



**AVALIAÇÃO HIDROBIOLÓGICA DE CULTIVOS DE CAMARÃO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) SOB USO DE PROBIÓTICO.**

Glauber Pereira de Carvalho Santos

Recife

2008

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

Glauber Pereira de Carvalho Santos

**AVALIAÇÃO HIDROBIOLÓGICA DE CULTIVOS DE CAMARÃO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) SOB USO DE PROBIÓTICO.**

Dissertação apresentada ao programa de Pós Graduação em Tecnologia Ambiental do Instituto de Tecnologia de Pernambuco - ITEP, pelo aluno Glauber Pereira de Carvalho Santos como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Tecnologia Ambiental.

Orientador: Silvio José de Macedo Dr.
Co-orientadora: Sônia Valéria Pereira Dra.

Recife, 2008

S237a

Santos, Glauber Pereira de Carvalho, 1977 -

Avaliação hidrobiológica de cultivos de camarão *Litopenaeus vannamei* sob uso de probiótico. – Recife: Ed. do autor, 2008.

117f. :il.

Inclui bibliografia.

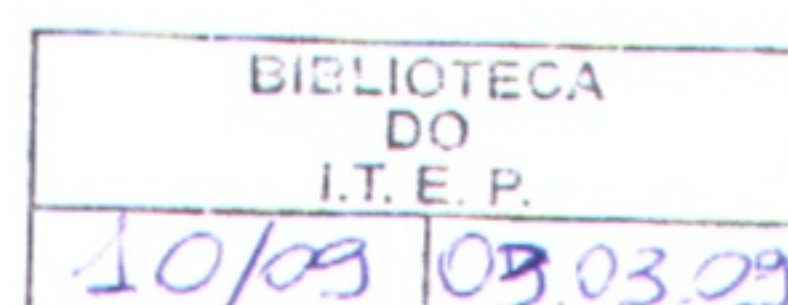
Orientador: Dr. Silvio José de Macedo

Co-orientador: Dr^a Sônia Valéria Pereira

Dissertação (Mestrado) – Associação Instituto de Tecnologia de Pernambuco – ITEP-OS, 2008.

1. PROBIÓTICO. 2. HIDROLOGIA. 3. BACTERIOLOGIA. 4. LITOPENAEUS VANNAMEI. 5. HIDROBIOLOGIA. I. Macedo, Silvio José de. II. Título.

CDU 574.5




Glauber Pereira de Carvalho Santos

**AVALIAÇÃO HIDROBIOLÓGICA DE CULTIVOS DE CAMARÃO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) SOB USO DE PROBIÓTICO.**

Dissertação apresentada e aprovada para obtenção do título de Mestre em
Tecnologia Ambiental pelo Instituto de Tecnologia de Pernambuco – ITEP.

Recife, 09 de outubro de 2008

Orientador:



Prof. Dr. Silvio José de Macedo

Universidade Federal de Pernambuco – UFPE


Co-Orientador:



Profª. Dra. Sônia Valéria Pereira

Instituto de Tecnologia de Pernambuco – ITEP


Examinador externo:



Profª Dra. Emiko Shinozaki Mendes

Universidade Federal Rural de Pernambuco - UFRPE

Examinador Externo:



Prof. Dr. Manuel de Jesus Flores Montes

Universidade Federal de Pernambuco – UFPE

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho aos meus pais, João de Carvalho e Fátima Santos, aos meus irmãos e a todos que me incentivaram.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelas oportunidades;

A estimada amiga Dra. Sônia Pereira, pelo incentivo e apoio em todos os momentos;

Ao Prof. Dr. Silvio Macedo pela orientação e ensinamentos que foram de fundamental importância na conclusão deste trabalho;

Aos professores e secretários do Mestrado, em especial a Cris e Marquinhos;

A empresa Ecofert e Verde Aqua que forneceu o probiótico utilizado nesta pesquisa, meu obrigado a Enock Lima, César Rupert, Andrea e Ruy Fernandes pelo incentivo;

Aos Laboratórios de Oceanografia Química e de Produção Primária da UFPE, pelo apoio na execução da pesquisa, especialmente ao Prof. Dr. Fernando Feitosa, Prof. Dr. Manuel Flores, Lara, Rafaela Bastos, Gilson, Antônio, Josiane e Felipe;

Aos amigos do Laboratório de Tecnologia Ambiental do ITEP, Graziella Gattai, Paula Veras, Karol Freire, Indra Escobar, Tatyanna Braga, Fábio Soriano, Marcelo Hermes, Carlos Barbosa, Vilma, Eduardo, Edson, Genilda, Flávio e Carlos;

Ao amigo Breno Mascarenhas do LABTAM, que teve relevante participação na coleta das amostras e nas análises nictemeral, compartilhando o árduo trabalho ao longo de 24 horas ininterruptas de coleta sob sol e chuva;

A Prof^o. Dra Emiko Mendes, pelo valioso apoio, incentivo e orientações na realização das análises bacteriológicas;

Aos pesquisadores do Laboratório de Sanidade de Animais Aquáticos da UFRPE, em especial a Andréa Barretto, pela importante colaboração na realização das análises bacteriológicas;

A Felipe Ferreira, proprietário da Aquacultura Campo Novo, pelo apoio e incentivo durante a pesquisa;

Ao técnico José Amaro (Nêgo) da Aquacultura Campo Novo, pelo importante apoio nas coletas e no registro das informações de campo;

Ao laboratório de Geoinformação do ITEP pela elaboração dos mapas e georeferenciamento deste estudo, em especial a Ivan Dornelas, Ana Mônica, Felipe e Elaine Lins;

A Nara Tomyoshi, pelo seu carinho, paciência e companheirismo;

Ao Dr. Itamar Rocha, pela oportunidade, confiança e aprendizado adquirido como assessor técnico da ABCC;

Ao Laboratório de Efluentes do ITEP, meus agradecimentos a Ester e Claudia pelo apoio fornecido;

Ao LAMEPE, pelas informações climáticas,

A todos os colegas de turma do mestrado, pela amizade e o espírito de grupo;

Aos amigos Eduardo Rodrigues, Alfredo Araújo e Rodrigo Carvalho da ABCC;

Aos professores Dr. Paulo Mendes e Dr. Arlindo Pereira pela orientação nos dados de crescimento do camarão;

Ao Prof. Dr. Walter Maia, pelo incentivo, apoio e conversas descontraídas nos momentos difíceis durante o mestrado;

Aos que não foram citados, mas que me apoiaram, em fim, a todos que direta ou indiretamente fizeram parte dessa conquista profissional, meu muito obrigado!

RESUMO

Os ambientes de cultivo de camarão têm sido impactados por fatores exógenos a atividade que potencializam a incidência de enfermidades nos animais cultivados. Nesse contexto, os produtores têm procurado adotar alternativas tecnológicas que visam minimizar efeitos deletérios de fatores exógenos ao cultivo, a exemplo do uso de probiótico com foco na melhoria da qualidade da água, do sedimento e da sanidade dos animais cultivados. Objetivou-se nesta pesquisa, analisar o efeito de um composto microbiano em cultivos de *Litopenaeus vannamei*, situado no Município de Rio Formoso em Pernambuco. Três viveiros de engorda (VE) foram testados em um ciclo de cultivo e povoados com 30 camarões/m², sendo um controle (VE2-SP), um com probiótico adicionado na água (VE3-PA) e outro com probiótico adicionado na água e no sedimento (VE4-PAS). Foram realizadas 93 coletas de amostras semanais de água e de sedimento para determinação de parâmetros físicos, químicos, biológicos e bacteriológicos, além de análises quinzenais de camarões para avaliar o estado sanitário, através de exame a fresco. Diferenças significativas foram identificadas nas contagens bacterianas de amostras de água e de sedimento, ambas com valores mais elevados para o VE2(SP). As análises de *Vibrio* spp. indicaram diferença significativa ($P > 0,05$) no sedimento, com menor valor registrado no VE2(SP). Dentre as espécies identificadas, o *Vibrio alginolyticus*, *V.harveyi*, *V. cholerae* e *V. vulnificus* são consideradas patogênicas para os camarões marinhos. No aspecto de sanidade, menor incidência de lesões foram registradas nos camarões dos viveiros com probiótico. Os camarões do VE2(SP) tiveram peso final mais elevado, no entanto com sobrevivência de 46,5%. Os teores de matéria orgânica no sedimento do VE4(PAS) reduziram gradativamente do início ao final do cultivo. Os menores teores de DBO foram registrados nos viveiros com probiótico. Nesse contexto, a aplicação diária do composto microbiano ocasionou efeito positivo na biorremediação dos ambientes, potencializando a degradação da matéria orgânica e mantendo a saúde dos animais cultivados.

Palavras-chaves: Probiótico. *Litopenaeus vannamei*. Hidrologia. Bacteriologia.

