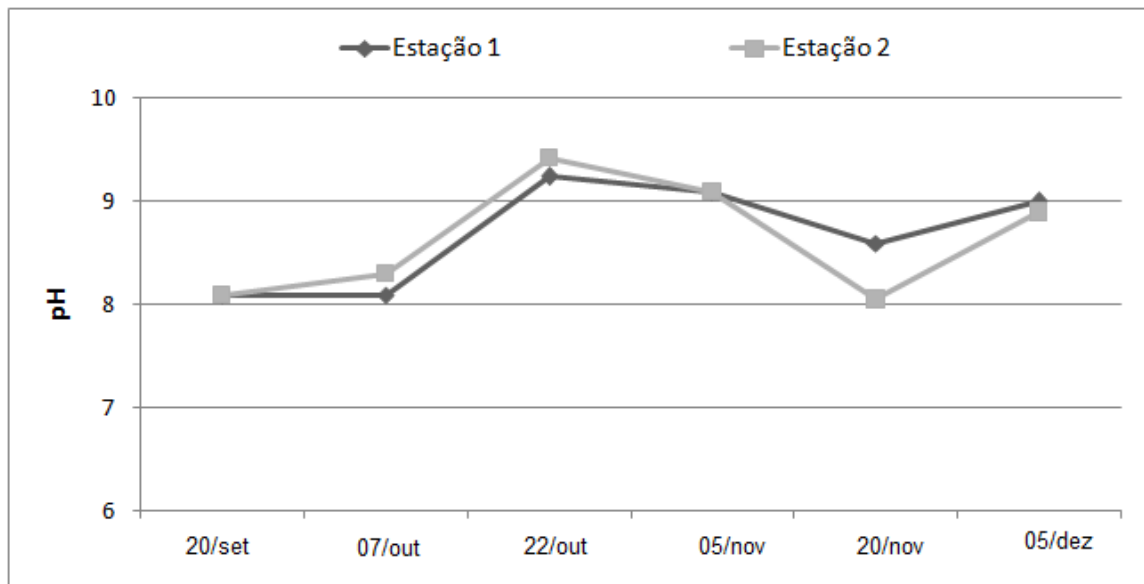


Figura 05 – Variação do pH da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

No ciclo de cultivo estudado, a menor salinidade registrada foi de 26,9 na estação 01 e a maior de 30 ppm (Figura 06). Nas duas estações de coleta, a salinidade se manteve estável (30 ppm) até a 3ª data de coleta, sofrendo um declínio e em seguida, voltando a subir (Figura 06).

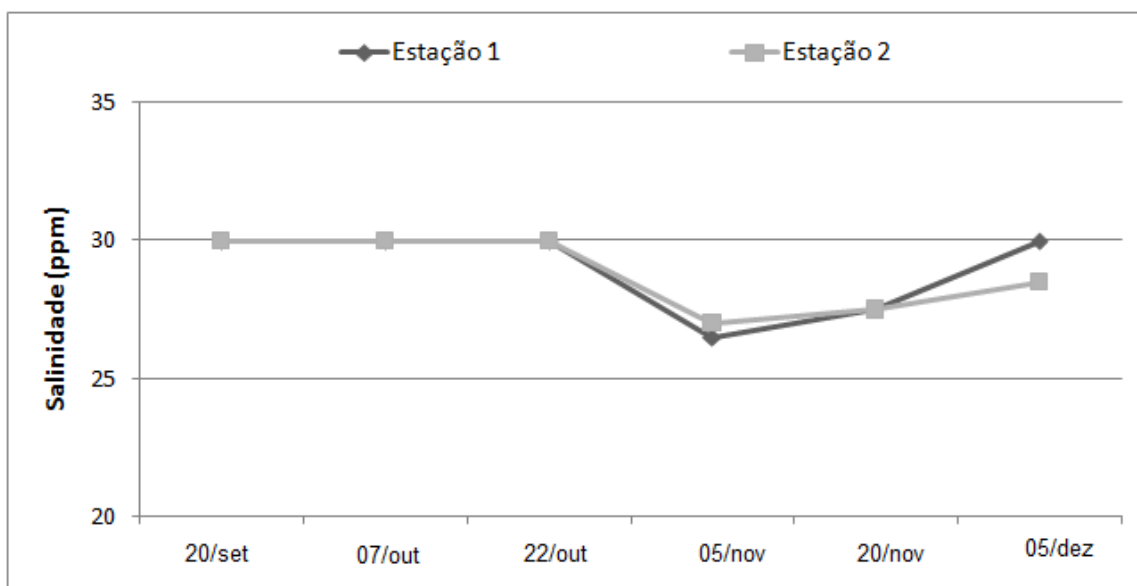


Figura 06 – Variação da Salinidade da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

A transparência apresentou padrão semelhante nas duas estações, diminuindo bruscamente e depois mantendo-se com pequena variação. O maior valor registrado foi 55 cm (20/set) e o menor, 17cm (22/out), ambos na Estação 01 (Figura 07).

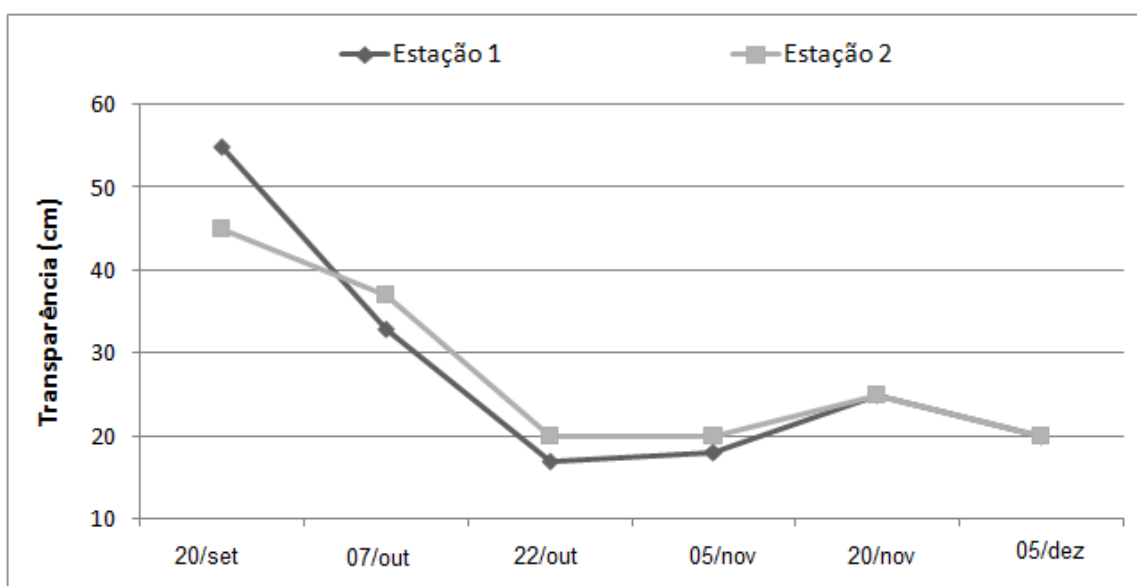


Figura 07 – Variação da Transparência da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

5.2 PARÂMETROS BIOLÓGICOS

5.2.1 Clorofila a

Como mostra a Figura 08, na estação 01, a clorofila a aumentou ao longo do cultivo, atingindo um máximo de 471,34 mg/m³ dia 20/11 e em seguida, sofre uma queda, 387,64 mg/m³. Na estação 02, o comportamento desta variável foi semelhante, mas os valores registrados foram menores, sendo o máximo de 250,8 mg/m³ na 4^o coleta (dia 05/11). A amostra do dia 05/Nov da Estação 01 foi perdida.

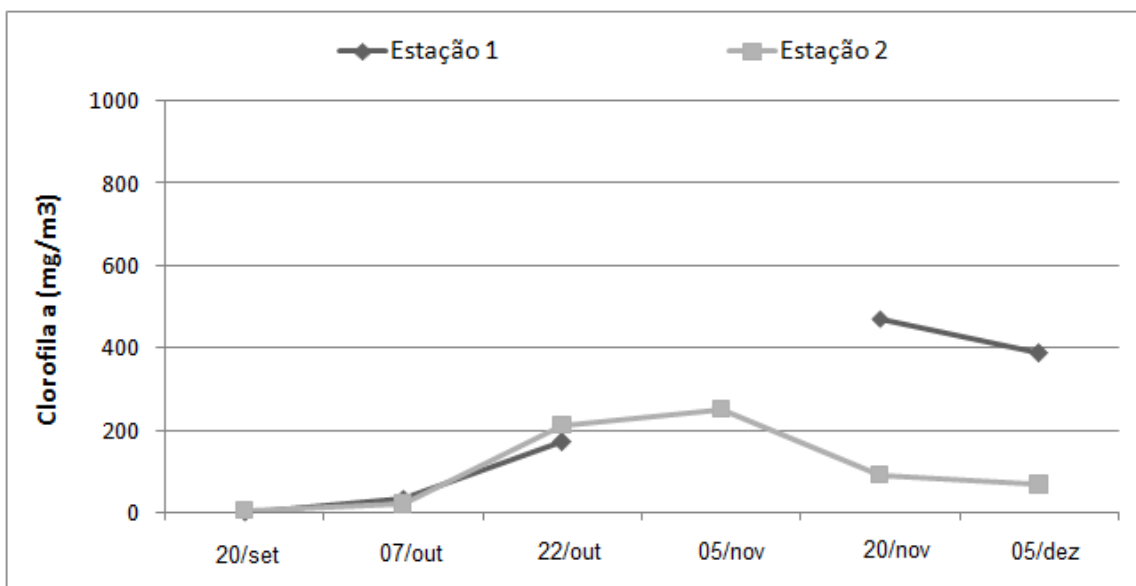


Figura 08 – Variação da Clorofila “a” da água do viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

5.2.2 Fitoplâncton

A comunidade microfitoplanctônica esteve representada por 95 táxons infraespecíficos e específicos, distribuídos entre as Divisões: Bacillariophyta (69 táxons) com 73% do total, Chlorophyta com 14 táxons (15%), Dinophyta (5%), Cyanophyta (6%) e Euglenophyta (1%) (Figura 09).

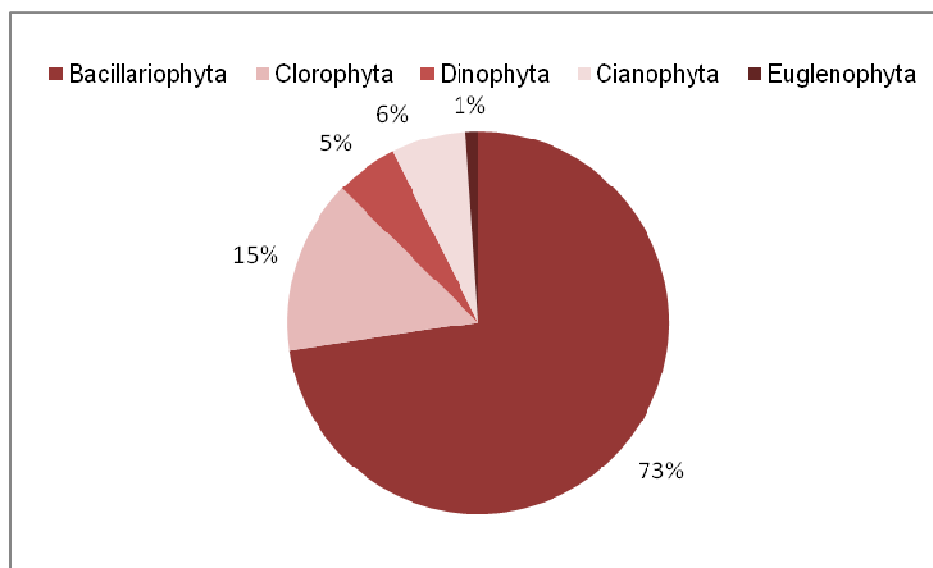


Figura 09 – Contribuição em porcentagem das divisões na composição do microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Em termos de densidade total, na estação 01 ocorreu um aumento ao longo do cultivo, sofrendo uma diminuição na última coleta. Já na estação 02, as densidades fitoplanctônicas não apresentaram uma tendência uniforme de aumento ou decréscimo nos seus valores ao longo do ciclo investigado (Tabela 04). Em relação à densidade específica, observou-se que *Navicula*, *Pleurosigma* e *Nitzschia* foram os gêneros mais abundantes, sendo os principais responsáveis pela dominância da divisão Bacillariophyta nas duas estações de coleta.

Tabela 04 – Densidade total do Microfitoplâncton (org/L) em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Coleta	Estação 01	Estação 02
20/09	22.800	104.400
07/10	27.300	40.200
22/10	38.000	40.300
05/11	40.600	55.000
20/11	59.300	45.900
05/12	3.600	11.400

A Tabela 05 apresenta a sinopse taxonômica de todas as espécies microfitoplanctônicas registradas neste estudo.

Em termos de abundância relativa, a divisão Bacillariophyta foi um grupo que variou de abundante a dominante, com porcentagem muito acima dos demais grupos. A divisão cyanophyta teve maior importância no início do cultivo (2ª coleta), atingindo 32% de abundância relativa na Estação 01 e 27% na 1ª coleta da Estação 02 (Figura 10).