ABSTRACT

The environment where shrimp are cultivated has been attacked by exogenous factors that have increased the potential for deleterious effects on cultivated animal. In this context, producers have tried to adopt alternative technologies that attempt to lessen these effects, like for example the use of probiotics, aiming to improve water quality, pond sediment, and animal health conditions. The objective of this research was to analyze the effects of a microorganisms mixture on the cultivation of shrimp (*Litopenaeus vannamei*) on growout ponds located in the county of Rio Formoso in the State of Pernambuco, Brazil. Three growout ponds (VE) were tested in a growout cycle where ponds were stocked with 30shrimp/m² and, where one pond was the control (VE2-SP), another pond had probiotics added in the water (VE3-PA) and the third pond had probiotics added to the water and to the soil. 93 weekly samples were collected from both the water and pond soil to determine physical, chemical, biological, and bacteriological parameters. In addition, bi-weekly analysis of the cultivated shrimp were conducted in order to evaluate their sanitary state through presumptive analysis. Significant differences were identified in the bacterial counts in the water soil sediment samples, in both cases with higher values in VE2(SP). *Vibrio* spp analysis showed a significant difference ($P>0,005$) in the soil sediment, with the smallest value registered in the VE2 (SP). Among the identified species, *Vibrio alginolyticus*, *V.harveyi*, *V. cholerae* and *V. vulnificus* are considered pathogens to marine shrimp. As far as health conditions are concerned, a lesser number of injuries in the shrimp with probiotics were found. The shrimp from VE2(SP) reached a heavier final weight, however, with a survival rate of 46,5%. The organic matter in the soil sediment reduced drastically from the beginning to the end of the cycle. The lesser BOD numbers were registered in the ponds using probiotics. In this context the daily application of microorganism mixture had a positive effect in the bioremediation of the environment, increasing organic matter degradation and maintaining the cultivated animals in healthy conditions.

Key-words: Probiotics. *Litopenaeus vannamei*. Hydrology. Bacteriology.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Complexo estuarino do Rio Formoso e seus rios formadores.....	34
Figura 2. Casa de bomba para captação de água do estuário e canal de abastecimento da fazenda.....	38
Figura 3. Pontos de amostragens nos viveiros e no canal de abastecimento.....	41
Figura 4. Estações de amostragens de sedimento nos viveiros.....	46
Figura 5. Variação sazonal média da precipitação pluviométrica nos últimos 30 anos (a) e entre 2007 e 2008 (b) no Município de Rio Formoso.....	48
Figura 6 Variação sazonal da temperatura do ar (° C) no Município de Rio Formoso.	49
Figura 7 Variação da transparência da água durante o período estudado (a) e nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.....	51
Figura 8. Variação do pH da água durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.....	52
Figura 9. Variação da temperatura da água (° C) durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.....	53
Figura 10. Variação da salinidade da água no período estudado (a) e durante análise nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo...	55
Figura 11. Variação do oxigênio dissolvido (ml.L^{-1}) e da saturação de oxigênio (%) no período estudado (a) e durante análise nictemeral (b) da água no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.....	57
Figura 12. Variação da DBO (mg.L^{-1}) durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) da água do canal de abastecimento na Aquacultura Campo Novo.....	58
Figura 13. Variação da clorofila a (mg.m^{-3}) durante o período estudado no canal de abastecimento da Fazenda Campo Novo.....	59
Figura 14 Associação dos parâmetros ambientais através da análise dos componentes principais.....	60
Figura 15. Variação da transparência da água durante o período estudado (a) e nictemeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE2 SP), com probiótico na água (VE3PA) e com probiótico na água e sedimento (VE4PAS).....	64

Figura 16	Variação do pH da água durante o período estudado (a) e nas análises nictimeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE 4 PAS)....	66
Figura 17.	Variação da temperatura durante o período estudado (a) e análises nictimeral (b) dos viveiros sem probiótico (VE2SP) com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE4 PAS).....	68
Figura 18.	Variação da salinidade durante o período estudado (a) e análise nictimeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE2SP), com probiótico na água (VE3PA) e com probiótico na água e sedimento (VE4PAS).....	70
Figura 19.	Variação no período estudado do oxigênio dissolvido (a) e da saturação de oxigênio (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).....	72
Figura 20.	Variação nictimeral do oxigênio dissolvido (a) e da saturação de oxigênio (%) (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).....	73
Figura 21.	Variação da DBO durante o período estudado (a) e nas análises nictimeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3PA) e com probiótico na água e sedimento (VE4PAS).....	75
Figura 22.	Variação da clorofila <i>a</i> ao longo do período estudado nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).....	76
Figura 23.	Amostras da extração de pigmentos clorofilianos em amostras coletadas no estuário (a), no canal de abastecimento (b) e no viveiro durante o período estudado.....	78
Figura 24.	Associação dos parâmetros ambientais através da análise dos componentes principais.....	79
Figura 25.	Total de bactérias heterotróficas presentes na água (UFC/mL) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).....	81
Figura 26.	Total de bactérias heterotróficas presentes no sedimento (UFC/g) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).....	83
Figura 27.	Total de <i>Vibrio</i> spp. presentes na água (UFC/L) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).	85

Figura 28. Total de <i>Vibrio</i> spp. presentes no sedimento (UFC/g) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).	88
Figura 29. Associação dos parâmetros ambientais no canal de abastecimento.....	89
Figura 30. Associação dos parâmetros ambientais nos ambientes de cultivo.....	90
Figura 31. Lesões observadas nos camarões: presença de protozoários no epipodito (a) e gametócitos no ceco pilórico (b), gregarinas no intestino (c), necrose nas brânquias e presença de matéria orgânica nos filamentos(d), defomormidade e ausência de lipídeos nos túbulos do hepatopâncreas (e) e extrangulamento dos túbulos (f).....	91
Figura 32. Teores de matéria orgânica em diferentes intervalos do ciclo de cultivo nos viveiros VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	97
Figura 33. Relação de crescimento em peso (g) x comprimento (cm) nos viveiros VE2 - sem probiótico, VE3 - com probiótico na água e VE4 - com probiótico na água e no sedimento.....	97
Figura 34. Desempenho do crescimento em peso (g) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	100
Figura 35. Desempenho do comprimento (cm) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2, VE3 e VE4.....	101

LISTA DE TABELAS

Tabela 1.	Quantidade de probiótico (L/ha/ciclo) utilizado nos viveiros VE3 e VE4.....	40
Tabela 2	Cronograma de coletas realizadas nos viveiros e no canal de abastecimento.....	41
Tabela 3.	Resultados das variáveis físicas, químicas e biológicas do canal de abastecimento, representadas pela média e desvio padrão.....	50
Tabela 4.	Valores médios e desvio padrão das variáveis físicas, químicas e biológicas entre diferentes tratamentos.....	61
Tabela 5.	Valores médios e desvio padrão das variáveis físicas, químicas e biológicas entre diferentes tratamentos e pontos de amostragem no viveiro.....	62
Tabela 6.	Contagens de bactérias heterotróficas no canal de abastecimento e nos viveiros VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	80
Tabela 7.	Contagens e identificação de espécies de <i>Vibrio</i> spp. nas amostras de água do canal de abastecimento e dos viveiros estudados.....	84
Tabela 8.	Contagens e identificação de espécies de <i>Vibrios</i> spp. nas amostras de sedimento do canal de abastecimento e dos viveiros estudados.....	87
Tabela 9.	Avaliação percentual (%) das lesões detectadas através de exame a fresco nos camarões oriundos do viveiro sem probiótico (VE2) e sob adição de probiótico na água (VE3) e na água e sedimento (VE4).....	91
Tabela 10.	Condições no sedimento dos viveiros em intervalos distintos de cultivo....	93
Tabela 11.	Desempenho produtivo nos viveiros sem probiótico (VE2), com probiótico na água (VE3) e com probiótico na água e no sedimento (VE4).....	94
Tabela 12.	Desempenho em peso (g) x crescimento (cm) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	97
Tabela 13.	Desempenho de crescimento em peso (g) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	98
Tabela 14.	Desempenho de crescimento comprimento (cm) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).....	99

SUMÁRIO

Dedicatória

Agradecimentos

Resumo

Abstract

Lista de Figuras

Lista de Tabelas

1. INTRODUÇÃO	16
2. OBJETIVO	19
2.1 Geral.....	19
2.2 Específicos.....	19
3. REFERENCIAL TEÓRICO	20
3.1 A carcinicultura no Brasil e no Mundo.....	20
3.2 Aspectos sócio-econômicos da atividade.....	21
3.3 Considerações sobre as áreas costeiras e estuarinas.....	23
3.4 Qualidade da água no cultivo de camarão.....	24
3.5 Qualidade do solo no cultivo de camarão.....	28
3.6 Os microrganismos e o uso de probióticos no cultivo de camarão.....	29
4.0 DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	33
4.1 Descrição geral.....	33
4.2 Complexo estuarino do Rio Formoso.....	34
5.0 MATERIAL E MÉTODOS	37
5.1 Climatologia.....	37
5.2 Local de estudo.....	37
5.3 Atividade de cultivo.....	38
5.4 Uso de probiótico.....	40
5.5 Avaliação da qualidade da água.....	41
5.5.1 Parâmetros avaliados.....	43
5.6 Bacteriologia.....	43
5.6.1 Determinação do número total de bactérias heterotróficas.....	44
5.6.2 Determinação do número total de <i>Vibrio</i> spp.....	44