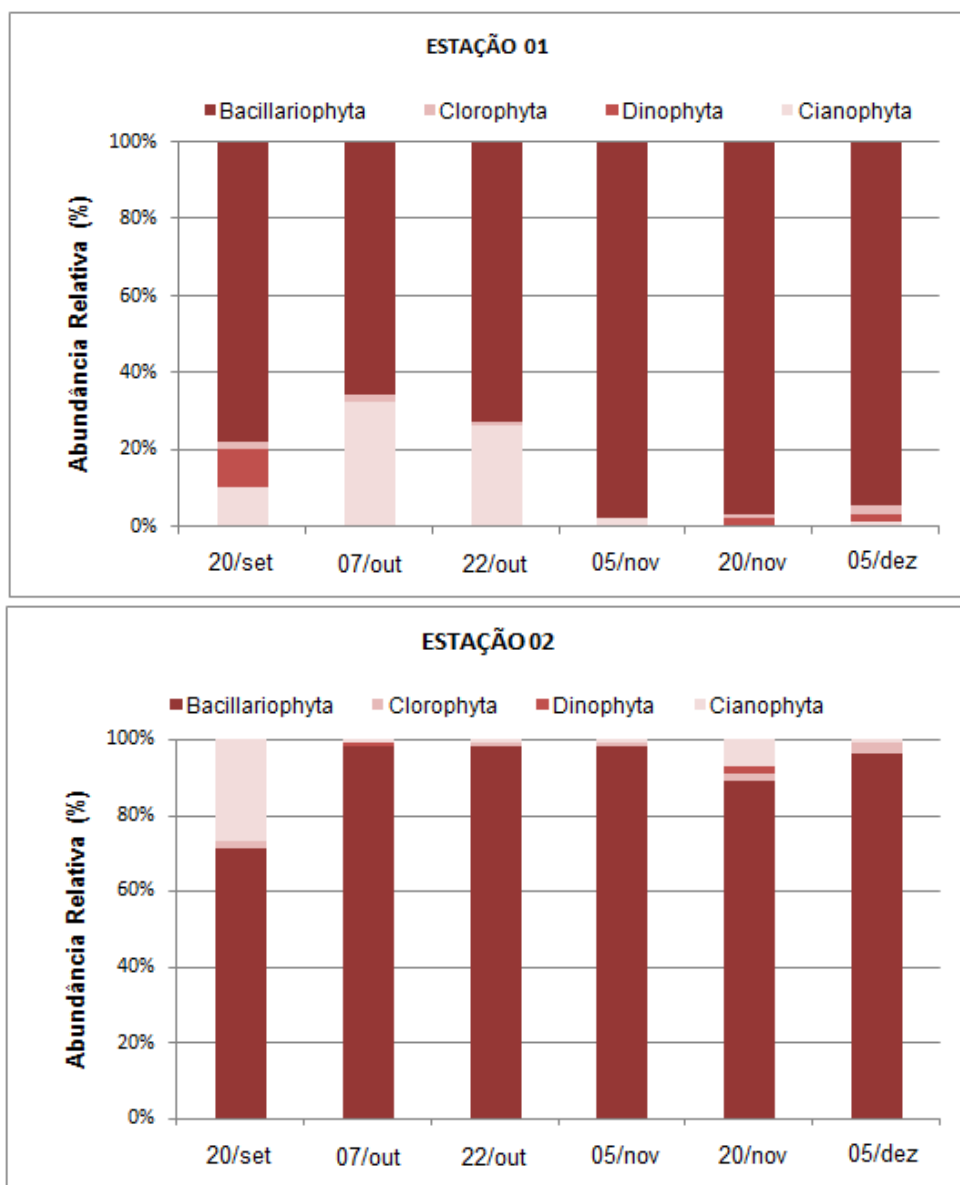


Figura 10 – Abundância relativa microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Tabela 05 – Sinopse Taxonômica do Microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Filo/Divisão	Classe	Ordem	Família	Espécies				
BACILLARIOPHYTA	Coscinodiscophyceae	Thalassiosirales	Thalassiosiraceae	<i>Thalassiosira subtilis</i> (Ostenfeld) Gran <i>Thalassiosira</i> spp				
			Stephanodiscaceae	<i>Cyclotella</i> sp				
			Skeletonemataceae	<i>Skeletonema costatum</i> (Greville) Cleve <i>Detonula</i> sp				
		Aulacoseirales	Aulacoseiraceae	<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Ralfs				
		Coscinodiscales	Coscinodiscaceae	<i>Coscinodiscus</i> spp <i>Polymixis coronalis</i> Bailey				
			Heliopeltaceae	<i>Actinoptychus splendens</i> (Shadbolt) Ralfs ex Pritchard <i>Actinoptychus senarius</i> Ehrenberg				
			Triceratiales	Triceratiaceae	<i>Odontella aurita</i> (Lyngbye) Brébisson <i>Odontella longicruris</i> Greville <i>Odontella mobiliensis</i> (Bailey) Grunow <i>Odontella regia</i> (Schultze) Ostenfeld <i>Odontella sinensis</i> Greville <i>Triceratium favus</i> Ehrenberg <i>Triceratium favus quadrata</i> Villefranche <i>Triceratium reticulum</i> Ehrenberg <i>Eupodiscus radiatus</i> Bailey <i>Cerataulus smithii</i> Ralfs <i>Cerataulus turgidus</i> Ehrenberg			
		Biddulphiales			Biddulphiaceae	<i>Bidulphia alternans</i> (Bailey) Van Heurck <i>Bidulphia</i> sp <i>Terpsinoë musica</i> Ehrenberg		
						Hemiaulales	Hemiaulaceae	<i>Eucampia zoodiatum</i> Ehrenberg <i>Eucampia</i> sp <i>Hemiaulus sinensis</i> Greville
								Lithodesmiales

Cont. da Tabela 05 – Sinopse Taxonômica do Microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Filo/Divisão	Classe	Ordem	Família	Espécies
BACILLARIOPHYTA	Coccinodiscophyceae	Rhizosoleniales	Rhizosoleniaceae	<i>Rhizosolenia hebeata</i> Bailey
				<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell
				<i>Rhizosolenia setigera</i> Brightwell
				<i>Rhizosolenia styliformis</i> Brightwell
		Chaetocerales	Chaetocerataceae	<i>Bacteriastrum varians</i> Lauder
				<i>Chaetoceros atlanticus</i> Cleve
				<i>Chaetoceros compressus</i> Lauder
				<i>Chaetoceros constrictus</i> Gran
				<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve
				<i>Chaetoceros decipiens</i> Cleve
	<i>Chaetoceros diversus</i> Cleve			
	<i>Chaetoceros lorenzianus</i> Grunow			
	<i>Chaetoceros paradoxum</i> Cleve			
	<i>Chaetoceros peruvianus</i> Brightwell			
	Leptocylindrales	Leptocylindraceae	<i>Leptocylindrus danicus</i> Cleve	
	Paraliales	Paraliaceae	<i>Paralia sulcata</i> (Ehrenberg) Cleve	
	Melosirales	Melosiraceae	<i>Melosira arctica</i> (Ehrenberg) Dickie	
<i>Melosira dubia</i> Kützing				
Fragilariophyceae	Fragilariales	Fragilariaceae	<i>Fragilaria</i> sp	
			<i>Asterionellopsis glacialis</i> (Castracane) E. F. Round	
	Thalassionematales	Thalassionemataceae	<i>Thalassionema nitzchioides</i> Grunow	
			<i>Thalassionema frauenfeldi</i> (Grunow) Hallegraef	
Licmophorales	Licmophoraceae	<i>Licmophora</i> sp		
Bacillariophyceae	Surirellales	Surirellaceae	<i>Surirella ovata</i> Kützing	
			<i>Surirella robusta</i> Ehrenberg	
			<i>Surirella</i> spp	
			<i>Campylodiscus</i> sp	

Cont. da Tabela 05 – Sinopse Taxonômica do Microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Filo/Divisão	Classe	Ordem	Família	Espécies
BACILLARIOPHYTA	Bacillariophyceae	Surirellales	Entomoneidaceae	<i>Amphiprora angustata</i> Hende
				<i>Amphiprora alata</i> (Ehrenberg) Kützing
				<i>Amphiprora surirelloides</i> Hende
	Bacillariophyceae	Naviculales	Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i> sp
			Naviculaceae	<i>Navicula</i> spp
			Pleurosigmataceae	<i>Pleurosigma</i> sp
			Diploneidaceae	<i>Diploneis</i> sp
		Thalassiophysales	Catenulaceae	<i>Amphora</i> sp
		Bacillariales	Bacillariaceae	<i>Nitzschia closterium</i> (Ehrenberg) W. Sm.
				<i>Nitzschia seriata</i> Cleve
		Achnanthes	Achnanthaceae	<i>Achnanthes</i> sp
Cocconeidaceae	<i>Cocconeis</i> sp			
CYANOPHYTA	Cyanophyceae	Chroococcales	Chroococcaceae	<i>Choorococcus</i> sp
				<i>Merismopedia</i> sp
		Nostocales	Oscillatoriaceae	<i>Lyngbia</i> sp
				<i>Oscillatoria</i> sp
				<i>Spirulina laxissima</i> G. S. West
				<i>Spirulina meneghiniana</i> Zanard
DINOPHYTA	Dinophyceae	Gonyaulacales	Ceratiaceae	<i>Ceratium furca</i> (Ehrenberg) Claparéde & Lachmann
				<i>Ceratium fusus</i> (Ehrenberg) Dujardin
		Peridiniales	Congruentidaceae	<i>Proto-peridinium</i> sp
				Dinophysiales
EUGLENOPHYTA	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	<i>Phacus</i> sp

Cont. da Tabela 05 – Sinopse Taxonômica do Microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Filo/Divisão	Classe	Ordem	Família	Espécies
CHLOROPHYTA	Chlorophyceae	Chlorococcales	Scenedesmaceae	<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turpin) Brébisson
				<i>Scenedesmus flexuosus</i> (Lemmermann)
				<i>Scenedesmus</i> sp
			Hydrodictyceae	<i>Pediastrum duplex</i> Meyen
				<i>Pediastrum clathratum</i> (Schroeter) Lemmerman
	Zygnemaphyceae	Zygnematales	Zygnemataceae	<i>Spirogyra</i> sp
			Desmidiaceae	<i>Cosmarium amoenum</i> Brébisson
				<i>Cosmarium reniforme</i> (Ralfs) Archer
				<i>Cosmarium</i> sp
				<i>Staurastrum dorsidentiferum</i> W. & G. S. West
				<i>Staurastrum sebaldi</i> Reinsch
<i>Staurastrum</i> sp				
<i>Xanthidium</i> sp				
<i>Micrasterias alata</i> Wallich				

Na Tabela 06 podem ser observadas as espécies microfitoplanctônicas segundo sua frequência de ocorrência no estudo. *Amphiprora alata*, *Aulacoseira granulata*, *Coscinodiscus* spp, *Cyclotella* spp, *Fragilaria* sp, *Melosira arctica*, *Navicula* spp, *Nistchia* spp, *Odontella mobiliensis*, *Oscillatoria* sp, *Pleurosigma* sp, *Polimyxus coronalis*, *Spyrogyra* sp e *Thalassiosira* spp ocorreram em todas as amostras.

Tabela 06 – Frequência de ocorrência das espécies microfitoplanctônicas em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Muito Frequentes (F > 70 %)

Amphiprora alata, *Aulacoseira granulata*, *Acnanthes* sp, *Amphiprora angustata*, *Amphora* sp, *Cocconeis* sp, *Coscinodiscus* spp, *Cerataulus smithii*, *Ceratium fusus*, *Cyclotella* spp, *Fragilaria* sp, *Diploneis* sp, *Lyngbia* sp, *Melosira arctica*, *Melosira dubia*, *Navicula* spp, *Nistchia* spp, *Odontella mobiliensis*, *Odontella sinensis*, *Oscillatoria* sp, *Pleurosigma* sp, *Polimyxus coronalis*, *Scenedesmus flexuosus*, *Scenedesmus quadricauda*, *Spyrogyra* sp e *Thalassiosira* spp, *Triceratium favus*.

Freqüentes (F > 40 < 70%)

Amphiprora surirelloides, *Cerataulus turgidus*, *Ditylum brightwieri*, *Ditylum sol*, *Merismopedia* spp, *Odontella regia*, *Paralia sulcata*, *Rhizosolenia setigera*, *Scenedesmus* sp, *Skeletonema costatum*, *Surirella ovata*, *Surirella* spp, *Thalassionema nitzchioides*, *Thalassionema frauenfeldi*, *Triceratium reticulum*, *Triceratium favus quadrata*.

Pouco Frequentes (F >10 < 40 %)

Actinoptychus splendens, *Bidulphia* sp, *Campylodiscus* sp, *Ceratium furca*, *Chaetoceros compressus*, *Chaetoceros decipiens*, *Chaetoceros lorenzianus*, *Chaetoceros peruvianus*, *Cosmarium* sp, *Cosmarium amoenum*, *Cosmarium reniforme*, *Detonula* sp, *Dinophysis* sp, *Eucampia* sp, *Eupodiscus radiatus*, *Hemiaulus sinensis*, *Licmophora* sp, *Micrasterias alata*, *Nitzchia closterium*, *Nitzchia seriata*, *Odontella aurita*, *Odontella longicuris*, *Pediastrum simplex*, *Pinnularia* sp, *Protoperidinium* sp, *Rhizosolenia styliformis*, *Spirulina meneghiniana*, *Staurastrum dorsidentiferum*, *Staurastrum sebaldi*, *Staurastrum* sp, *Thalassiosira subtilis*, *Xanthidium* sp.

Esporádicas (F < 10%)

Actinoptychus senarius, *Asterionellopsis glacialis*, *Bacteriastrium varians*, *Bidulphia alternans*, *Ceratium trichoceros*, *Chaetoceros atlanticus*, *Chaetoceros constrictus*, *Chaetoceros curvisetus*, *Chaetoceros diversus*, *Chaetoceros paradoxum*, *Choorococcus* sp, *Eucampia zoodiatum*, *Leptocylindrus danicus*, *Pediastrum clathratum*, *Phacus* sp, *Rhizosolenia hebebatata*, *Rhizosolenia imbricata*, *Spirulina laxissima*, *Surirella robusta*, *Terpisiñoe musica*.