5.6.3 Identificação morfologia e bioquímica das espécies de <i>Vibrio</i> spp.....	45
5.7 Exame a fresco dos camarões.....	45
5.8 Análise do teor de matéria orgânica no sedimento do viveiro.....	45
5.9 Avaliação do crescimento dos camarões.....	46
5.10 Análise estatística dos dados.....	47
6.0 RESULTADOS E DISCUSÃO.....	48
6.1 Climatologia.....	48
6.1.1 Precipitação pluviométrica.....	48
6.1.2 Temperatura do ar.....	49
6.2 Hidrologia.....	49
6.2.1 Canal de abastecimento.....	49
6.2.1.1 Transparência (m).....	50
6.2.1.2 Potencial hidrogeniônico (pH).....	51
6.2.1.3 Temperatura da água (° C).....	51
6.2.1.4 Salinidade ‰.....	54
6.2.1.5 Oxigênio dissolvido (ml.L ⁻¹) e saturação de oxigênio (%).....	55
6.2.1.6 Demanda bioquímica de oxigênio (mg.l ⁻¹).....	57
6.2.1.7 Clorofila a (mg.m ⁻³).....	58
6.2.1.8 Análise dos componentes principais.....	60
6.2.2 Ambiente de cultivo.....	61
6.2.2.1 Transparência (m).....	63
6.2.2.2 Potencial hidrogeniônico (pH).....	65
6.2.2.3 Temperatura da água (° C).....	66
6.2.2.4 Salinidade ‰.....	68
6.2.2.5 Oxigênio dissolvido (ml.L ⁻¹) e saturação de oxigênio (%).....	70
6.2.2.6 Demanda bioquímica de oxigênio (mg.l ⁻¹).....	74
6.2.2.7 Clorofila a (mg.m ⁻³).....	76
6.2.2.8 Análise dos componentes principais.....	78
6.3 Bacteriologia.....	79
6.3.1 Contagem de bactérias heterotróficas.....	79
6.3.1.1 Contagem de bactérias heterotróficas na água.....	80
6.3.1.2 Contagem de bactérias heterotróficas no sedimento.....	81
6.3.2 Contagem e identificação de <i>Vibrio</i> spp.....	83
6.3.2.1 Contagem e identificação de <i>Vibrio</i> spp. na água.....	83

6.3.2.2 Contagem e identificação de <i>Vibrio</i> spp. no sedimento.....	86
6.3.3 Análise dos componentes principais.....	89
6.4 Avaliação da saúde dos camarões através de exame a fresco.....	90
6.5 Monitoramento do sedimento dos viveiros.....	92
6.6 Resultados de produção	94
6.6.1 Crescimento dos camarões.....	96
7. CONCLUSÕES.....	100
8. RECOMENDAÇÕES PARA TRABALHOS FUTUROS.....	102
9. REFERÊNCIAS.....	103

1. INTRODUÇÃO

Com boa parte dos recursos pesqueiros se aproximando do seu limite máximo de exploração sustentável e alguns em claro processo de sobrepesca, o atendimento à crescente demanda mundial por pescados dependerá da aquicultura, atividade que se apresenta como importante atividade para geração de alimentos, divisas e oportunidades para inserção social e geração de emprego e renda, em especial nos países em desenvolvimento.

A produção mundial de camarão em cativeiro tem ocupado posição de destaque entre as diversas espécies cultivadas, evoluindo de 917.315 t em 1996 para 3.164.384 t em 2006, correspondendo a um incremento de 48,63 % neste período, liderada principalmente pelos países asiáticos, responsáveis por mais de 89% do volume produzido (ROCHA, 2008a).

No Brasil, o cultivo de camarão ao nível comercial teve início na década de 70, com a introdução da espécie *Marsupenaues japonicus* e, posteriormente, o cultivo das espécies nativas *Farfantepenaeus brasiliensis*, *Farfantepenaeus subtilis* e *Litopenaeus schmitt* (CARVALHO et al., 2005). No entanto, foi a partir da introdução da espécie *Litopenaeus vannamei*, na década de 90, que a produção de camarão apresentou seus melhores desempenhos no país.

Subsidiados por seqüenciais investimentos em tecnologia e infra-estrutura advindos da iniciativa privada, a carcinicultura marinha brasileira obteve auto-suficiência na produção de pós-larvas, rações de qualidade e indústrias suficientes para processar um volume considerável de produção. Dessa forma, o país atingiu índices de produção elevados em 2003 (90.190 t) com receita de 360 milhões de dólares e a sexta posição no ranking mundial dos produtores de camarão, ocupando ainda, posição de destaque na exportação para os mercados internacionais mais exigentes como França e Espanha (ROCHA et al., 2004).

A indústria do camarão cultivado se destacou no ramo do agro negócio por necessitar de menores investimentos para gerar empregos diretos, despontando na pauta das exportações nordestinas do setor primário, atrás apenas da cana-de-açúcar, produto tradicional da região nordeste (FROTA, 2006), que apresenta condições ideais de clima e áreas propícias para o cultivo de camarão, sendo responsável por mais de 90% do volume produzido.

Estudo realizado por Sampaio et al. (2005) em municípios selecionados do nordeste, apontaram a carcinicultura como importante atividade na geração de oportunidade de trabalho para a mão-de-obra sem qualificação profissional (88%), contribuindo para a elevação e estabilidade do emprego e renda, para a elevação da receita municipal e para a melhoria das condições de vida em municípios da região.

Uma crise compreendida entre 2004 e 2007 no setor, interrompeu um crescimento exponencial médio de 71% ao ano, ocasionando uma redução de 28 % no volume produzido entre os anos de 2003 (90.190 t) e 2007 (65.000 t), segundo Rocha (2008b). Dentre os problemas enfrentados pelos produtores brasileiros, destaca-se a incidência de enfermidades, ocasionadas principalmente pelo vírus da *Mionecrose Infecciosa* (IMNV) na Região Nordeste e da Mancha Branca (WSSV) em Santa Catarina, que somados com a desvalorização do dólar frente ao real e ao aumento nos custos de produção, culminou em uma forte crise no setor (OSTRENSKY et al., 2007).

As áreas propícias ao cultivo de camarão estão inseridas em ambientes costeiros estuarinos considerados complexos do ponto de vista hidrobiológico, além de abrigar espécies da fauna e flora marinha e servirem como fonte de sustento para populações costeiras que vivem em seu entorno. No entanto, há décadas, estas áreas vêm sofrendo intensa ação antrópica, concentrando uma série de atividades e grande parte da população. Notadamente, a preservação dos estuários é de fundamental importância para as atividades aquícolas, uma vez que as características físicas, químicas e biológicas de suas águas são relevantes para a manutenção da sanidade e dos aspectos zootécnicos dos animais cultivados.

Assim, a adoção de boas práticas de manejo e o controle adequado da qualidade da água e do sedimento, tornam-se essenciais para a manutenção das condições favoráveis do ambiente de cultivo, uma vez que as variações podem desencadear efeitos deletérios a saúde dos camarões, refletindo em prejuízos ao produtor. Dentre os organismos patogênicos ao camarão cultivado, destacam-se as vibrioses, ocasionadas por bactérias gram negativas predominantes em ambiente marinho e freqüentemente reportadas como causadoras de mortalidades em cultivos, ocasionadas principalmente pelas espécies *Vibrio harveyi*, *V. vulnificus*, *V. parahaemolyticus* e *V. alginolyticus* (MORALES-COVARRUBIAS, 2004).

A biotecnologia através do uso de compostos a base de microorganismos vivos tem sido uma ferramenta de importância crescente nas atividades aquícolas, contribuindo com o desenvolvimento de práticas que visam à sustentabilidade do meio, minimizam a utilização de produtos químicos e promovem a sanidade dos animais cultivados. Estes compostos, denominados probióticos, são utilizados com finalidade de incrementar a microbiota heterotrófica existente no ambiente, promovendo, inclusive, a biorremediação (MORIARTY, 1997; GATSOUP, 1999), através da melhoria das variáveis físicas e químicas da água e do sedimento (DEVARAJA, 2002; SHISHEHCHIAN et al., 2002; BALCAZAR, 2006) e a manutenção da saúde dos animais cultivados (FARZANFAR, 2006).

Pelo exposto, estudos concernentes as variáveis físicas, químicas e biológicas dos ambientes aquícolas, em especial os utilizados para a carcinicultura, são de fundamental relevância para o aprimoramento de práticas de manejo que visam à sustentabilidade e a minimização dos impactos, que atrelados a tecnologias de alto nível, buscam um melhor desempenho técnico e econômico dos cultivos.

2. OBJETIVOS

2.1 Geral

Determinar a viabilidade do uso de composto comercial probiótico visando à melhoria das condições ambientais de cultivo e o conseqüente aumento da produção de camarão da espécie *Litopenaeus vannamei*.

2.2 Específicos

- Avaliar as condições hidrobiológicas nos ecossistemas de cultivo e no canal de abastecimento, através de análises físicas, químicas e medições de Clorofila *a*;
- Quantificar as bactérias heterotróficas e de *Vibrio* spp. nas amostras de água (UFC/mL) e de sedimento (UFC/g) dos viveiros e do canal de abastecimento;
- Avaliar o teor de matéria orgânica no sedimento dos viveiros selecionados.
- Monitorar o estado de saúde dos camarões cultivados através de exame a fresco;
- Relacionar as condições hidrobiológicas dos ecossistemas de cultivo com o desenvolvimento da espécie cultivada;
- Avaliar o desempenho produtivo em função do uso de probiótico.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 A carcinicultura no Brasil e no mundo

O cultivo do camarão marinho tem sua origem para fins de subsistência no Sudoeste da Ásia. A atividade se manteve por séculos com características artesanais até a década de 1930, quando no Japão, foi obtida em laboratórios a desova de fêmeas capturadas no mar para a produção comercial de pós-larvas, cuja tecnologia deu origem ao que é hoje a carcinicultura moderna com transações internacionais que geram em torno de US\$ 10,0 bilhões anuais (ROCHA e RODRIGES, 2004).

Segundo Rocha (2008a), com a produção extrativa de camarão marinho atingindo o limite máximo de exploração sustentável, além do aumento do consumo interno e das importações mundiais crescendo 7,4% ao ano, o atendimento a demanda por esse tipo de pescado está na dependência do desempenho da carcinicultura.

Dados da FAO em 2008 revelaram que a produção mundial de camarão de captura em 2006 (3.460.003 t) apresentou uma redução de 2,34 % em relação a 2003 (3.543.050 t), enquanto a produção oriunda do cultivo cresceu 48%, passando de 2.129.026 t (2003) para 3.164.384 t (2006). Nesse contexto, o Continente Asiático liderado pela China, Tailândia, Vietnã e Indonésia, é o principal produtor de camarão cultivado contribuindo com 88,91% da produção mundial, seguido pelo Continente Americano representando 10,56% e os demais continentes com apenas 0,53% (ROCHA, 2008b).