A diversidade média nas estações de coleta teve um máximo de 2,0 bits/ind e um mínimo de 0,96 bits/ind (Figura 11). Em relação à equitabilidade média nas estações estudadas, a máxima foi de 0,76 e a mínima de 0,28 (Figura 10).

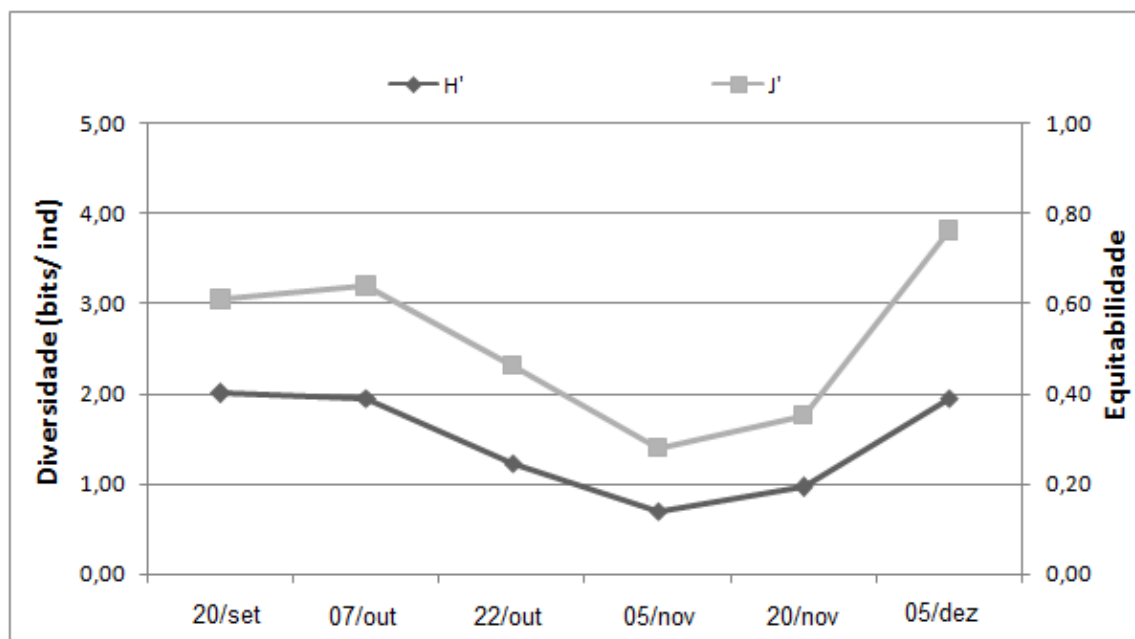


Figura 11 – Médias de Diversidade (H') e Equitabilidade (J') do microfitoplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

5.2.3 Zooplâncton

Foram identificados 34 táxons, sendo 19 a nível específico, 3 a nível de gênero e o restante a nível de grupo. Sendo esses táxons distribuídos em três grupos principais: Copepoda, Rotifera e Cladocera. O restante dos grupos foi composto por Ostracoda, Insecta, Nematoda, Polychaeta, Decapoda, Cirripedia, Chaetognata e Ciliata considerados na categoria “outros”.

Os copepodos foram dominantes qualitativamente, contribuindo com 12 do total de espécies identificadas, representando 35%, rotíferos contribuíram com 27%, outros organismos com 29% e cladóceros com 9% (Figura 12).

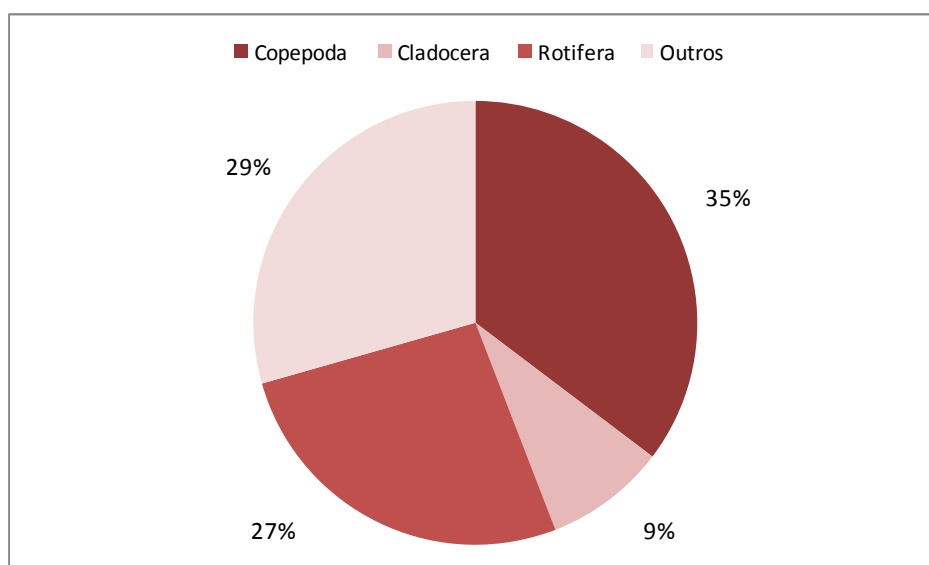


Figura 12 – Contribuição em porcentagem das divisões na composição do zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Conforme mostra a Tabela 07, em relação à densidade ocorreu uma diminuição acentuada ao longo do cultivo em ambas estações de coleta, atingindo valores muito baixos a partir da 4^o quinzena de coleta. Os principais responsáveis pela dominância de Copepoda nos ambientes estudados foram: *Acartia lilljeborgi*, *Euterpina acutifrons*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi* e *Parvocalanus crassirostris*.

Tabela 07 – Densidade total do Zooplâncton (org/m³) em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Coleta	Estação 01	Estação 02
20/09	162.000	14.125
07/10	5.000	17.250
22/10	7.375	1.625
05/11	375	375
20/11	500	375
05/12	376	500

Em termos de abundância relativa, a subclasse Copepoda foi um grupo que variou de abundante a dominante, na estação 01, atingindo porcentagens muito acima dos demais grupos. Na coleta do dia 05/11, os cladóceros se destacaram,

atingindo 33,3% do total. Na estação 02, Copepoda foi dominante em todo o período estudado (Figura 13).

A Tabela 08 apresenta a sinopse taxonômica de todas as espécies zooplanctônicas resgistradas neste estudo.

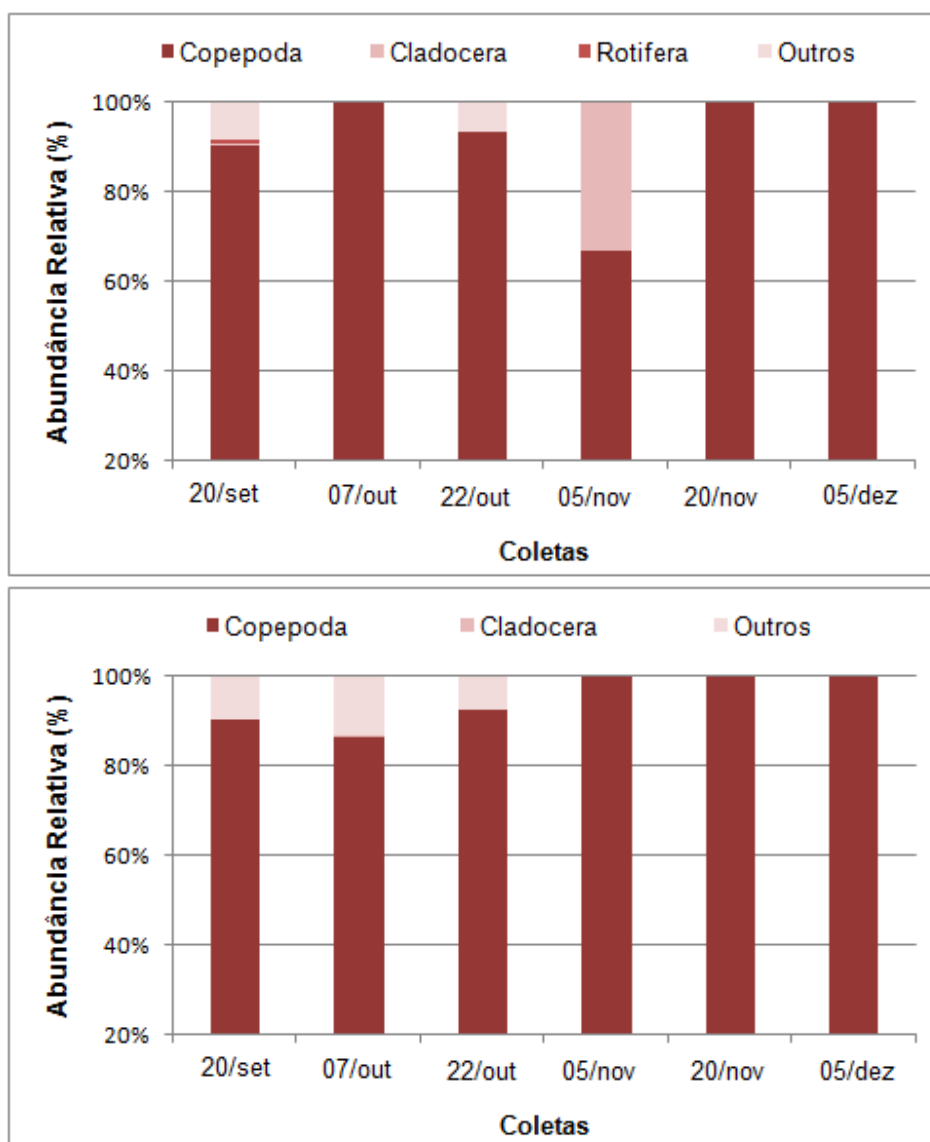


Figura 13 – Abundância relativa do Zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Tabela 08 – Sinopse Taxonômica do Zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Reino	Filo	Subfilo	Classe	Subclasse	Ordem	Infraordem	Família	Gênero	Espécie
Animalia	Rotifera		Eurotatoria	Monogononta	Ploima		Brachionidae	<i>Brachionus</i>	<i>Brachionus mirus</i> Daday
									<i>Brachionus plicatilis</i> Mueller
									<i>Brachionus calyciflorus</i> Pallas
								<i>Keratella</i>	<i>Keratella cochlearis</i> Gosse
							Lecanidae	<i>Lecane</i>	<i>Lecane bulla</i> Gosse
									<i>Lecane formosa</i> Haring & Myers
									<i>Lecane luna</i> (Müller)
	Flosculariaceae		Filiniidae	<i>Filinia</i>	<i>Filinia camasecla</i> Myers				
	Bdelloidea								
	Arthropoda	Crustacea	Maxillopoda	Copepoda	Calanoida		Pontellidae	<i>Labidocera</i>	<i>Labidocera fluviatilis</i> F. Dahl
							Acartiidae	<i>Acartia</i>	<i>Acartia lilljeborgi</i> Giesbrecht
									<i>Acartia tonsa</i> Dana
							Paracalanidae	<i>Parvocalanus</i>	<i>Parvocalanus crassirostris</i> F. Dahl
							Oithonidae	<i>Oithona</i>	<i>Oithona oswaldocruzzi</i> L. Oliveira
									<i>Oithona hebes</i> Giesbrecht,
					Cyclopoida	Cyclopidae	<i>Apocyclops</i>	<i>Apocyclops procerus</i> (Herbst)	
							<i>Halicyclops</i>	<i>Halicyclops</i> sp	
							<i>Metacyclops</i>	<i>Metacyclops</i> sp	
					Harpacticoida		Euterpinidae	<i>Euterpina</i>	<i>Euterpina acutifrons</i> (Brian)
					Ostracoda				
Malacostraca					Eumalacostraca	Decapoda			
	Brachyura								

Cont. da Tabela 08 – Sinopse Taxonômica do Zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Reino	Filo	Subfilo	Classe	Subclasse	Ordem	Família	Gênero	Espécie
Animalia	Arthropoda	Crustacea		Cirripedia				
			Branchiopoda	Phyllopoda	Anomopoda	Bosminidae	<i>Bosmina</i>	<i>Bosmina hagmanni</i> (Stingelin)
						Moinidae	<i>Moina</i>	<i>Moina micrura</i> (Kurz)
						Ilyocryptidae	<i>Ilyocryptus</i>	<i>Ilyocryptus spinifer</i> Herrick
			Insecta					
	Annelida		Polychaeta					
	Chaetognatha		Sagittoidea			Sagittidae	<i>Sagitta</i>	<i>Sagitta sp.</i>
Nematoda								
Protista	Ciliophora		Ciliata	Spirotricha	Tintinnida			

Na Tabela 09 podem ser observados os organismos do zooplâncton segundo sua frequência de ocorrência no estudo. *Apocyclops procerus*, *Euterpina acutifrons*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi*, Classes Insecta e Polychaeta, Ordem Harpacticoida, além das formas jovens de Copepoda ocorreram em todas as amostras.

Tabela 09 - Frequência de Ocorrência do zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

Muito Frequentes ($F > 70\%$)

Apocyclops procerus, *Acartia lijenborgii*, *Brachionus plicatilis*, *Euterpina acutifrons*, Insecta (larva), náuplios / copepoditos, Nematoda, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi*, Harpacticoida, Polychaeta (Larva), *Sagitta sp*, Tintinida.

Frequentes ($F > 40 < 70\%$)

Acartia tonsa, Cyclopoida, *Bosmina hagmani*, *Brachionus calyciflorus*, Brachiura (Metanáuplio e Zóea), Ciliado, Cirripédia (náuplio e cipris), Decapoda (Pós-Larva), *Parvocalanus crassirostris*.

Pouco Frequentes ($F > 10 < 40\%$)

Filinia camasecla, *Lecane bulla*, *Lecane formosa*, *Lecane luna*, Bdelloidea, Ostracoda.