No Brasil os primeiros experimentos com o cultivo de camarão datam da década de 70, período que o Governo do Rio Grande do Norte criou o “Projeto Camarão”, visando estudar a viabilidade do cultivo da espécie *Penaeus japonicus* em substituição à extração do sal, atividade tradicional no Estado e que enfrentava na época série crise de preço e mercado, refletindo em desemprego nas áreas salineiras (BRASIL, 2001).

No entanto, a produção de camarão do ponto de vista empresarial teve início na segunda metade da década de 1990, impulsionada pela introdução da espécie *Litopenaeus vannamei* oriunda do Pacífico e de investimentos em estrutura e

tecnologia, que aliado as condições ideais do clima, solo e água para o cultivo desta espécie, em especial na região nordeste, tornou a carcinicultura marinha uma realidade no agronegócio brasileiro (CARVALHO et al., 2005)

Em conseqüência, a produção brasileira de camarão cultivado cresceu de 3.654 t (3.548 ha) em 1997 para 90.190 t (15.000 ha) em 2003, cuja produtividade neste ano alcançou níveis de 6.083 kg/ha/ano e divisas na ordem de US\$ 225 milhões de dólares, configurando o país como o líder em produção de camarão do hemisfério ocidental e sexto maior produtor do mundo no referido ano, com destaque para região nordeste, responsável por mais de 90% da produção (ROCHA et al., 2004).

Entretanto, a partir de 2004, a atividade enfrentou problemas que afetaram o seguimento produtivo e provocaram quedas consecutivas em sua produção, reduzindo para 75.094 t em 2004 e 65.000 t em 2005 e 2007 (OSTRENSKY et al., 2007; ROCHA, 2008a). Dentre os problemas enfrentados pelos produtores brasileiros, destacam-se a ação antidumping movida pelos pescadores norte-americanos, a incidência de enfermidades que afetou os cultivos da Região Nordeste e de Santa Catarina, e especialmente, a desvalorização do dólar frente ao real somado ao aumento nos custos de produção, culminando em uma crise sem precedentes para o setor (OSTRENSKY op cit.).

Segundo Rocha (2007), as perdas financeiras das exportações da carcinicultura brasileira em conseqüência da valorização do Real (R\$) frente ao Dólar (U\$) foram da ordem de 40% no período de 2003 a agosto de 2007, às quais se somam os aumentos de salário mínimo (53,33%) do óleo diesel (34%) e da energia (25%), o que sem dúvida afetou as exportações de camarão cultivado brasileiro e aumentou a exploração do mercado interno, que já assimila mais de 70% do volume produzido.

3.2 Aspectos sócio-ambientais da atividade

No aspecto social, Sampaio e Costa (2003) consideraram a carcinicultura como importante atividade do agronegócio para região nordeste, uma vez que cerca de 88% do trabalho ofertado por este seguimento é ocupado por mão-de-obra sem qualificação profissional, representada, principalmente, por pescadores artesanais, salineiros e trabalhadores rurais. Neste contexto, Sampaio et al. (2005) destacaram

ainda a contribuição do setor para a elevação e estabilidade do emprego e renda, para a elevação da receita municipal e para a melhoria das condições de vida em municípios da região, destacando a participação da população economicamente ativa (PEA) no setor, a representação setorial no PIB municipal e a sua participação na receita tributária.

A crescente participação do pequeno produtor nesta atividade demonstra que a mesma contribui de forma positiva para a inclusão social de uma significativa parcela da comunidade rural litorânea e do semi-árido, cujo censo da carcinicultura brasileira em 2004 reportado por Rodrigues (2005), revelou que de um total de 997 produtores em operação, 71,41% (712) foram pequenos produtores; 23,37% (233) foram de médios produtores e apenas 5,22% (52), grandes produtores (ROCHA, 2005).

Por outro lado, o rápido desenvolvimento da atividade comercial em importantes áreas tropicais do mundo vem sendo acompanhado de crescentes preocupações sobre a sua sustentabilidade ambiental (CHAMBERLAIN, 2002; CARVALHO et al., 2005), especialmente pelo fato de ser praticada em áreas litorâneas, concorrendo por espaço com outras atividades, a exemplo dos assentamentos de populações, pesca, turismo e agricultura, gerando possíveis conflitos e impactos (PÁEZ-OSUNA, 2001; CAVALCANTI, 2003).

Em geral, os principais impactos ou efeitos ambientais atribuídos ao cultivo do camarão estão relacionados ao uso de áreas de preservação permanente (ex. manguezais), a sua influência na biodiversidade e as descargas de nutrientes e de matéria orgânica pelos efluentes dos viveiros. Estes impactos não podem ser negados, no entanto, são frutos do mau planejamento e da má gestão de alguns produtores e das instituições governamentais envolvidas, do que propriamente, uma consequência rotineira dessa atividade (BRASIL, 2001).

Iniciativas do setor produtivo através da Associação Brasileira de Criadores de Camarão tem focado a capacitação dos produtores em questões ligadas a boas práticas de manejo e a conservação do meio ambiente, através de uma série de documentos técnicos direcionados a pequenos, médios e grandes produtores, a exemplo dos Códigos de Conduta para fazendas de engorda e laboratórios de produção de pós larvas, Programa de Biossegurança, Manual de Boas Práticas de Manejo e Gestão de Qualidade na Fazenda, além de um programa de certificação

voltado ao processos produtivo através de empresas certificadoras internacionais (ROCHA e ROCHA, 2007).

3.3 Considerações sobre as áreas costeiras e estuarinas

Babier et al., (2008), destacaram que as áreas costeiras concentram diversas atividades produtivas e industriais e é habitada por mais de um terço da população do mundo, no entanto, estas áreas compõem apenas 4% da área total do planeta e sua densidade populacional está aumentando de forma exponencial. A sustentabilidade a longo prazo das populações nestes ambientes depende dos ecossistemas costeiros e dos serviços que estes lhe proporcionam: proteção a tempestade, produção de alimentos e a qualidade da água, embora a degradação dos mesmos nas últimas três décadas foi intensa e crescente no mundo inteiro, incluindo manguezais, recifes costeiros e os prados de fanerógamas marinhas.

O controle da densidade populacional e a pressão da população na Zona Costeira, por atingir valores muito acima do normal e causar impactos significativos ao ambiente, apresentam-se como problemas de difíceis soluções e de alta relevância, considerando a importância que o bioma costeiro e seus ecossistemas associados representam para o meio ambiente (MOURA, 2007).

No Brasil a ocupação das zonas costeiras teve início com a chegada dos primeiros colonizadores europeus, que encontraram nestas áreas, condições apropriadas para o abrigo das embarcações e que ainda forneciam alimento farto, dando início à instalação dos primeiros núcleos populacionais. No entanto, a transformação desses núcleos em cidades e importantes centros econômicos e de trocas de produtos (portos), passou a gerar os primeiros conflitos inerentes ao desenvolvimento (SCHAEFFER-NOVELLI, 1989).

Dentre os ecossistemas inseridos no bioma costeiro destacam-se os estuários, que segundo a clássica definição de Pritchard (1967), “são corpos de água costeira, semi-fechados, com uma livre conexão com o mar aberto e dentro dos quais, a água marinha e gradativamente diluída pela água doce proveniente da drenagem terrestre. Odum (1988) destacou que esses ambientes são geralmente produtivos e abundantes em nutrientes, abrigando diversas espécies da fauna e flora marinha. Os aspectos que explicam a razão da elevada produtividade dos estuários são o fluxo das marés e o aporte de nutrientes provenientes da drenagem terrestre,

importantes na sustentação de altas taxas de produção primária, cujo conhecimento sobre essa produção dá uma visão geral sobre a relação trófica e o fluxo de energia existente neste ecossistema (NASCIMENTO et al., 2000; SANTOS et al., 2002).

Entretanto, os ambientes costeiros vêm sofrendo intensa pressão antrópica por diferentes fatores de degradação, a exemplo dos pólos químicos, especulação imobiliária, construção de portos e terminais, atividade agropecuária e uso de agrotóxicos, desmatamentos, usinas açucareiras e alcooleiras, pesca predatória, aterro, aquíicultura, dentre outros, que tem causado a diminuição da biodiversidade e, conseqüentemente, dos recursos alimentícios, o que demonstra a vital importância da sua preservação (SCHAEFFER-NOVELLI, 1989; BASTOS et al., 2005).

3.4 Qualidade da água no cultivo de camarão

O cultivo intensivo de camarão tem se desenvolvido firmemente durante a última década em resposta à demanda crescente do mercado mundial. Os sistemas de produção evoluíram de extensivo para intensivo gerando aumento da captação de água e oferta de alimentos para os camarões, conseqüentemente, os resíduos provenientes do cultivo como alimentação e metabólicos também foram aumentados (THAKUR; LIN, 2003).

Nesse contexto, a eutrofização ocasionada pelo aporte e enriquecimento de nutrientes por atividades diversas, especialmente nitrogênio e fósforo, é considerado um dos impactos mais comuns em ecossistemas costeiros, que podem passar de oligotrófico e mesotrófico para eutrófico ou hipereutrófico (ESTEVES, 1998), ocasionado, principalmente, pela elevação da sua produtividade, cuja resposta a escala e intensidade dos impactos por esses ecossistemas variam em cada ambiente (SIMAS e FERREIRA, 2007).