Esporádicas ($F < 10\%$)

Brachionus mirus, *Halicyclops sp*, *Ilyocriptus spinifer*, *Keratella cochlearis*, *Labidocera fluviatilis*, *Metacyclops sp*, *Moina micrura*.

A diversidade média nas estações de coleta teve um máximo de 1,68 bits/ind e um mínimo de 0,86 bits/ind (Figura 14). Apesar dos baixos valores de diversidade, a equitabilidade média nas estações estudadas foi elevada, obtendo máximo de 1,00 e mínimo de 0,63 (Figura 14).

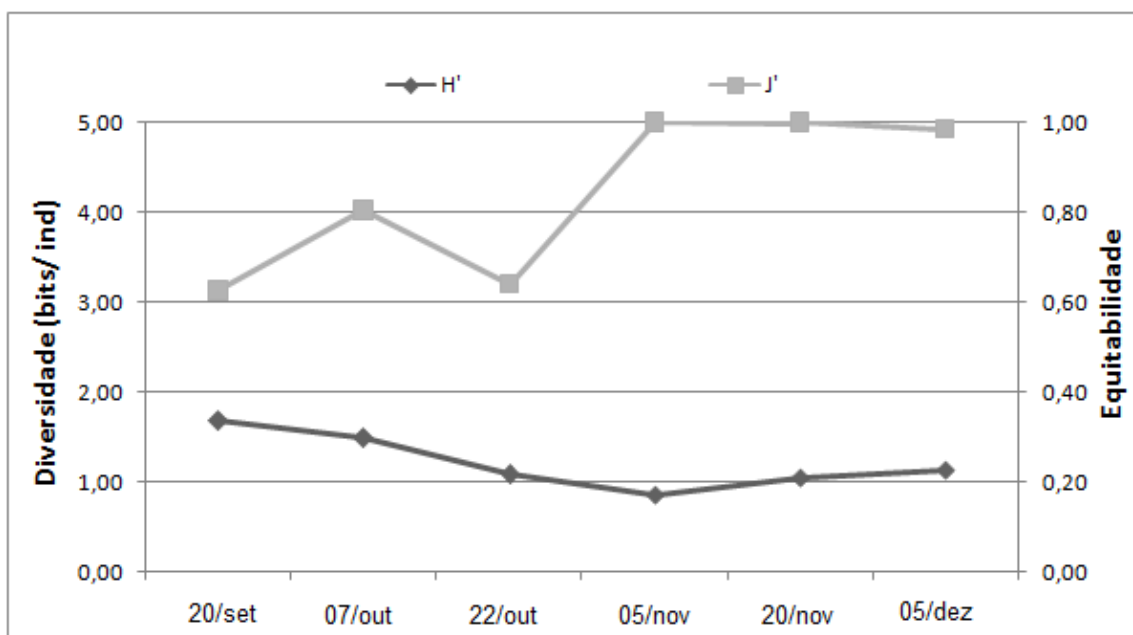


Figura 14 – Médias de Diversidade (H') e Equitabilidade (J') do Zooplâncton em viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo.

5.3 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

A análise de kruskal-wallis apresentou diferença significativa ao longo do cultivo para os seguintes parâmetros abióticos: pH ($H = 19,36$; $p = 0,0016$); oxigênio dissolvido ($H = 20,63$; $p = 0,0010$); e transparência ($H = 21,29$; $p = 0,0007$). Somente temperatura e salinidade não diferiram significativamente ao nível de 0,05 durante a criação de *L. vannamei*.

A Tabela 10 mostra que não houve diferença significativa em nenhuma das situações testadas. Dessa forma, aceita-se:

H0: A mensuração feita na superfície é a mesma próxima ao fundo;

H0: A média obtida é igual nas estações de coleta;

H0: A densidade total obtida é igual nas estações de coleta;

Tabela 10 - Valores de p resultantes dos testes de hipóteses

Variável em teste	Teste	Estatística do teste	p valor	Análise
Estação 01: Superfície x Fundo	Mann-Whitney			
pH	"	0,5604	0,5752	NS
OD	"	0,6405	0,5218	NS
Salinidade	"	0,0000	1,0000	NS
Temperatura	"	1,6813	0,0927	NS
Estação 02: Superfície x Fundo	Mann-Whitney			
pH	"	0,1601	0,8728	NS
OD	"	0,6405	0,5218	NS
Salinidade	"	1,0408	0,2980	NS
Temperatura	"	1,3611	0,1735	NS
Média Estação 01 x Estação 02	Mann-Whitney			
pH	"	0,2402	0,8102	NS
OD	"	0,0000	1,0000	NS
Salinidade	"	0,2402	0,8102	NS
Temperatura	"	1,6013	0,1093	NS
Transparência	"	0,4804	0,6310	NS
Densidade Zoo Est. 01 x Est. 02	Mann-Whitney	0,2402	0,8102	NS
Densidade Fito Est. 01 x Est. 02	Mann-Whitney	1,1219	0,2623	NS

NS – Não Significativo

O teste de correlação linear realizado entre os parâmetros abióticos mostrou que as variáveis selecionadas pelo teste como significativas foram: transparência com o pH ($r = - 0,83$; $p = 0,04$) e oxigênio dissolvido com o pH ($r = 0,83$; $p = 0,04$).

O teste de correlação linear realizado entre as variáveis abióticas (pH, OD, Salinidade, Transparência e Temperatura) e os grupos do microfitoplâncton mostrou que somente uma variável foi selecionada pelo teste como significativa: a densidade de dinoflagelados com a transparência ($r = 0,91$; $p = 0,01$).

O teste de correlação linear executado entre os parâmetros abióticos e a clorofila "a" mostrou que somente uma variável foi selecionada pelo teste como significativa: a transparência, que se correlacionou negativamente com a clorofila "a" ($r = - 0,86$; $p = 0,02$).

6. DISCUSSÃO

6.1 PARÂMETROS ABIÓTICOS

O estudo dos fatores físicos e químicos em ambientes aquáticos é de grande importância devido a sua influência sobre os processos metabólicos (ELER et al., 2001). Em relação à pluviosidade, os dados mostraram que o município de Curuçá apresenta uma característica climática predominante na região, composta por um período intenso de chuvas, o “período chuvoso” (janeiro a junho) e outro período denominado “menos chuvoso” ou “estiagem” (julho a dezembro).

A temperatura está intimamente relacionada com reações químicas e bioquímicas que ocorrem na água e também outros processos tais como solubilidade dos gases nela dissolvidos (ELER et al., 2001).

Este fator também tem efeito no desenvolvimento dos organismos, como os camarões, que por serem animais poiquilotérmicos, sofrem influência direta em sua taxa metabólica, interferindo em processos essenciais, como a reprodução, crescimento, alimentação e respiração (VALENTI, 1985; HENNING; ANDREATTA, 1998). Além disso, a excreção de amônia, principal produto do catabolismo das proteínas, é diretamente influenciada pelo aumento de temperatura e salinidade (JING et al., 2000).

Nuñez-Pastén (1988) constatou que as maiores taxas de crescimento foram obtidas em temperaturas que variaram de 25,0 a 32,0°C. Rocha; Maia (1998) confirmam esses dados, afirmando que a temperatura registrada nas regiões Norte e Nordeste do Brasil apresentam patamar ideal para esta atividade, com os camarões desenvolvendo-se bem na faixa de 26 a 32°C.

Cunha (2003) estudando um ciclo semi-intensivo de cultivo de *L. vannamei* no Ceará registrou máxima de 25,9 °C e Chelappa; Lima; Câmara (2007) estudando durante um ciclo de cultivo em viveiros de engorda de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte registraram 30,7°C como a temperatura mais elevada.

Pereira et al. (2007) estudando o estuário do rio Curuçá no período seco (agosto/2004) registrou temperatura máxima de 30,5°C.

Estas altas temperaturas registradas corroboram Macedo; Costa (1978) que afirmam que na estação seca as altas temperaturas e altas salinidades coexistem devido à redução de água doce, através de um fluxo menor proveniente dos rios e da chuva.

Neste trabalho, as temperaturas foram mais elevadas que as registradas por Pereira et al. (2007), mostrando que a temperatura no ambiente de cultivo é mais elevada que em ambiente natural, provavelmente devido à baixa profundidade do viveiro e à elevada insolação na região.

Segundo Sipaúba-Tavares (1998b), o oxigênio dissolvido é um elemento essencial ao metabolismo de todos os animais aquáticos que possuem respiração aeróbica e sua dinâmica no sistema aquático é básica para o entendimento da distribuição, comportamento e crescimento dos organismos.

Rocha; Maia (1998) afirmam que esta variável é a mais importante e crítica na qualidade da água. As taxas de oxigênio requeridas pelos animais aquáticos são bastante variadas e dependem, além da temperatura e da salinidade, da espécie, do tamanho, do alimento ofertado e de sua atividade. Para o *L. vannamei*, índices superiores a 3 mg/l propiciam um melhor desenvolvimento (BOYD, 2000; ROCHA; MAIA, 1998).

Quando os níveis de oxigênio nos viveiros de aquicultura tornam-se baixos, os organismos cultivados podem apresentar uma condição de estresse fisiológico. Esta situação provoca uma grande vulnerabilidade destes animais, o que acarreta no enfraquecimento do sistema imunológico e o conseqüente aparecimento de infecções. Além disso, a baixas concentrações de OD na água, usualmente entre 1,5 e 3,0 mg/l, ocorre um decréscimo da ingestão do alimento pelos camarões resultando em um baixo crescimento e uma alta conversão alimentar (BARBIERI-JÚNIOR; OSTRENSKY, 2002). Mesmo não apresentando sistema de aeração artificial, esta situação não ocorreu durante as coletas (período da manhã) no viveiro estudado, já que o menor valor registrado foi de 4,2 mg/l.

Este parâmetro variou de 6,38 a 7,16 mg/l em viveiros localizados no Rio Grande do Norte no estudo de Chelappa; Lima; Câmara (2007), enquanto que

Cunha (2003) obteve menores valores, entre 0,3 e 5,9mg/l em um cultivo semi-intensivo de *L.vannamei* no Ceará. Na região do estuário do rio Curuçá, Pereira et al. (2007) registrou em agosto/2004 o máximo de 8,2 mg/l de oxigênio dissolvido.

Neste estudo, o oxigênio dissolvido atingiu, em determinados momentos do cultivo, valores mais elevados que os registrados por Pereira et al. (2007) no Estuário do rio Curuçá.

O oxigênio dissolvido correlacionou-se positivamente com o pH ($r = 0,83$), revelando que à medida que aumenta uma das variáveis, a outra também aumenta. Neste estudo, os maiores valores de oxigênio dissolvido foram registrados nas coletas dos dias 22/out e 05/nov, coincidindo com as datas em que foram registrados os maiores valores de pH. Selzlein et al. (2007) estudando um cultivo de peixes também registraram o pH se correlacionando positivamente com o oxigênio dissolvido. Noriega et al. (2005) estudando o estuário de Barra das Jangadas (PE) também observaram uma correlação positiva entre pH e oxigênio dissolvido.

O oxigênio dissolvido variou significativamente ao longo do tempo ($p = 0,0010$), mostrando que esta variável sofre influência do cultivo.

O potencial hidrogeniônico (pH) é uma medida da concentração de íons de hidrogênio na água, que indica se esta é ácida ou básica. É um importante parâmetro nos ambientes aquáticos e sua relação com os animais do meio está diretamente ligada a efeitos sobre o metabolismo e processos fisiológicos dos camarões (ROCHA; MAIA, 1998). Além disso, índices elevados aumentam a concentração de amônia não-ionizada (forma tóxica) na água (HÉRNANDEZ; NUNES, 2001).

Segundo Boyd (1990), o tecido branquial é o mais prejudicado pela acidez do meio. Quando estes são expostos a baixos valores de pH da água, a quantidade de muco da superfície branquial se incrementa tendo seu excesso, influência direta no intercâmbio gasoso e iônico que se realiza através das brânquias. Sendo assim, um desequilíbrio do balanço ácido-básico sangüíneo resulta em estresse respiratório e diminuição da concentração de cloreto de sódio, provocando um sério distúrbio osmótico (VINATEA, 2003).

Boyd (2000) afirma que em viveiros estuarinos, os valores de pH variam de 8,0 a 9,0, índices considerados ideais para a carcinicultura marinha por Rocha; Maia (1998). Boyd (2000) recomenda que o pH durante o cultivo esteja entre 7,0 e 8,5, já Marques; Andreatta (1999) utilizam uma faixa mais ampla, afirmando que os valores ótimos para camarões peneídeos encontram-se entre 6 e 9.

Chelappa; Lima; Câmara (2007) estudando durante um ciclo de cultivo viveiros de engorda de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte obtiveram dados de pH variando de 8,1 a 8,2. Pereira et al. (2007) registrou os valores de pH sempre na faixa caracteristicamente alcalina, variando de 7,2 a 8,0 no estuário do rio Curuçá.

Neste trabalho, os dados observados estiveram em alguns momentos do cultivo acima de 9,0, o que de acordo com Boyd (1989) já pode retardar o crescimento.

Foi detectada diferença significativa ao longo do cultivo para o pH ($p = 0,0016$), o que pode estar ligado à maior atividade fotossintética, que ao promover a assimilação de CO_2 pelo processo, acarreta a elevação do pH (ESTEVES, 1998).

Os camarões são animais eurihalinos, suportando diferentes gradientes de salinidade, entretanto, é importante procurar manter esse parâmetro dentro do requerido a fim de minimizar o seu efeito sobre os indivíduos, pois quanto mais distante da faixa ótima, maior gasto de energia durante o processo de osmorregulação (HÉRNANDEZ; NUNES, 2001).

Enquanto Boyd (2000) menciona que *L. vannamei* pode ser cultivado com êxito em salinidade variando de 0 a 40ppm, Hernández; Nunes (2001) afirmam que a faixa ideal de salinidade para a espécie é de 15 a 27 ppm e como condições adversas, valores abaixo de 10 e acima de 45ppm e Andrade et al. (1999) indicam como adequada, a faixa que vai de 5 a 55ppm.