Em relação ao cultivo de camarão, Burford et al. (2003) mencionaram a preocupação existente no tocante a sua sustentabilidade ambiental, tendo em vista que o aporte de nutrientes em águas costeiras advindos desta atividade tem gerado crescente pressão dos órgãos reguladores e das organizações não-governamentais. Estudos realizados sobre aportes de nutrientes por atividades aquícolas revelaram que 90% do nitrogênio e fósforo que entram no ambiente de cultivo sob a forma de

alimentos, menos de um sexto é assimilado como biomassa de camarão (BRIGGS e FUNGE-SMITH, 1994).

Avnimelech e Ritvo (2003) destacaram que os animais aquáticos cultivados assimilam entre 5% e 40% dos nutrientes (carbono, nitrogênio e fósforo) ofertados via alimentação, cuja retenção média por peixes e camarão, é de aproximadamente 13% para o carbono, 29% para o nitrogênio e 16% para o fósforo. Os nutrientes não assimilados pelos animais são dispersados no ambiente e tendem a se acumular, resultando em deterioração do sistema do viveiro e promovendo condições favoráveis para a proliferação de organismos patogênicos, de forma que o crescimento, a atividade e a saúde do camarão podem ser negativamente afetados (HERNANDÉZ e NUNES, 2001; AVNIMELECH e RITVO, op. cit.).

Dessa forma, os ambientes de cultivo devem ser vistos como ecossistemas nos quais os microrganismos e os camarões se encontram numa variedade de interações (competição, comensalismo e patogenia), onde a adição de nutrientes e outras manipulações podem causar perturbações e influenciar a natureza desses processos (AZAM et al., 2002).

Assim, práticas de manejo ambientalmente e economicamente sustentáveis visando à qualidade da água na aqüicultura são essenciais para manutenção das condições favoráveis e da minimização dos impactos, de forma que possam proporcionar aspectos de qualidade e sanidade aos animais cultivados (KUBITZA, 2003; BOYD, 2002; FUNGE-SMITH e BRIGGS, 1998).

Neste sentido, o uso de inócuos comerciais à base de microrganismos benéficos tem sido reportado como ferramenta de manejo visando promover a melhoria dos parâmetros de qualidade de água (BALCAZAR, 2006; FARZANFAR, 2006; SAHU et al., 2007).

Por outro lado, o desenvolvimento da aqüicultura e, em especial, da carcinicultura e maricultura, estará sempre dependente da aplicação de um rígido programa de gerenciamento dos recursos hídricos, tendo presente que os fatores exógenos a atividade como esgotos domésticos, agrotóxicos, rejeitos industriais e metais pesados, são carregados sem tratamento e controle para os rios e estuários (MAIA, 2005). Estes são os principais vetores de degradação das condições naturais e de limitação da produção aquícola, sobre os quais os produtores de camarão não têm nenhum controle (LACERDA et al., 2004; MAIA, op. cit.; ROCHA, 2005).

Esses fatores de poluição alheios a atividade tem conduzido os produtores a diminuir a troca de água, considerando que as práticas de manejo que adotam o sistema de renovação são comuns em cultivos de camarão, evitando dessa forma, manifestações adversas ao cultivo (BURFORD, et al, 2003). Segundo Lima (2007) apud Hopkins et al (1993) e Chien (1992), são adotadas por dia taxas de renovação entre 5 e 30% do volume de viveiros no sistema intensivo, enquanto nos viveiros com baixas densidades de estocagem as taxas variam de 1 a 5%, apenas para repor perdas por evaporação e infiltração. As renovações propiciam a eliminação dos excessos de nutrientes e fitoplânctons, evitam a superprodução de algas, removerem os detritos tóxicos metabólicos, a exemplo da amônia, e evitam elevação da salinidade no período de estio (BOYD, 2002.).

Cavalcanti (2003) abordou que estudos relacionados a taxa de renovação tem merecido a atenção dos pesquisadores, a exemplo de Hopkins et al. (1993) que analisaram os efeitos de taxas de 25, 2,5 e 0% ao dia, em cultivo de *Penaeus setiferus* e concluíram que a redução ou mesmo a eliminação das renovações minimizam o potencial de impacto ambiental na porção externa dos viveiros. Assim, considera-se que quanto mais intensificados forem os sistemas de produção maior a necessidade de trocas de água, em face ao acúmulo de matéria orgânica e da produção de metabólitos tóxicos nesses meios (MAIA, 2004).

Segundo o mesmo autor a carcinicultura marinha intensiva pode usufruir de três mecanismos de produção: os sistemas abertos com renovações de água e descargas constantes; os sistemas semi fechado com renovações parciais em intervalos maiores; e os fechados com reuso contínuo.

Nos últimos anos, pesquisas que visam à substituição dos sistemas abertos com renovação de água para os sistemas fechados ou sem renovação de água (*Zero Exchange*) têm sido intensificadas. Esses sistemas buscam reduzir os impactos endógenos e exógenos a atividade e minimizar o risco de contaminação por enfermidades, no entanto, exigem construção e custos de operação significativamente mais elevados e operações com altas densidades (McINTOSH, 2000; MAcNEIL, 2000; WASIELESKY et al., 2006). Thakur e Lin (2003) consideram um problema associado a estes sistemas, a rápida eutrofização resultante das concentrações crescentes de nutrientes e matéria orgânica no período de cultivo.

Nos sistemas abertos os viveiros interagem com todo o ambiente que o cerca, composto pelas fontes de água que o abastece e pelos estuários e manguezais que

recebem seus efluentes, dando e recebendo benefícios ou malefícios, dependendo de determinadas circunstâncias (CAVALCANTI, op. cit.). Para o autor, os efluentes dos viveiros não são tão concentrados em poluentes, como os industriais e municipais, porém de acordo com o manejo adotado, potencializam teores elevados de sólidos em suspensão, nutrientes e matéria orgânica.

Vinatea et al (2003) analisando efluentes de fazendas localizadas em seis diferentes estados brasileiros (PI, CE, RN, PB, PE, BA), indicaram médias de 5,49 ml.L^{-1} para o oxigênio dissolvido; 142 mg.L^{-1} para os sólidos suspensos; 0,15 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ de fósforo e amônia e teores em torno de 4,41 mg.L^{-1} para a Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO). Abreu et al (2003) em estudos realizados em efluentes e afluentes de grandes fazendas localizados no estuário do Rio Jaguaribe – CE, encontraram valores que oscilaram de indetectáveis a $< 0,2 \mu\text{mol.L}^{-1}$ para o fósforo e para o nitrogênio, correspondendo a 14 e 15 $\text{kg x hectare x ano}^{-1}$ respectivamente. Estudo realizado em uma fazenda de grande porte no estuário do rio Paraíba por Cavalcanti (2003), apresentou valores máximos de 0,74 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ para o nitrito, 2,39 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ para o nitrato, 2,68 para o fosfato e 7,37 mg.L^{-1} para a DBO.

Segundo Boyd et al. (1998) os ambientes receptores têm a capacidade de diluir e assimilar os poluentes que recebem, e, se sua capacidade não é excedida, os efluentes não causam eutrofização. Em determinadas circunstâncias, no entanto, certos processos físicos, químicos e biológicos alteram as características originais dos efluentes, atenuando os impactos que estes possam provocar nos ambientes externos às fazendas de cultivo de camarões.

Robertson e Phillips (1995) e Grautier et al (2001) demonstraram a importância dos manguezais para o setor aquícola, uma vez que esses ecossistemas possuem função de biofiltros e se apresentam como eficiente ferramenta para o tratamento dos efluentes, reduzindo sólidos suspensos e nutrientes advindos dos cultivos. Neste sentido, Shimoda et al (2005) estimam que entre 6 e 9 ha de mangue são necessários para filtrar as concentrações de fósforo presentes nos efluentes de 1 ha de viveiro.

No entanto, Cavalcanti (op. cit.) destacou que para avaliar os possíveis impactos que a atividade de carcinicultura em si possa provocar no meio externo, é necessário considerar toda a sistemática de manejo adotada durante os ciclos de cultivo, que podem gerar efluentes de má qualidade, repercutindo diretamente sobre os manguezais e estuários adjacentes.

3.5 Qualidade do solo no cultivo de camarão

Os solos mais propícios para o cultivo de camarão são aqueles que apresentam graus crescentes de salinidade, correspondendo aos solos impróprios para a cultura agrícola. Devem apresentar uma textura composta por uma mistura de silte, areia e argila, com pH próximo a 7 e matéria orgânica abaixo de 10% (Nunes, 2004).

Do ponto de vista biológico, os solos de viveiros apresentam características de um sistema vivo habitado por quatro grupos de microrganismos: bactérias, fungos, actinomicetes e protozoários, dos quais, destacam-se as bactérias que se apresentam em maior número e maior atividade, predominando as heterotróficas (BOYD, 1995; BARBIERI Jr. e OSTRENSKY NETO, 2002).

Estes microrganismos presentes no solo são responsáveis, direta ou indiretamente, por processos bioquímicos diversos, cujo papel essencial é a circulação, reciclagem e transformação dos nutrientes, disponibilizando carbono, nitrogênio, fósforo, enxofre, e outros elementos para o meio (CALVO, 1999).