O comportamento da salinidade neste estudo foi semelhante ao observado por Cavalcanti (2003) em um ciclo de cultivo semi-intensivo de *L. vannamei* na Paraíba. Magalhães et al. (2009) registrou máxima de 39,2 no estuário do Curuçá.

Os altos valores de salinidade registrados são justificados pelo período de estudo estar compreendido na época menos chuvosa, que vai de julho a

dezembro (SEPOF, 2008), na qual a cunha salina de água do mar aproxima-se do continente, penetrando no estuário e aumentando os teores de salinidade do rio.

De acordo com Esteves (1998), do ponto de vista óptico, a transparência da água pode ser considerada o oposto da turbidez (capacidade de dispersão da radiação). A medida da profundidade na qual o Disco de Secchi desaparece na água é o método mais frequentemente usado na aquicultura para avaliação da transparência.

Rocha; Maia (1998) indicam como adequada uma transparência que vá de 0,30 a 0,40m, bem próximo à faixa indicada por Boyd (2000), de 0,30m a 0,45m; que cita como valores críticos, àqueles maiores que 0,60m (quando a água se torna muito transparente, com produtividade inadequada) e inferiores a 0,20m (água muito turva, com conseqüente comprometimento do oxigênio dissolvido). Neste trabalho, os maiores valores de oxigênio dissolvido foram observados nos dias 22/out e 05/nov, período em que a água de cultivo esteve mais turva, sendo registradas as menores transparências. Provavelmente esse comprometimento do OD a que se refere Boyd (2000) esteja relacionado ao período noturno, no qual depois de poucas horas a respiração pela biota do viveiro resulta em uma brusca diminuição do OD (SIPAÚBA-TAVARES, 1994).

O comportamento da transparência foi semelhante aos resultados encontrados por Cavalcanti (2003) em dois ciclos de cultivo por ele estudados em viveiros na Paraíba. A média de transparência registrada neste estudo para as estações de coleta 01 e 02 foram 28 e 27,8cm, respectivamente, sendo inferiores à média obtida por Cunha (2003), que foi de 50cm em viveiros de cultivo semi-intensivo localizados no Estado do Ceará.

A transparência correlacionou-se negativamente com o pH ($r = - 0,83$), ou seja, o pH será mais elevado quanto mais turva for a água. Shimidt et al. (2003) estudando balneários no Rio Grande do Sul também registraram a transparência se correlacionando negativamente com o pH. Martins; Fernandes (2007) estudando uma lagoa natural no Espírito Santo também observaram esta correlação.

A transparência variou significativamente ao longo do tempo ($p = 0,0007$), revelando a influência do cultivo nesta variável, seja pelo maior aporte de ração,

maior incremento do volume de dejetos excretados pelos animais e/ou ressuspensão do sedimento em dias mais ventilados.

Santos (2004) para avaliar o comportamento das variáveis limnológicas em viveiros de camarão localizados em Pernambuco durante um ciclo de cultivo também fez coletas em dois pontos dentro do viveiro e assim como no presente estudo, em seus resultados não houve diferença significativa para os parâmetros avaliados tanto entre superfície e fundo quanto entre os pontos de coleta.

Ou seja, apesar da grande dimensão do viveiro amostrado (3,5ha) e da não utilização de nenhum sistema de aeração mecânica, não houve estratificação na coluna d'água, já que os parâmetros estudados na superfície e próximo ao fundo não diferiram significativamente ao nível de 0,05; e como não houve variação significativa para os parâmetros avaliados entre as estações 01 e 02, o viveiro de cultivo foi considerado um sistema homogêneo.

6.2 PARÂMETROS BIOLÓGICOS

6.2.1 Clorofila "a"

Sendo a clorofila um dos principais pigmentos responsáveis pela fotossíntese, o conhecimento de sua concentração pode dar indicações da biomassa do fitoplâncton. Nos últimos anos, tem se tornado cada vez mais freqüente a utilização da concentração de clorofila para expressar a biomassa fitoplanctônica (ESTEVES, 1998).

As concentrações de clorofila *a* foram sofrendo aumento ao longo do cultivo, assim como o observado por Freitas-Augusto (2004) ao estudar um viveiro de criação de *L. vannamei* durante um ciclo de cultivo. O mesmo resultado foi obtido por Tucker; Lloyd (1984) em que a biomassa de fitoplâncton também respondeu aos progressivos aumentos nos aportes de ração ao longo do ciclo de cultivo do peixe *Ictalurus punctatus*.

Fernandes et al. (2007) estudando viveiros de cultivo semi-intensivo no Ceará, registrou 381 mg/m³ como a máxima concentração de clorofila *a* em setembro/2003, período de seca, coincidindo com o período estudado neste trabalho. Chamberlain (2003) estudando efluentes de fazendas de camarão obteve um valor máximo de 694 mg/m³ de clorofila *a*.

Provavelmente a elevação das concentrações de clorofila “a” estiveram relacionadas às maiores quantidades de ração, ofertadas aos camarões na fase final de crescimento, assim como o incremento do volume de dejetos excretados pelos animais.

Boyd (1982) recomenda que a clorofila *a* esteja entre 103,4 e 212,3 mg/m³ em viveiros fertilizados com nitrogênio e fósforo. Considerando que não foi realizado nenhum procedimento de fertilização de manutenção durante o cultivo, os valores de clorofila *a* deveriam estar abaixo do que foi registrado.

6.2.2 Fitoplâncton

Neste estudo foram identificados 95 taxa e a divisão Bacillariophyta foi o grupo dominante. Chelappa; Lima; Câmara (2007) acompanhando durante um ciclo de cultivo viveiros de engorda de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte obtiveram uma maior riqueza de espécies (210 táxons), que foram distribuídas em apenas três divisões (Bacillariophyta, Chlorophyta e Cyanophyta) e a classe mais representativa em riqueza de espécies foi Bacillariophyceae (diatomáceas), com 179 táxons em todo período de estudo.

No relatório técnico feito por Obedrecht et al. (2003) em fazendas de carcinicultura marinha do Nordeste do país, as diatomáceas também obtiveram maior riqueza de espécies. Casé et al. (2008) investigando cultivos intensivos no Nordeste do país identificou 51 espécies, com as diatomáceas contribuindo para 69% do total, confirmando a alta diversidade de diatomáceas em águas estuarinas. Santos et al. (2007) estudando ciclos de cultivo em um viveiro localizado no Rio Grande do Norte identificaram 47 taxa.

Silva (2006) estudando a comunidade microfitoplanctônica do estuário do rio Curuçá obteve uma elevada riqueza de espécies, 179 táxons distribuídos em cinco divisões, tendo o grupo das diatomáceas dominado em todas as estações de coleta tanto na análise qualitativa quanto quantitativa. Comparando a riqueza obtida por Silva (2006) no estuário do rio Curuçá com a registrada neste estudo, observa-se que o número de espécies microfitoplanctônicas identificadas foi bem maior em ambiente natural do que no viveiro amostrado.

Em um viveiro localizado no Rio Grande do Norte durante três ciclos de cultivo Santos et al. (2007) registraram a dominância da divisão Bacillariophyta, com a abundância relativa variando de 18% a 100%.

Segundo Smayda (1983), as diatomáceas destacam-se como os principais organismos do microfitoplâncton estuarino e, na maioria dos casos, elas constituem a maior percentagem das microalgas presentes. E ainda estão bem representadas nos mais variados ecossistemas, em virtude do seu caráter de eurialinidade (FRANCOS, 1996).

Smayda (1983) afirma ainda, que em estuários, a ocorrência e distribuição dos vários grupos de algas fitoplanctônicas são influenciadas pela salinidade, sendo as clorofíceas, cianofíceas e euglenofíceas relativamente mais importantes em locais com baixos teores salinos, tornando-se bem mais adaptadas em ambientes de água doce. Isso explica a menor representatividade desses grupos no estudo.

O domínio de diatomáceas em viveiros de carcinicultura marinha é uma condição satisfatória, pois comparando com outros tipos de algas, as bacillariophytas são um melhor alimento para o camarão (BOYD, 1990).

Neste trabalho *Nitzschia*, *Navicula* e *Pleurosigma* foram os principais responsáveis para a dominância das diatomáceas, sendo estes dois últimos gêneros os mais importantes no estudo de Chelappa; Lima; Câmara (2007) durante um ciclo de cultivo em viveiros de engorda de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte. Já Fonseca (2006) estudando um viveiro no Estado do Ceará obteve em seus resultados, as cianófitas com maior destaque em relação à abundância relativa.

Na região de Curuçá, a ação dos ventos é contínua e a profundidade do viveiro é pequena, permitindo uma ressuspensão do sedimento através do revolvimento do fundo, o que explicaria a maior abundância das diatomáceas bentônicas *Pleurosigma*, *Navicula* e *Nitzschia* neste estudo.

O gênero *Navicula* apresenta um amplo número de espécies, sendo muito encontrado tanto em ambientes continentais, quanto marinhos (BICUDO; MENEZES, 2005). Algumas espécies deste gênero são freqüentes em ambientes de despejos industriais, suportam salinidade elevada e alta taxa de compostos orgânicos (BRANCO, 1986).

O gênero *Nitzschia* encontra-se tanto em ambientes marinhos quanto em água doce, onde normalmente são planctônicas ou aderidas ao sedimento (BICUDO; MENEZES, 2005).

Dam; Mertens; Sinkeldam (1994) citam *Nitzschia* e *Navicula* como gêneros de grande representatividade, indicadores de águas ricas em nutrientes e com baixas concentrações de oxigênio dissolvido. Neste estudo, as concentrações de oxigênio não foram baixas, mas acredita-se que a quantidade de nutrientes tenha sido alta em decorrência do maior aporte de ração, ofertada aos camarões, assim como o incremento do volume de dejetos excretados pelos animais.

Neste trabalho, as densidades fitoplanctônicas não apresentaram uma tendência uniforme de aumento ou decréscimo nos seus valores ao longo do ciclo investigado nas estações de coleta, assim como o observado por Neto (2006) em viveiros de cultivo de *L. vannamei* em Pernambuco.

A maior densidade fitoplanctônica registrada no viveiro foi 104.400 org/L na Estação 01, bastante superior ao registrado por Costa (dados não publicados) no estuário do Rio Curuçá, no qual os valores médios da densidade fitoplanctônica total durante o período menos chuvoso variaram entre 889 org/L e 22.878 org/L.

A densidade de dinoflagelados correlacionou-se positivamente com a transparência ($r = 0,91$), revelando que esse grupo do microfitoplâncton não é bem adaptado em ambientes turvos, se desenvolvendo melhor em ambientes mais transparentes. Isto é confirmado por Pollinger (1988) que afirma que a classe Dinophyceae tem seu desenvolvimento favorecido por grande disponibilidade de luz e elevadas temperaturas.

Os índices de diversidade de espécies podem ser compreendidos como descritores da estrutura de uma comunidade, sendo consideradas comunidades muito ricas aquelas que possuem muitas espécies presentes e, igualmente abundantes. Desse modo, os índices ponderam tanto a presença de espécies como a relação de abundância nas comunidades pesquisadas (BROWER; ZAR, 1984).

Segundo Omori; Ikeda (1984) o grau de complexidade da estrutura de uma comunidade é indicado pela diversidade de suas espécies, considerando o número de táxons e a equitabilidade, isto é, a distribuição dos indivíduos nos táxons. Quando a comunidade é dominada por uma ou poucas espécies, a diversidade decresce, ou também, quando uma ou poucas espécies reproduzem-se ou quando espécies raras são substituídas por outras mais comuns.

Conforme classificação de Valentin et al. (1991), as estações de coleta tiveram a diversidade variando de baixa a muito baixa. Isto é indicativo de um sistema desequilibrado com diminuição da qualidade da água. Os valores próximos de zero representam uma baixa equitabilidade e os próximos de um representam uma alta equitabilidade, na qual as espécies se encontram bem distribuídas na mostra. Portanto, a amostra se encontrou melhor distribuída no início e no fim do cultivo, já que os maiores valores ocorreram nesse período.

Silva (2006) estudando o fitoplâncton do estuário do rio Curuçá obteve diversidade variando de muito baixo a alto e a equitabilidade variou de muito baixa a alta com forte tendência a uniformidade.

6.2.3 Zooplâncton

Neste estudo, Copepoda foi o grupo dominante, sendo frequentemente citados como organismos holoplanctônicos dominantes na maioria dos estuários (TUNDISI, 1970; DAY et al. 1989). As espécies responsáveis por esta dominância foram *Acartia lilljeborgi*, *Euterpina acutifrons*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi* e *Parvocalanus crassirostris*.

Cardozo (2007) avaliando o zooplâncton de viveiros de cultivo de camarão no extremo sul do Brasil obteve Copepoda como grupo mais importante e identificou 31 taxa.

Casé et al. (2008) investigando cultivos intensivos no Nordeste do país também obteve Copepoda como grupo mais importante, identificaram 40 táxons, sendo que as espécies que mais contribuíram para a dominância dos copépodes foram as mesmas identificadas neste trabalho (*A. lilljeborgi*, *E. acutifrons*, *O. hebes*, *O. oswaldocruzi* e *P. crassirostris*), as quais segundo Bjönberg (1981), são espécies indicadoras de águas estuarinas-eurialinas brasileiras.

Leite et al. (2006) ao caracterizarem o mesozooplâncton do Rio Curuçá identificaram 57 táxons. Magalhães et al. (2009) estudando o estuário do rio Curuçá identificaram 30 táxons de Copepoda e *Acartia lilljeborgi* foi uma das espécies mais representativas durante todo o período de estudo.

Neumann-Leitão et al. (1984) resumindo todos os estudos realizados nos viveiros da Base de Piscicultura de Itamaracá-PE, destacaram como algumas as espécies mais representativas: *Acartia lilljeborgi*, *Oithona hebes* e *Oithona oswaldocruzi*.

No estudo feito por Leitão et al. (1995) Copepoda também foi a maior comunidade, sendo as mais abundantes *Parvocalanus crassistoris*, *Acartia lilljeborgi*, *Oithona hebes* e *Euterpina acutifrons*.

Melo et al. (2002) estudando o ecossistema costeiro de Maracajaú – RN obtiveram como espécies mais importantes: *Euterpina acutifrons*, *Oithona oswaldocruzi*, *Oithona hebes*, *Oithona* sp, *Parvocalanus crassirostris* e *Acartia lilljeborgi*.

Magalhães et al. (2004) estudando o estuário do rio Taperaçú (Pará) constataram a presença de 14 espécies de Copépodos, dentre as quais *Acartia lilljeborgi* foi a mais freqüente. Entre as espécies mais freqüentes registradas na praia de Ajuruteua por Pinheiro et al. (2004) estiveram *Parvocalanus crassirostris* e *Euterpina acutifrons*.

Day et al. (1989) afirma que as espécies do gênero *Acartia* são principalmente reportadas em áreas estuarinas, apesar de serem amplamente distribuídas, ocorrendo desde a água doce até águas hipersalinas, em

temperaturas que podem variar de 0°C a 40°C, em águas claras ou turvas, na superfície ou à profundidade, desde regiões polares a tropicais. *Acartia lilljeborgi* é uma espécie predominante em vários estuários brasileiros (DIAS, 1999; SILVA et al., 2003). Esta espécie pode ter um importante papel nos viveiros por conseguir consumir altas quantias de detrito (SCHWAMBORN, 1997).

Parvocalanus crassirostris, espécie também significativa neste estudo, é considerada por Matsumura-Tundisi (1972) como uma espécie de grande tolerância à salinidade e temperatura, encontrada em diversas partes do mundo, porém limitada às águas costeiras de regiões tropicais e subtropicais, sendo um dos Copépodos mais comumente citado em águas costeiras e estuarinas do Brasil. Já Bjönberg (1981) afirma que, em geral, esta espécie é abundante em ambientes eutrofizados.

Segundo Bjönberg (1963) *Euterpina acutifrons*, outra espécie representativa no estudo, habita desde a região costeira até o interior do estuário, tendo ampla distribuição geográfica e geralmente com abundância numérica elevada. Ocorre durante todo o ano nos estuários brasileiros, porém com predomínio na época menos chuvosa (STERZA; FERNANDES, 2006), coincidindo com o período estudado. Segundo Boltovzkoy (1981) esta espécie é bem representada em ecossistemas estuarinos eutrofizados.

Oithona hebes é comum em águas estuarinas, sendo indicadora de áreas de manguezal, estando normalmente associada à *Oithona oswaldocruzi* (BJÖNBERG, 1981).

A densidade média no estudo foi de 17.489,7 org/m³ superior à densidade média obtida por Casé et al. (2008) em cultivos investigados no Nordeste do país que foi de 2255 org/m³, revelando a riqueza em águas amazônicas.

Em relação à diminuição das densidades zooplanctônicas ao longo do cultivo, Martinez-Córdova; Villareal-Colmenares; Porchas-Cornejo (1998) afirmam que isto ocorre porque normalmente, grande parte do zooplâncton é “pastado” pelos camarões durante as primeiras semanas, fazendo com que sua abundância caia constantemente com o passar do tempo.

Casé et al. (2008) investigando cultivos no Nordeste do país registraram a diversidade variando de 1,26 a 1,75 bits/ind. Conforme classificação de Valentin et

al. (1991), os valores de diversidade para o zooplâncton registrados neste estudo foram baixos.

Estes baixos valores podem ser explicados pela presença de poucas espécies, fato comum em águas estuarinas, pois segundo Tundisi (1970), mesmo ocorrendo muitas espécies no zooplâncton estuarino, apenas cinco ou seis constituem a maior parte da população.

De acordo com Levington (1995), os ambientes estuarinos caracterizam-se por apresentarem populações abundantes, porém um número relativamente pequeno de espécies dominantes, devido à grande variação dos parâmetros ambientais. A dominância de poucas espécies foi evidente no estudo, apesar de a variação dos parâmetros físico-químicos ter sido considerada baixa.

Entretanto, a equitabilidade manteve elevadas médias, ou seja, apesar da presença de poucas espécies, estas se encontraram bem distribuídas no viveiro.

7. CONCLUSÃO

No viveiro investigado a comunidade microfitoplanctônica foi dominada pelas diatomáceas Pennales. Os principais gêneros responsáveis por esta dominância foram *Pleurosigma*, *Nitzschia* e *Navicula*, sendo os dois últimos indicadores de águas ricas em nutrientes. A divisão Bacillariophyta foi o grupo mais importante tanto em termos de riqueza quanto de densidade.

Os dinoflagelados revelaram estar melhor adaptados em águas mais claras do que turvas.

Entre o zooplâncton, os copépodos foram dominantes, sendo *Acartia lilljeborgi*, *Oithona hebes*, *Oithona oswaldocruzzi*, *Parvocalanus crassirostris* e *Euterpina acutifrons* as espécies que mais contribuíram para esta dominância. Copepoda foi o grupo mais abundante e diversificado.

O maior aporte de ração durante o cultivo influenciou as concentrações de clorofila *a* que aumentaram ao longo do tempo. Em relação às variáveis físico-químicas as que sofreram influência do cultivo, variando significativamente ao longo do tempo foram: pH, oxigênio dissolvido e transparência.

Considerando a não variação significativa dos parâmetros estudados, tanto em termos de profundidade quanto de área, o viveiro investigado foi considerado um ambiente homogêneo.

REFERÊNCIAS

- ALLAN, G.L.;MAGUIRE, G.B. The use of model ponds to evaluate phytoplankton blooms and benthic algal mats for *Penaeus monodon* Fabricius culture. **Aquaculture and Fisheries Management** v. 24, p.235-243, 1993.
- ANDRADE.T.P. et al .Sobrevivência de pós-larvas do camarão branco *Litopenaeus vannamei* expostas à salinidade zero em condições de laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, Olinda, PE. **Anais....** v.2., n.10, p 594-597,1999.
- ARANA, L.V. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura**: uma revisão para peixes e camarões. Florianópolis: Editora da UFSC, 2004.
- AVARIA, S.; CÁCERES, C.; MUÑOZ, P. Distribución Del microfitoplancton marino entre El golfo Corcovado y El estero elefantes em La primavera de 1998 y em El verano de 1999 (Crucero CIMAR 4 FIORDOS). **Ciencia y Tecnología Del Mar**, v. 27, n. 1, p. 17-47, 2004.
- AYRES, M; et al. **BioEstat 5.0**: Aplicações estatísticas nas área de Ciências Biológicas e Médicas. Belém: Sociedade Civil Mamirauá, MCT – CNPq, Conservation International, 2007.
- BALECH, E. **Los Dinoflagelados del Atlantico Sudoccidental**. Madrid: Publicaciones Especiales - Instituto Español de Oceanografía, 1988.
- BARBIERI JÚNIOR, R.C.; OSTRENSKY NETO, A. **Camarões marinhos: engorda**. Viçosa: Aprenda fácil, 2002. 370p.
- BARBIERI JÚNIOR, R.C.; OSTRENSKY NETO, A. **Camarões marinhos: reprodução, maturação e larvicultura**. Viçosa: Aprenda fácil, 2001. 255p.
- BICUDO, E. M.; MENEZES, M. **Gêneros de Algas de Águas Continentais do Brasil**. (Chave para Identificação e Descrições). São Carlos: Rima, 2005. 508p.
- BJÖRNBERG, T.K.S. On the free living Copepods of Brazil. **Bolm. Inst. Oceanogr.**, v.13, n. 1, p. 1-142, 1963.
- BJÖRNBERG, T.K.S. The study of planktonic copepods in the South West Atlantic. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Supplement v.37, p.219-230. 1965.
- BJÖRNBERG, T.S. Copepoda. In: **Atlas del zooplankton el Atlantico sudoccidental y métodos de trabalho con el zooplankton marino** (ed. By Boltovskoy), p. 587-679. INIDEP, Mar del Plata: 1981.

BOLTOVSKOY, D. **Atlas del zooplancton del atlántico sudoccidental y métodos de trabajo com el zooplancton marino**. Mar del Plata, Argentina: Publicación especial del INIDEP, 1981. 966 p.

BOLTOVSKOY, D. **South Atlantic Zooplankton**. Netherlands: Backuys Publisher, Leiden, v.1-2. 1999.1706 p.

BORBA, A. G. Estudo preliminar do ciclo nictemeral de parâmetros físico-químicos da água nos viveiros de camarão. **Revista da ABCC**, ano 2, nº 1, p 43, abril, 2000.

BOYD, C. E. A qualidade da água para a aquicultura de viveiros. In: _____. **Manejo da Qualidade da Água na Aquicultura e no Cultivo de Camarão**. Recife: Associação Brasileira de Criadores de Camarão - ABCC, 2000.

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

BOYD, C.E. **Water quality management and aeration in shrimp farming**. Alabama, USA Auburn University (Fisheries and Allied Aquacultures Department Series, nº. 2). 1989.

BOYD, C.E. **Water quality management for pond fish culture**. Amsterdam: Elsevier Science, 1982. 317p.

BRANCO, S.M. **Hidrobiologia Aplicada à Engenharia Sanitária**. 3 ed. São Paulo: CETESB, 1986. 616p.

BRIGGS, M.S.F.; SUBASINGHE, R.; PHILLIPS, M. Introduction and movement of *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris* in Ásia and the Pacific. Bangkok: **RAP PUBLICATION – FAO**, n.10, 2004. 92p.

BRITO, L.O.; et al. Efeito de duas estratégias de fertilização na composição do zooplâncton no cultivo de *Litopenaeus vannamei*. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca** v. 4 n.1, jan. 2009.

BROWER, J. E.; ZAR, J. H. **Field & laboratory methods for general ecology**. 2. ed. Dubuque: Wm. C. Brown Publishers, 1984. 226 p.

CARDOZO, A. P. **Composição, densidade e biomassa do zooplâncton em viveiros de cultivo do camarão branco *Litopenaeus vannamei* no Sul do Brasil**. Dissertação (Mestrado em Aqüicultura) – Rio Grande: Fundação Universidade Rio Grande, 2007. 31 f.

CASÉ, M.; et al. Plankton community as an indicator of water quality in tropical shrimp culture ponds. **Marine Pollution Bulletin** 56: p.1343-52, 2008.

CAVALCANTI, L. B. et al. Avaliação de cultivos do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* em dois viveiros da AQUAMARIS Aqüicultura S. A, no período de 1996 a 1999. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 11. , 2000. **Anais...** Florianópolis: SIMBRAQ, 2000. Não paginado. CD-ROM.

CAVALCANTI, L.B. **Variações das condições hidrológicas e da clorofila a associadas ao cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), na região estuarina do rio Paraíba do Norte (Paraíba – Brasil).** Tese (Doutorado em Oceanografia) – Recife: Universidade Federal de Pernambuco, 2003. 148 f.: il., fig., tab.

CHAMBERLAIN, G. Cultivo sustentável do camarão: mitos e verdades II. **Revista da ABCC** , v. 5, n. 2: 64-68. 2003.

CHELAPPA, 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. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, n.2, p.120-122, jul. 2007.

COMAN, F.E.; CONNOLY, R.M.; PRESTON, N.P. Effects of water exchange and abiotic factors on zooplankton and epibenthic fauna in shrimp ponds. **Aquaculture Research**, 37: p.1387–1399, 2006.

CUNHA, M. G.; ESKINAZI-LEÇA, E. **Catálogo das Diatomáceas (Bacillariophyceae) da Plataforma Continental de Pernambuco.** Recife, SUDENE-DPG/PRN/RPE/UFPE - Departamento de Oceanografia. 1990. 318 p.

CUNHA, M.P.C. **Influência das condições ambientais e técnicas de produção sobre a incidência de enfermidades no cultivo de camarão marinho, *Litopenaeus vannamei*, no Estado do Ceará.** (Tese de Doutorado). São Carlos: UFSCar, 2003. 117p.

DAJOZ, R. **Ecologia Geral.** Petrópolis, 3ª ed., Vozes, 1978. 474 p.

DAM, H.; MERTENS, A.; SINKELDAM, J. A coded checklist and ecological indicator values of freshwaters diatoms from the Netherlands. **Journal of Aquatic Ecology**, n. 28, v. 1, p. 117-133, 1994.

DAVIS, C. C. **The Marine and Fresh-Water Plankton.** Michigan State University Press, 1955. 354-539p.

DAY J.W. et al. **Estuarine ecology.** New York: John Wiley and Sons, 1989.

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

DIAS, C.O. Morphological abnormalities of *Acartia lilljeborgi* (Copepoda, Crustacea) in the Espírito Santo Bay (ES, Brazil). **Hydrobiologia** 394: 249–251.1999.

DUSSART, B. H.; DEFAYE, D. **Introduction to the Copepoda**. (Guides to the Identification of the Microinvertebrates of the Continental Waters of the World.) v. 16. 2ª ed. Leiden, The Netherlands: Backhuys Publisher, 2001. 344 p.

EINSLE, U. **Copepoda Cyclopoida: Genera Cyclops, Megacyclops, Acanthocyclops**. Leiden, The Netherlands: Backhuys Publisher, 1996. 83 p. (Guides to the Identification of the Microinvertebrates of the Continental Waters of the World.) v. 10.

ELER, M. N.; et al. **Avaliação do Impacto Ambiental de Pesque-pague na Bacia do Mogi-Guaçu**. CHREA/USP e CEPTA/IBAMA: Pirassununga, 2001.