Os solos de viveiros de camarão estão, em sua maioria, em áreas estuarinas ricas em fragmentos orgânicos e inorgânicos que geram uma densa massa de detritos derivada de condições anaeróbicas. A matéria orgânica adicionada ou produzida por partículas advindas da água de abastecimento ou provenientes do fundo forma uma camada superficial de sedimento onde a atividade microbiana é muito intensa, exercendo uma forte demanda de oxigênio (BOYD, 2002). Este processo reflete no desenvolvimento de condições anóxicas na interface solo-água, zona comumente habitada pelo camarão, podendo refletir em crescimento lento, enfermidades e conseqüentes mortalidades (CHIEN, 1989). Assim, a matéria orgânica é a fonte de poder de redução que, frequentemente, conduz a altas concentrações no sedimento de nitrato, amônia, ferro ferroso (Fe^{2+}), íons divalentes de manganês, sulfeto de hidrogênio e metano.

Avnimelech e Ritvo (2003) relataram que estudos realizados para determinar a contagem da microbiota bacteriana presente nos viveiros de camarão, encontraram valores superiores no sedimento quando comparados a água. Segundo os autores, o aumento da concentração desses microrganismos estava relacionado ao acúmulo de nutrientes e a concentração de matéria orgânica, que de acordo com

Boyd (2002), é a principal fonte de nutrientes orgânicos e inorgânicos para as bactérias do grupo heterotróficas.

No manejo do solo de viveiros, Malpartida et al. (2004) destacaram a importância em deixá-lo exposto aos raios solares após a despesca, permitindo dessa forma a mineralização da matéria orgânica, no entanto, consideram não recomendável deixar o solo seco por muitos dias, o que pode ocasionar a eliminação de bactéria benéficas que irão atuar na degradação da matéria orgânica.

Dessa forma, um manejo adequado do solo é considerado essencial para o êxito do cultivo, cujas variáveis ambientais atreladas a esta matriz podem provocar efeitos significativos nos resultados técnicos e econômicos (BARBIERI Jr. e OSTRENSKY NETO, 2002).

3.6 Os microrganismos e o uso de probióticos no cultivo de camarão

Os microrganismos apresentam uma imensa diversidade genética e desempenham funções únicas e cruciais na manutenção de ecossistemas como componentes fundamentais de cadeias alimentares e ciclos biogeoquímicos (CANHOS, 2003).

Segundo Abraham et al. (2004) faz-se necessário uma melhor compreensão da ecologia desses microrganismos presentes nos ambientes de cultivo e das funções exercidas pelos mesmos nos processos biogeoquímicos, o que irá proporcionar um manejo mais adequado e melhorias em sua produtividade.

Nos viveiros destinados ao cultivo de camarão a microbiota é composta, principalmente, por bactérias, fungos, algas e protozoários, os quais exercem grande importância nos sistemas aquícolas, destacando-se as bactérias, que se apresentam em maior quantidade e atividade (BARBIERI Jr.; OSTRENSKY NETO, op. cit.), possuindo tamanhos médios variando entre 0,5 a 1,0 μm de diâmetro ou largura e com formas na maioria esférica, cilíndrica e helicoidal, se apresentando como as mais versáteis em termos nutricionais dentre todos os organismos vivos (PELCZAR et al., 1997).

Segundo Macgraw (2002), no processo de crescimento, as bactérias heterotróficas obtêm carbono e energia a partir de compostos orgânicos disponíveis na natureza, enquanto os autotróficos obtêm energia a partir da luz (fotoautotróficas) e da oxidação de compostos inorgânicos, tais como a amônia (quimioautotróficos),

havendo uma complementação entre ambas no processo de obtenção de alimento. De acordo com Maeda (1999), os principais gêneros entre as populações bacterianas na aquicultura são o *Vibrio*, *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Pseudoalteromonas* e *Acinetobacter*.

Os microrganismos no sistema de cultivo estão presentes no sedimento, em substratos, na água, e nos camarões, podendo produzir efeitos positivos ou negativos (MARTINS, 2003). Dentre os efeitos positivos, os processos microbianos aeróbios e anaeróbios ocorrem na reciclagem dos nutrientes e na degradação da matéria orgânica, servindo como fontes de alimento para os animais cultivados e contribuindo para o controle de enfermidades (MORIARTY, 1997; HOROWITZ; HOROWITZ, 2000).

Dentre os efeitos negativos causados por microrganismos na carcinicultura, destacam-se as enfermidades, resultante de uma resposta pouco eficiente do animal frente a agentes patogênicos (SILVA, 2007). As enfermidades podem estar presentes em qualquer segmento de produção animal e por isso, a prevenção faz parte da rotina de manejo do cultivo (NUNES et al., 2004). Nos últimos anos os camarões cultivados têm sido acometidos por inúmeras enfermidades, cujos impactos sociais e econômicos tem sido profundos em diversos países produtores, agravadas em regiões que apresentam qualidade de água deficiente e que tem uso compartilhado (BUFORD, 2003).

Dentre os principais agentes causadores de doenças destacam-se as bactérias, por se encontrarem normalmente nos ambientes aquáticos marinhos e estuarinos e serem capazes de desencadear infecções primárias e ou secundárias (oportunistas) nos animais cultivados (MENDES et al., 2005; GOPAL et al., 2005), tendo como exemplo mais representativo de patógeno oportunista as bactérias marinhas do gênero *Vibrio* (MARTINS, 2003), consideradas como as mais importantes na carcinicultura e que fisiologicamente estão presentes no trato digestivo do camarão (MENDES et al., op. cit), responsáveis por doenças que ocasionam perdas consideráveis nos principais países produtores (CASTEX et al., 2008).

Mendes et al. (op. cit.) destacaram que para os camarões cultivados no Brasil, foram identificadas pelo menos oito espécies de *Vibrio* com potencial para ocasionar infecções entéricas, sistêmicas ou externas, tais como *Vibrio anguillarum*, *V.*

alginolyticus, *V. parahaemolyticus*, *V. splendidus*, *V. cholerae*, *V. damsela*, *V. harveyi* e *V. vulnificus*.

Em alguns casos, bactérias patogênicas para os camarões podem representar riscos para a saúde pública quando há ingestão de alimentos marinhos contaminados por víbrios, a exemplo do *Vibrio cholerae*, *V. parahaemolyticus* e *V. vulnificus*, associados à gastroenterite e septicemia em humanos (GOPAL et al., 2005).

A prevenção e o controle de doenças foram conduzidas durante décadas pelo uso considerável de antibióticos, entretanto, a eficácia desses agentes antimicrobianos como forma preventiva ficou duvidosa em decorrência de resultados obtidos em uma série de estudos, que indicaram a evolução da resistência microbiana nas bactérias patogênicas (BALCAZAR, 2006). Dessa forma, o uso de bactérias benéficas no controle dos microrganismos patogênicos é visto cada vez mais como uma alternativa ao uso de antibiótico.

Segundo Senok et al (2005), os primeiros trabalhos a cerca do uso de bactérias benéficas e seu papel positivo em substituição as maléficas foram realizados por Elie Metchnikoff na primeira década de 1900. Esses compostos bacterianos foram denominados de próbióticos, do grego “pro bios” que significa “para a vida”, cuja definição inicial é advinda dos anos 60 por Lilly e Stillwell (1965), que sugeriram probiótico como “substância produzida por um protozoário que estimula o crescimento do outro”. Posteriormente, esta definição foi modificada por Parker (1974) e em seguida por Fuller (1989), que definiu como “suplemento alimentar à base de microrganismos vivos, que afetam benéficamente o animal hospedeiro, promovendo o balanço de sua microbiota intestinal”.

Atualmente, a definição internacionalmente aceita pela FAO (Organização para Agricultura e Alimentação das Nações Unidas) é a de “microrganismos vivos, administrados em quantidades adequadas, conferindo benefícios à saúde do hospedeiro” (SAAD, 2006).

Na aquicultura, a aplicação de inócuos de bactérias ou preparações enzimáticas tem sido freqüente nos últimos anos, tornando as definições anteriores incompletas para esta ciência, devido ao fato desses compostos serem utilizadas visando além da sanidade dos animais, a melhoria das condições nos ambientes de cultivo. Nesse contexto, Gatesoup (1999) definiu probiótico para aquicultura como “células microbianas que são adicionadas de uma maneira que entrem no trato

digestivo dos animais, mantendo-se vivas, com o objetivo de melhorar a saúde do animal”. Verschuere et al (2000) ampliou esta definição para “suplemento microbiano vivo que tem efeito benéfico sobre o hospedeiro, assegurando melhor uso do alimento ou melhorando seu valor nutricional, bem como, intensificando a resposta do hospedeiro frente às enfermidades e a qualidade do ambiente”.

Diversos produtos comerciais estão disponíveis no mercado, recomendados, dentre outros, para promover a melhoria do sedimento dos viveiros, da qualidade da água e da saúde dos camarões, principalmente em cultivos intensivos (DEVARAJA, 2002). Os microrganismos comumente utilizados como probióticos em aquicultura são bactérias Gram-positivas (ácido lácticas, *Bacillus* spp., *Lactobacillus* spp.), Gram-negativas (*Vibrio alginolyticus*, *V. fluvialis*), fungos, microalgas, dentre outros (IRIANTO; AUSTIN, 2002; FARZANFAR, 2006; SAHU et al., 2007).

Estudos realizados com aplicação de probióticos à base de bactérias Gram-positivas (*Bacillus* spp.) tem demonstrado efeitos positivos na qualidade da água do cultivo de camarão (GATSOUP, 1999; DEJAVARA, op cit.), que segundo Verschuere (op cit.), são consideradas mais eficientes na conversão da matéria orgânica do que as bactérias Gram-negativas.

Shishehchian et al. (2002) encontraram maior número de *Bacillus* spp. após aplicação de produtos bacterianos no sedimento de viveiros para o cultivo de *Penaeus monodom*. No final do cultivo, verificaram significativa redução no nitrogênio total e no carbono em relação ao viveiro controle, sugerindo que determinados produtos microbianos podem melhorar a qualidade do sedimento com conseqüente aumento da produção de camarão.