ELMOOR-LOUREIRO, L.M.A. **Manual de identificação de cladóceros límnicos do Brasil**. Brasília: Universa, 1997. 156 p.

EMBERSON, C.R. **Informações sobre cultivo de camarões marinhos**. Fortaleza: FAO (Projeto TCP/BRA/2.304), 1984. 60p.

ESTEVES, F.A. **Fundamentos de Limnologia**. 2. ed. Rio de Janeiro: Ed. Interciências/FINEP, 1998. 574p.

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

FERNANDES, D.; et al. Caracterização de amônia, nitrato, nitrito, fosfato (orto)dissolvido e clorofila "a" em uma fazenda de cultivo de camarão. **Revista de Geologia**, v. 20, n. 1, 99-117, 2007.

FONSECA, R. S. **Dinâmica da comunidade fitoplanctônica em um viveiro de engorda de camarão marinho (*Litopenaeus vannamei*) no estado do Ceará**. Dissertação (Mestrado em Ciências Marinhas Tropicais) Universidade Federal do Ceará, Fortaleza. 2006.

FRANCOS, M.S. **Variações diárias sazonais (verão e inverno) do "standing-stock" do fitoplâncton e da biomassa em termos de clorofila a em duas estações fixas costeiras na região de Ubatuba**: Lat. 23°31'S – Long. 45°05'W e Lat. 23°51'S – Long. 45°56'W. Dissertação (Mestrado em Oceanografia Biológica). Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, São Paulo: 1996. 123f.

FREITAS- AUGUSTO, C.P. **Avaliação de efluentes provenientes do cultivo de camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (bonne, 1931), utilizando a "ostra nativa" *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) como biofiltro**. Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco: 2004. 35f.: il.

GÁRATE-LIZÁRRAGA, I.; et al. Bloom of *Scrippsiella trochoidea* (Gonyaulacaceae) in a shrimp pond in the southwestern Gulf of California, Mexico. **Marine Pollution Bulletin** 58: p.145-149. 2009.

GÓES, M. N. B. et al. Uso do metabissulfito de sódio no controle de microorganismos em camarões marinhos *Litopenaeus vannamei*. **Acta Sci. Biol. Sci.**, Maringá, v. 28, n.2, p.153-157, 2006.

HENNING, O.L.; ANDREATTA, E.R. Effect of temperature in na intensive nursery system for *Penaeus paulensis* (Perez Farfante, 1967). **Aquaculture**. V. 164, p. 167-172, 1998.

HERBST, H.V. Copepoda und Cladocera (Crustacea) aus Südamerika. **Gewässer und Abwässer**, v. 44/45, p. 96-108, 1967.

HÉRNANDEZ, J.Z.; NUNES, A.J.P. Biossegurança no cultivo de camarão marinho: qualidade da água e fatores ambientais. **Revista da ABCC**, ano 3, n. 2, p.55-56, ago. 2001.

HINO, K.; TUNDISI, J.G. **Atlas de algas da Represa do Broa**. São Carlos: UFSCar, 1977. 143 p.

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: 920 p. 1930.

JING, D.H.; et al. Effects of temperature and salinity on nitrogenous excretion by *Litopenaeus vannamei* juveniles. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** V. 253, p. 193-209, 2000.

KOENING, M. L. **Ecologia e dinâmica do fitoplâncton no estuário do rio Ipojuca, após a implantação do porto de Suape (Pernambuco – Brasil)**. Tese (Doutorado em Botânica) – Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, 1997. 263f.

KOMAREK, J.; FOOT, B. **Das phytoplankton des sübwassers**: sytematik und biologie. Stuttgart: Schwizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, 1983. 543p.

KUBITZA, F. **Qualidade de água no cultivo de peixes e camarões**. 1° edição. Jundaí, SP-Brasil. 229p. 2003.

LANSAC-TÔHA, F.A., VELHO, L.F.M., BONECKER, C.C. in Raoul Henry (editor) Botucatu: FUNDIBIO/FAPESP, **Ecologia de Reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais**, 1999. cap 12: Estrutura da Comunidade Zooplanctônica antes e após a formação do Reservatório de Corumbá – GO, p.347-374.

LEITÃO, S.N.; GUSMÃO, L. M. O .; VIEIRA, D. A . N. ; PARANHOS, J. D. N. Zooplâncton da área estuarina do rio Formoso-PE (Brasil). **Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE**. Recife, v.23, n.1, p.55-64.1995.

LEITE, N.R.; *et al.* Distribuição espacial da comunidade zooplanctônica do estuário do rio Curuçá (Pará-Brasil). In: I Congresso Brasileiro de Biologia Marinha, 2006, Rio de Janeiro. **Livro de Resumos I Congresso Brasileiro de Biologia Marinha**, 2006. v. II. p. 248-250.

LEVINGTON, J. S. **Marine ecology**. Prentice Hall. Inc. Englewood Cliffs, 1982. 526p.

LEVINGTON, J. S. **Marine biology: function, biodiversity, ecology**. New York: Oxford University Press, 1995. 420 p.

LOBO, E.; LEIGHTON, G. Estructuras comunitárias de lãs fitocenosis planctônicas de los sistemas de desembocaduras de rios y esteros de la zona central de Chile. **Revista Biologia Marina**, [s.l]. n.22, p.1-29, 1986.

MACÊDO, S.J.; COSTA, K.M.P. Estudo ecológico da região de Itamaracá Pernambuco - Brasil, condições hidrológicas do estuário do rio Botafogo. **Ciência e Cultura 30**: 1-368. 1978.

MAGALHÃES, A. L. P. et al. Dinâmica populacional de *Pseudodiaptomus marshi* Copepoda, Calanoida em um estuário amazônico, Pará-norte do Brasil.. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 25., 2004, Brasília. **Livro de resumos**. Brasília: CBZ, 2004. p. 58.

MAGALHÃES, A. et al. Seasonal variation in the copepod community structure from a tropical Amazon estuary, Northern Brazil. **An Acad Bras Cienc** (2009) v. 81, n.2: 187-197.

MARQUES, L. C.; ANDREATTA, E. R. Efeito da freqüência 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. **Anais...** Recife: AEP-BR, 1999. p.571-580.

MARTINEZ-CÓRDOVA, L.; VILLAREAL-COLMENARES, H.; PORCHAS-CORNEJO, M. Response of biota to aeration rate in low water Exchange ponds farming White shrimp *Penaeus vannamei* Boone. **Aquaculture Research**, 29: p. 587-593, 1998.

MARTINEZ-CORDOVA, L.T.; PEÑA-MESSINA. Biotic communities and feeding habits of *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) and *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson 1974) in monoculture and polyculture semi-intensive ponds. **Aquaculture Research**, 36, p.1075–1084, 2005.

MARTINS, F.C.O.; FERNANDES, V.O. Estrutura da comunidade de algas perifíticas em substrato natural da lagoa da Universidade Federal do Espírito Santo, Brasil. **Neotropical Biology and Conservation** 2 (1): 11-20, January – April 2007.

MATA, M. R. Avaliação da utilização de substrato artificiais, para o aumento da disponibilidade do alimento natural e sua relação com o desenvolvimento do *Litopenaeus vannamei*, em cultivos semi-intensivo. **Revista da ABCC**, ano 3, n.2, p.64 - 70, ago. 2001.

MATSUMURA–TUNDISI, T. **Aspectos ecológicos do zooplâncton da região Lagunar de Cananéia com especial referência aos Copepoda (Crustacea)**. 1972. 191f. Tese de Doutorado – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. 1972.

MATTEUCCI, S.D.; COLMA, A. **Metodologia para el estudio de la vegetacion**. Washington: The General Secretariat of the Organization of American States, 1982. 167p. (Série Biología - Monografía, 22).

MAZZOCCHI, M. G.; et al. Copepods. In: **Atlas of Marine Zooplankton**, Straits of Magellan. Guglielmo, L. e Lanora, A. (ed.). Springer Verlag. 279p. 1995.

MELO JÚNIOR, M. **Padrões dinâmicos de transporte e migração do zooplâncton, com ênfase nos Decapoda planctônicos, da Barra de Catuama, Pernambuco – Brasil**. Recife, 2005. p.123. Dissertação (Mestrado em Oceanografia). Departamento de Oceanografia. Universidade Federal de Pernambuco.

MELO, J.S.C. **Água e Construção de Viveiros na Piscicultura**. 1999. 102 p.

MELO, N.F.A.C.; et al. Zooplankton from the Maracajaú reefs, northeastern Brazil. **Trop.Oceanogr.**, Recife, v.30, n.2, p.33-145, 2002.

NETO, J.B.P. **Avaliação das comunidades planctônica e bentônica de microalgas em viveiros de camarão (*Litopenaeus vannamei*) (Pernambuco - Brasil)**. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura) – Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2006. 50f.

NEUMANN-LEITÃO, S.; et al. Zooplâncton de viveiros estuarinos – Itamaracá /PE. **Encontro Brasileiro De Plâncton**, 1, Arraial do Cabo - RJ. p.14. 1984.

NEWELL, G. E.; NEWELL, R. C. **Marine plankton a practical guide**. London, Hutchinson Educat. Ltd., 221p. 1966.

NOGRADY, T.; SEGERS, H. **Rotifera: Volume 6 - Asplanchnidae, Gastropodidae, Liniidae, Microcodidae, Synchaetidae, Trochosphaeridae and Filinia**. Leiden, The Netherlands: Backhuys Publisher, 2002. 264 p. (Guides to the Identification of the Microinvertebrates of the Continental Waters of the

World.) v. 18.

NORIEGA, C.D.; *et al.* Distribuição espacial da biomassa fitoplanctônica e sua relação com os sais nutrientes, no sistema estuarino de Barra das Jangadas (Pernambuco - Brasil). **Arquivos Ciências do Mar**, Fortaleza, 38: 5-18. 2005.

NUNES, A. J. P. **Manual Purina de alimentação para camarões marinhos**. São Paulo: Paulinea. 40 p. 2000.

NUÑEZ-PASTÉN, A. **Crecimiento del camarón *Penaeus vannamei*, *P. stylirostris*, *P. californiensis* y su relación con factores ambientales (temperatura y salinidad) en lãs lagunas de Huizache y Caimanero, Sinaloa, México**. México, 1988. 82 p. Master of Science (Thesis), Universidad Nacional Autónoma de México, 1988.

OBEDRECHT, C.; SARKIS, J.; SOUZA, M.S. Análise quantitativa e qualitativa de fitoplâncton em fazendas de camarão. **Relatório Técnico**. ABCC. setembro/2003.

OMORI, M.; IKEDA, T. **Methods in Marine Zooplankton Ecology**. John Wiley & Sons, N.York. 332 p. 1984.

PÁEZ-OSUNA, F.; *et al.* Discharge of nutrients from shrimp farming to coastal waters of the Gulf of California. **Marine Pollution Bulletin**, v. 38, n.7. p.585-592, 1999.

PÁEZ-OSUNA, F.; *et al.* Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive farm in a north-western México. **Marine Pollution Bulletin**, v. 34, n.5. p.290-297, 1997.

PARSONS, T. R.; STRICKLAND, J. D. H. Discussion of spectrophotometric determination of marine plankton pigments, with revised equations of ascertaining chlorophyll a and carotenoids. **Journal of Marine Research**, New Haven, v. 21, n. 3, p. 155-163. 1963.

PATRICK, R.; REIMER, C.W. The diatoms of the United States, exclusive of Alaska and Hawaii, V. 1. **Monographs of the Academy of Natural sciences of Philadelphia** No. 13, 1966. 688 p.

PERAGALLO, M. 1965. **Diatomées marines de France**. A. Asher & C. O, Amsterdam, 137p.

PEREIRA, R.C.; SOARES-GOMES, A. (Org.). **Biologia Marinha**. 1. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 2002. 382p.

PEREIRA, C.T.C.; Caracterização do efluente de cultivo de *Litopenaeus vannamei* no estuário do Rio Curuçá (PA). In: Barroso *et al.* (Org.). **Sistemas de cultivos aquícolas na zona costeira do Brasil: recursos, tecnologias e aspectos ambientais e sócio-econômicos**. 1 ed. Rio de Janeiro: **Museu Nacional**, 2007, v. 1, p. 291-302.

PINHEIRO, S. C. C. et al. Distribuição espaço-temporal do zooplâncton de uma praia de macromaré (Praia de Ajuruteua -PA -Brasil). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OCEANOGRAFIA, 1., 2004, Itajaí. **Livro de Resumos**. Itajaí: Associação Brasileira de Oceanografia -UNIVALI, 2004. p. 302.

PIELOU, E.C. The measurement of diversity in different types of biological collection. **J. Theoret. Biol.**, v. 13, p.131-144, 1966.

POLI, C.R.; et al. (Org.). **Aquicultura: Experiências brasileiras**. Florianópolis: Multitarefa, 2003.

POLLINGHER, U. Freshwater armored dinoflagellates: growth, reproduction strategies and population dynamics. In: C.D. SANDGREEN (ed.), **Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton**. Cambridge, Cambridge University Press, p. 134-174. 1988.

PONTES, C.P.; ARRUDA, M.F. Comportamento de *Litopenaeus vannamei* (Boone) (Crustácea, Decapoda, Penaeidae) em função da oferta do alimento artificial nas fases clara e escura do período de 24 horas. **Revista Brasileira de Zoologia**. [S.l.], v. 22, n.3, p.648-652, 2005.

RÉ, P. M. A.B. **Biologia marinha**. Lisboa: 2000. 94p.

ROBERTSON, B. A.; HARDY, E. R. Zooplankton of Amazonian Lakes and Rivers. in: W. JUNK. **The Amazon Limnology and Landscape Ecology of a Mighty Tropical River and its Basin**. 1984. p. 337-352.