Segundo Balcazar (2006), outros estudos a cerca dos possíveis benefícios ligados à administração desses compostos tem sido reportados, a exemplo da exclusão de bactérias patogênicas, como fonte de nutrientes e de contribuição enzimática para a digestão, absorção direta do material orgânico dissolvido pelas bactérias, dentre outros que ainda estão sendo investigados, a exemplo da resposta imune do camarão frente aos microrganismos patogênicos. Entretanto, o autor enfocou que há limitações para o entendimento do real mecanismo e ação dos probióticos, devendo-se ter cuidado na escolha dos microrganismos a serem utilizados. Neste aspecto, Irianto e Austin (op. cit.) consideram essencial que os microrganismos utilizados sejam inofensivos à espécie cultivada.

4. DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

4.1 Descrição geral

O município de Rio Formoso está situado na região fisiográfica da Mata Meridional de Pernambuco ($8^{\circ} 37' - 8^{\circ} 41'$ Lat. S e $35^{\circ} 04' - 35^{\circ} 08'$ Log. W) a 92 km de Recife, tendo como limite os municípios de Sirinhaém (norte), Tamandaré (sul) Gameleira (oeste) e o oceano atlântico (leste), abrangendo uma área de 433 km², que representa 9,1% da mesorregião a que pertence e 0,4% da área total de Pernambuco (CONDEPE, 1992).

O clima no litoral sul pernambucano, de acordo com a classificação de Köppen, é do tipo As' (tropical quente e úmido) com chuvas de inverno antecipadas no outono, cuja umidade relativa do ar apresenta média anual superior a 80% e evaporação média anual de 170 mm (ANDRADE; LINS, 1965). A precipitação média anual no município de Rio Formoso é de 2.788,4 mm, sendo maio e junho os meses mais chuvosos (LAMEPE, 2008). Predominam nesta região os ventos alísios de sudeste, com variação de leste e nordeste, constituintes da Massa Equatorial Atlântica e com velocidades médias anuais em torno de $2,5 \text{ m.s}^{-1}$ (ANDRADE e LINS, 1971).

O município de Rio Formoso está inserido na Área de Proteção Ambiental (APA) de Guadalupe, criada pelo Decreto Estadual N^o. 19.635, de 13 de março de 1997, abrangendo parte dos municípios de Sirinhaém, Rio Formoso, Tamandaré e Barreiros, totalizando 44, 255 hectares, dos quais 71,4 % (31.591 hectares) são de área continental e 28,6 % (12.664 hectares) são de área marítima. Dentre os municípios supracitados, o de Rio Formoso participa com 38,2 % da área continental da APA, seguido por Tamandaré (35,1 %), Sirinhaém (19,5 %) e Barreiros (7,2 %) (CPRH, 1998).

No que se refere à hidrologia, o município de Rio Formoso está inserido nas bacias do rio Una, Sirinhaém e pequenos rios litorâneos. Destaca-se neste contexto o complexo estuarino do Rio Formoso ($8^{\circ} 39' - 8^{\circ} 42'$ S e $35^{\circ} 10' - 35^{\circ} 05'$ W), que perfaz uma área de aproximadamente 2,724 ha e é formado pelos rios Formoso, dos Passos e Lemenho, a noroeste, e pelo rio Ariquindá, ao sul, rios de características litorâneas. A socioeconômica da região é voltada a atividade canavieira, sucroalcooleira e a atividade pesqueira, cujos recursos naturais representam

alimento direto e indireto para as comunidades que vivem próximas o estuário (FIDEM,1987).

4.2 Complexo estuarino do Rio Formoso

Segundo Lira et al., (1979) o estuário do Rio Formoso possui 12 km de extensão e está localizado a 76 km ao sul da cidade de Recife (Figura 1).

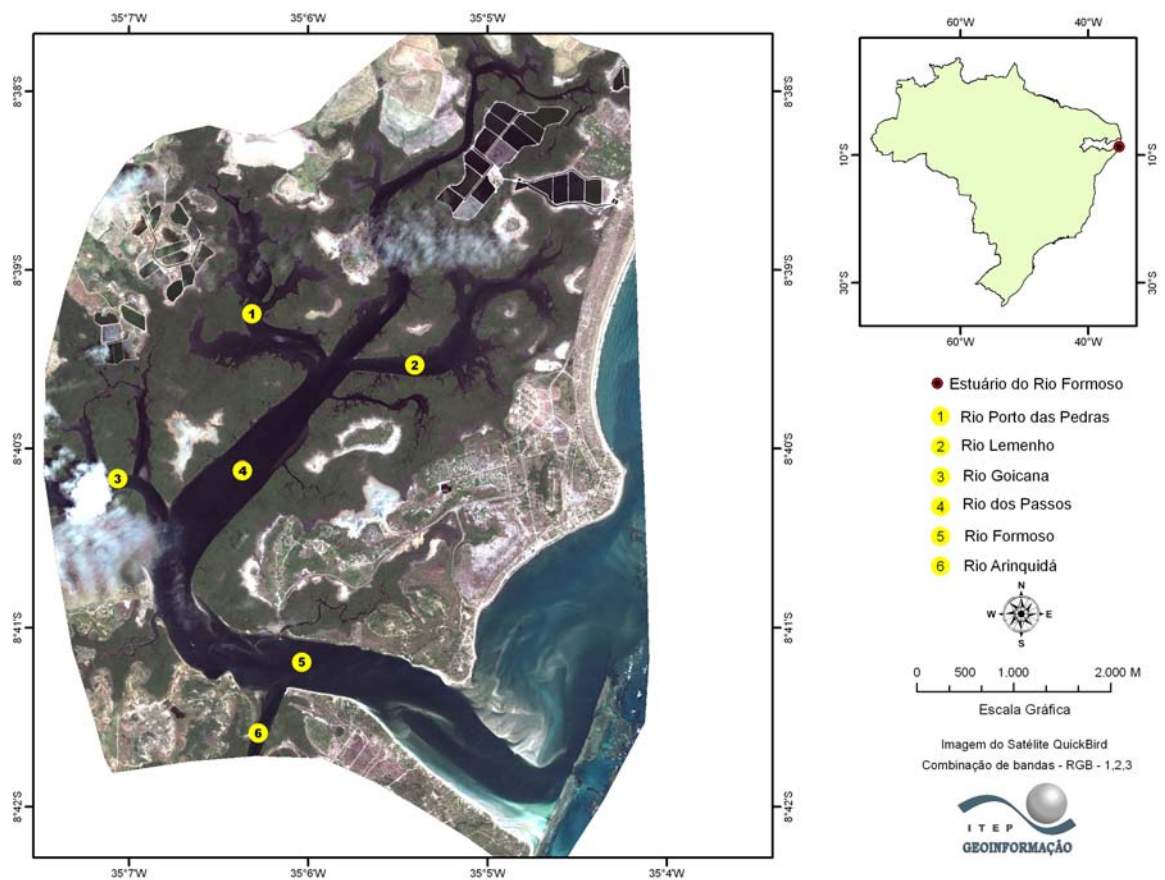


Figura 1 – Complexo estuarino do Rio Formoso e seus rios formadores.

Do ponto de vista geológico Lira et al., (op. cit.) classificaram este estuário como do tipo planície costeira, em virtude dos seguintes aspectos: presença de um canal central com seções transversais, evidenciando calha ligeiramente triangular; profundidade máxima menor do que 15 m e razão entre a largura e profundidade menor que 1 m.

As marés da região próximas ao estuário do Rio Formoso apresentam pequenas amplitudes, registrando-se 1,24 m em média para a Baía de Tamandaré. A maré dinâmica em seus extremos apresenta um retardo em cerca de 90 a 120 min., cuja penetração salina está estimada em 10,5 km até próximo à cidade de Rio Formoso, considerado do tipo bem misturado quanto aos padrões de circulação e estratificação das suas águas (LIRA et al., 1979). Em relação à morfologia, os autores sugerem que o estuário do Rio Formoso pode ser dividido em três zonas distintas:

- a) Zona estuarina superior: corresponde a zona situada à montante da maior ilha existente no estuário até o limite máximo de penetração da maré salina, ou seja, até as proximidades da cidade de Rio Formoso, destacando-se a presença de bancos areno-lamosos recobertos em sua maioria pela vegetação de mangue *Rhizophora mangle* e canal com profundidade inferior a 2 m. Ressalta-se a presença de bancos areno-lamosos de superfície aplainada que suportam grandes estoques de moluscos bivalves, parecem estar condicionados no estuário a baixa salinidade e menor turbidez;
- b) Zona estuarina média: o elemento morfológico mais expressivo está representado por um canal de 7,05 m, eixo de refluxo das águas. Este canal está praticamente ancorado na margem direita do estuário. Esta zona situada entre a desembocadura do Rio Ariquindá forma a maior ilha (Ilha Néri) existente no estuário;
- c) Zona estuarina inferior: Compreende o trecho entre a ponta de Guadalupe e a desembocadura do Rio Ariquindá, caracterizada pela ausência de mangues em suas margens. É o trecho mais largo do estuário onde se destaca a presença de 2 canais, um de fluxo e outro de refluxo, situados próximos as margens e divididos por um banco arenoso.

Ainda segundo Lira et al., (1979), no que se refere ao padrão de variação da salinidade em relação às zonas estuarinas, os autores destacam que, de acordo com a classificação de Carriker (1967) citado por Tommasi (1979), a zona estuarina inferior (próximo ao oceano) enquadra-se entre as escalas polihalina e euhalina, o médio curso, revela a região onde a mistura das águas é mais evidente, abrangendo uma faixa salina entre mesoalina e euhalina, enquanto o curso superior (próximo a cidade de Rio Formoso), em razão da extinção da influência da maré salina, limita-se a na maior parte do tempo às contingências límnicas, chegando a picos polihalinos quando das marés de montante e durante o verão.