ROCHA, I. P.; MAIA, E. P. Desenvolvimento tecnológico e perspectiva de crescimento da carcinicultura marinha brasileira. In: Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 10., 1998, Recife. **Anais...Recife: ABCC**, 1998. p.213-235.

ROUND, F.E.; CRAWFORD, R.M. ; MANN, D.G. **The diatoms. Biology & morphology of the genera**. Cambridge: Cambridge University, 1990. 747p.

SANTOS, E.C.L. **Dinâmica temporal de variáveis limnológicas em viveiros de camarão marinho durante um ciclo de cultivo**. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura) – Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco: 2004. 70f.: il.

SANTOS, T.L. et al. Phytoplanktonic study in pond culture of marine shrimp *Litopenaeus vannamei* in oligohaline environment In: Plankton Symposium IV and I Congresso Brasileiro de Plâncton, 2007, João Pessoa. **Journal of Biology**, 2007. v. II.

SANTOS, M.L.M.S. **Estrutura e dinâmica do fitoplâncton e bacterioplâncton em cultivos de camarão no Rio Grande do Norte – Brasil: Impacto sobre o**

ambiente natural. Dissertação (Mestrado em Oceanografia e Limnologia) – Natal: Universidade Federal do Rio Grande do Norte, 2008. 139f.

SCHVEITZER, R. **O efeito de três densidades de estocagem do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) sobre a produtividade natural nos viveiros de cultivo.** Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias: Florianópolis, 2001. 83 f.: il.

SCHWAMBORN, R. The influence of mangroves on community structure and nutrition of macrozooplankton in northeast Brazil. **ZMT Contribution**, Bremen. v. 4, p. 1-77. 1997.

SELZLEIN, C. et al. Monitoramento da qualidade da água de uma unidade de cultivo experimental de peixes em tanques-rede no município de Santa Helena-PR. In: Zootec 2007, 2007, Londrina. **Anais do Zootec 2007**, 2007.

SEPOF. Secretaria de Estado de Planejamento, Orçamento e Finanças. Disponível em: < <http://www.sepof.pa.gov.br/curuca.cfm>>. Acesso em: 12 jan. 2008.

SHANNON, C.E.; WEAVER, W. **The mathematical theory of communication.** Urbana: University Illinois Press, 1949.125p.

SHIMIDT, V. et al. Caracterização bacteriológica em balneários do Lago Guaíba. **Biotemas**, v.16, n. 2, p.27-44, 2003.

SILVA, T.A. et al. Diel and seasonal changes in the macrozooplankton community of a tropical estuary in Northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia** v.20, p. 439–446. 2003.

SILVA, P.D.A. **Composição Florística e Variação Espaço-Temporal do Fitoplâncton no Estuário do Rio Curuçá (Pará - Brasil).** Trabalho de Conclusão de Curso. Universidade Federal do Pará. 50 p. 2006.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Limnologia aplicada à aqüicultura.** Jaboticabal: FUNEP, 1994. 70p.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Limnologia dos sistemas de cultivo. In: VALENTI, W. C. (Ed.). **Carcinicultura de Água Doce: Tecnologia para Produção de Camarões.** Brasília: IBAMA/FAPESP, 1998b. Cap. 3, p.47-75.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H., GOMIDE, F.B.; OLIVERA, A. Dynamic limnological variables studied in two fish ponds. **Brazilian Journal of Ecology**, v.2, p. 90-96, 1998a.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; ROCHA, O. **Produção de plâncton (fitoplâncton e zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos**. São Carlos: Rima, 2001.106p.

SMAYDA, T. J. **The phytoplankton of estuaries**. In: KETCHUM, B. H. (Ed.). *Estuaries and Enclosed Seas*. Amsterdam: Elsevier Scientific Publ., 1983.

SMIRNOV, N. N. **Cladocera: The Chydorinae and Sayciidae (Chydoridae) of the World**. Leiden, The Netherlands: Backhuys Publisher, 1996. 197 p. (Guides to the Identification of the Microinvertebrates os the Continental Waters of the World.) v. 11.

SOARES, F.S. *et al.* Estudos preliminares do uso de diatomáceas para identificação das condições tróficas da bacia do Ribeirão Cambé, Londrina, PR, Brasil. Resumo. In: CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 6., 2003, Fortaleza (CE). **Resumos**...Fortaleza: CEB 2003, p. 291.

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

STEINDINGER, K.A.; TANGEN, K. **Dinoflagelates**. In: C.R. Tomas (eds.) *Identifying marine diatoms and dinoflagelates*. San Diego: Academic Press.

STERZA, J.M.; FERNANDES, L.L. Zooplankton community of the Vitoria Bay estuarine system (Southeastern Brazil). Charaterization during a three-year study. **Brazilian Journal of Oceanography** 54: 95-105. 2006.

THRONDSSEN, J. Preservation and storage: Monographs on oceanographic methodology. In: SOURNIA, A. 6 ed. **Phytoplankton manual**. Norwich: Unesco, 1978. P.69-74.

TODD, G. D.; LAVERACK, M. S. **Coastal Marine Zooplankton: A practical Manual for Students**. New York: Cambridge University Press, 1991. 106p.

TOMAS, C. R. (ed). **Identifying Marine Phytoplankton**. San Diego: Academic Press, 1997. 858p.

TREGOUBOFF, G.; ROSE, M. **Manuel de Planctologie Mediternnéenne**. Paris: Centre Nacional de La Recherche Scientifique, 2v, 1957.

TUCKER, C.S.; LLOYD, S.W. 1984. Phytoplankton communities in channel catfish ponds. **Hydrobiologia**, v.112, p.137-141. 1984.

TUNDISI, T. M. **Estudo de diversidade de espécies de zooplâncton lacustre do Estado de São Paulo**. São Carlos: UFSCar, 1997.

TUNDISI, J. G. O Plâncton estuarino. **Instituto Oceanográfico Univ. S. Paulo, ser. Ocean. Biol.** São Paulo: v.19, n.1, p.1-22. 1970.

UEHLINGER, V. Étude statistique des méthodes de dénombrement planctonique. **Arch. Sci.**, v.17, n.2, p.121-123. 1964.

UNESCO. **Determination of photosynthetic pigments in sea water**. Raport of scor/Unesco, working group 17 with meat from 40 to 6 june 1964. Paris, 1966. 69 f. (monography on Oceanography Methasology, 1).

UTERMÖHL, H. Zur Vervollkommung der quantitativen Phytoplankton-Methodic. **Mitteilungen Internationale Vereinigung Fur Theoretische Und Angewandle Linmologie** v.9, p. 1-38. 1958.

VALENTI, W. C. **Cultivo de camarões de água doce**. São Paulo: Editora Nobel, 1985, 82p.

VALENTIN, J. L.; et al. A diversidade específica para a análise das sucessões fitoplanctônicas. Aplicação ao ecossistema da ressurgência de Cabo Frio (RJ). **Nerítica**, Curitiba, n.6, p.7-26, 1991.

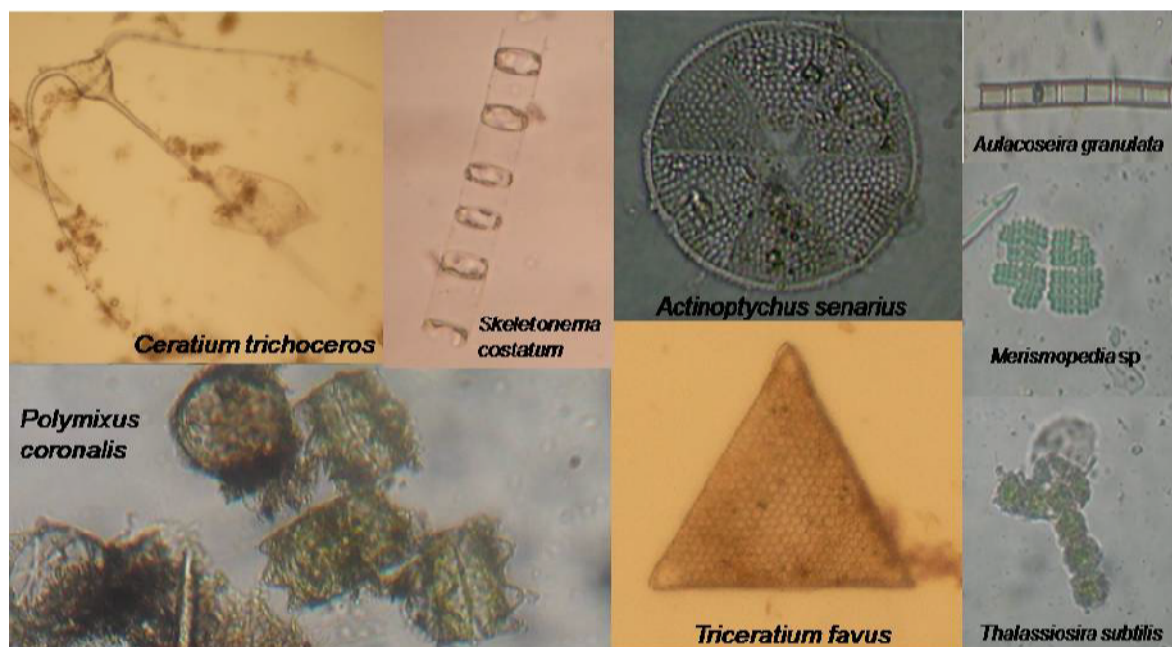
VALIELA, I. **Marine Ecological Processes**. 2. ed. New York : Springer-Verlag, 1995.

VINATEA, L. A. A qualidade da água na carcinicultura. **Revista da ABCC**, Recife, ano 4, n o 3, p. 59 – 66, 2003.

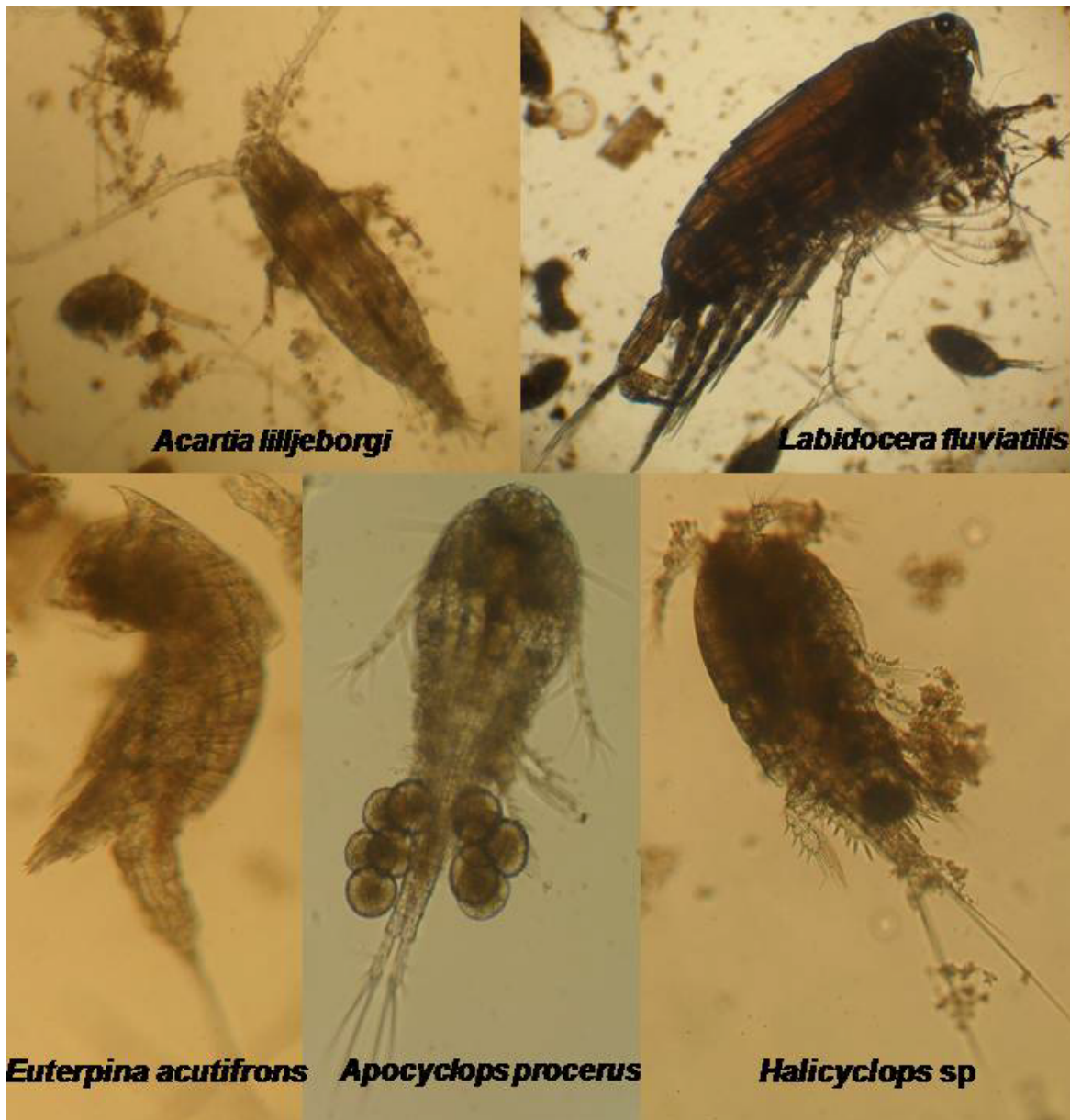
VINATEA, L.A. **Princípios químicos da qualidade da água em aqüicultura**. Florianópolis: UFSC, 1997. 166p.

ANEXOS

Anexo 1 – Organismos Microfitoplanctônicos coletados no viveiro de cultivo de *L. vannamei*



Anexo 2 – Organismos Zooplanctônicos (Copepoda) coletados no viveiro de cultivo de *L. vannamei*



Anexo 3 – Organismos Zooplanctônicos coletados no viveiro de cultivo de *L. vannamei*