Lira et al (1980) destacaram que a cobertura sedimentar no estuário do Rio Formoso demonstra-se dominada por areias quartzosas médias e grossas. Dominam areias médias nas zonas médias e inferior, enquanto as areias grossas estão concentradas no alto curso e nos canais principais da zona estuarina superior. O processo sedimentológico mais eficiente das partículas em suspensão foi observado no médio curso do estuário, lixiviadas dos mangues marginais durante a descendência fluvial e somadas a deposição do material fino advindos do Rio Ariquindá, um dos seus principais afluentes.

Do ponto de vista florístico, as margens do estuário do Rio Formoso, que em quase toda a sua extensão são constituídos de sedimentos areno-lamosos, são colonizados por mangues das espécies *Rhizophora mangle* (mangue vermelho ou gaiteiro), *Laguncularia racemosa* (mangue-manso), *Avicennia schaueriana* (mangue-canoé) e *Conocarpus erectus* (mangue-de-botão), que de forma geral, encontram-se bem conservados (SILVA, 2003).

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Climatologia

Os dados climatológicos referentes à temperatura do ar e a precipitação citados no presente trabalho, foram fornecidos pelo Laboratório de Meteorologia de Pernambuco – LAMEPE. Um pluviômetro *Ville de Paris* foi instalado no local de estudo, possibilitando dessa forma o registro da intensidade da chuva de forma pontual.

5.2 Local do estudo

O estudo foi desenvolvido na empresa Aquacultura Campo Novo (08° 39' 26" S e 35°07'02" W), localizada no km 49 da Rodovia PE 60 na zona rural do Município de Rio Formoso, litoral sul de Pernambuco, que se encontra em operação há 12 anos consecutivos, numa área de 31,04 ha, distribuídas em 15,0 ha (48,32% da área) destinados à reserva legal e 16,04 ha (51,68% da área) à produção de camarão marinho da espécie *Litopenaeus vannamei*.

Sua estrutura física é composta por seis viveiros de engorda e um berçário contendo dois tanques de 40 m³ cada, para o recebimento e armazenamento de pós-larvas, fase que antecede a engorda nos viveiros. O setor administrativo é composto por dois escritórios, um laboratório e um galpão de ração, totalizando uma área de aproximadamente 200 m².

O sistema de abastecimento para produção de camarão é realizado através da captação de água oriunda do Rio Goicana, afluente do Rio Formoso inserido em seu complexo estuarino. Uma bomba com capacidade para bombear 800 m³/hora, capta a água do Goicana e a transfere para um canal de abastecimento, localizado no interior da fazenda, apresentando dimensões de aproximadamente 1 km de comprimento, 10 metros de largura e 1,5 metros de profundidade (Figura 2).



Figura 2 - Casa de bomba para captação de água do estuário e canal de abastecimento da fazenda. Fonte: o autor (2007).

A distribuição da água para os viveiros é realizada através de estruturas em concreto armado e alvenaria, denominadas comportas de abastecimento e de drenagem, localizadas em duas extremidades opostas do viveiro, com dimensões de 1,5 metros de altura e 1 metro de largura, dotadas de ranhuras que permitem o encaixe de telas destinadas a coibir a entrada de competidores/predadores indesejáveis ao cultivo. A drenagem dos viveiros é efetuada diretamente das comportas de drenagem para a floresta de mangue que circunda a fazenda.

No aspecto social a empresa emprega três famílias em suas atividades, basicamente produção de camarão e plantação de seringueira, totalizando em torno de 15 pessoas, com residência fixa no local.

5.3 Atividade de cultivo

Os viveiros de engorda (VE) utilizados para a realização deste estudo, originalmente denominados de (VE2), (VE3) e (VE4), apresentavam tamanhos de 1,89 ha, 2,09 ha e 2,80 ha respectivamente, os quais possuíam históricos de 20 cultivos efetuados e características de bom (VE2), médio (VE4) e baixo desempenho produtivo (VE3).

Antecedendo a realização dos cultivos, os viveiros vazios ficaram expostos ao sol por um período de aproximadamente 10 dias, aplicando-se em seguida calcário dolomítico numa proporção de 2.000 kg/ha para correção do pH. Em seguida, a camada superior do solo foi revirada e aplicado em sua superfície 125 kg/ha de

nitrito de sódio, visando melhores condições em termos de mineralização da matéria orgânica.

Buscando o estímulo e a manutenção da produção de microalgas e da microbiota ao longo do ciclo, foram efetuadas adubações de acordo com a necessidade de cada ambiente de cultivo. Neste sentido, uma média de 130 kg de nitrito de cálcio e 20 L de melado foram utilizados nos viveiros.

As pós-larvas (PL) destinadas ao povoamento dos viveiros VE2, VE3 e VE4 oriundas do mesmo laboratório privado, foram adquiridas em estágio de vida PL₁₀, ou seja, 10 dias de vida. Ao chegar à fazenda, as PL foram estocadas em tanques berçários por um período de 10 (dez) dias numa densidade de 20 PL/litro, em seguida, transferidas para os viveiros de engorda em densidades de 30 PL/m².

A alimentação ofertada aos camarões na fase berçário foi à base de ração industrializada com 32% de proteína, em intervalos de duas horas. O arraçoamento na fase de engorda ocorreu duas vezes ao dia, nos horários de 7:00 e de 17:00 horas, adotando-se o mesmo teor de proteína do berçário, em quantidades reguladas de acordo com a biomassa do viveiro ao longo do ciclo.

Durante os primeiros 30 dias de cultivo, o arraçoamento foi realizado com ração granulada através de voleio, sendo, posteriormente, fornecidos péletes até o final do ciclo, em comedouros fixos denominados bandejas, confeccionadas com virolas de pneus e telas de monofilamento e fixadas em estacas de madeira, numa proporção de 30 bandejas por ha.

No período de cultivo ocorreram trocas de água nos viveiros visando a reposição das perdas por evaporação, efetuando-as em intervalos de aproximadamente cinco dias com médias de 10 % de renovação para cada ambiente. Trocas de água de superfície e de fundo ocorreram numa frequência média de quatro renovações por cultivo, com ênfase aos períodos que se verificavam quedas bruscas de oxigênio.

Durante todo o ciclo nos viveiros de engorda, os areadores, numa proporção de 16 hp/ha, foram ligados entre 21:00 horas e 6:00 horas da manhã, com o objetivo de manter os níveis de oxigênio dissolvido acima de 3 ml.L⁻¹, evitando a queda brusca nesse período.

5.4 Uso de probiótico

Utilizou-se um probiótico comercial com duas formas de uso, com aplicação na água (berçário e viveiro) e no sedimento dos viveiros. Segundo as especificações do fabricante, o produto contém bactérias, actinomicetos e ácido láctico, leveduras e extratos vegetais e minerais, com indicação para a recuperação dos ambientes de cultivo, através da melhoria da qualidade da água e do sedimento.

Para escolha do probiótico a ser utilizado no presente estudo, buscou-se um composto que já estivesse em uso pelos produtores de Pernambuco, de preferência, pela empresa na qual o estudo foi realizado.

O processo de ativação semanal dos microrganismos seguiu as recomendações e protocolo do fabricante, atendendo as concentrações recomendadas para densidades de 30 camarões/m², conforme descrito na Tabela 1.

Tabela 1. Quantidade de insumos utilizados no processo de ativação do probiótico.

QUANTIDADE DE INSUMOS				
Matriz	Probiótico	Melaço	Água doce	Total
Água	4 %	4 %	92 %	100 %
Sedimento	9,7 %	9,7 %	80,6 %	100 %

Após a mistura dos insumos, o composto foi armazenado em recipiente plástico escuro, sem a incidência direta de luz solar, por um período de 72 horas. Passados três dias, a solução destinada ao uso na água foi adicionada diariamente nos viveiros VE3 e VE4 às 8:00 h. da manhã, numa proporção de 10 L/ha/dia em uma concentração microbiana de aproximadamente $1,0 \times 10^8$ unidades formadoras de colônia (UFC)/mL. Cada ativação do probiótico para água possibilitou a aplicação por um período de quatro dias consecutivos, programando-se dessa forma, um número de ativações suficientes para o aporte diário durante todo o ciclo.

O composto para o solo foi utilizado apenas no VE4 e seguiu o mesmo procedimento de ativação e armazenamento descrito anteriormente. No entanto, foi realizada uma única aplicação na camada superior do sedimento após o processo de secagem e tratamento do solo para o próximo cultivo, utilizando-se 80 L/ha, com concentração bacteriana de aproximadamente $1,0 \times 10^8$ UFC/mL, 24 horas antes de

inserir água no viveiro. Não foi adicionado probiótico no viveiro VE2, o qual foi considerado o controle (SP).

5.5 Avaliação da qualidade da água

As amostras de água foram coletadas semanalmente durante um ciclo de produção, efetuando-as no canal de abastecimento e nos viveiros selecionados. As coletas foram realizadas semanalmente, às 8:00 horas da manhã com o auxílio de uma garrafa oceanográfica de Nansen. As amostragens foram efetuadas na coluna de água sub-superficial a uma profundidade de 20 cm nos seguintes locais: (i) canal de abastecimento da fazenda e (ii) viveiros. Nos viveiros, as amostras foram coletadas em três pontos distintos: (a) comporta de abastecimento; (b) meio do viveiro e (c) comporta de drenagem, procurando dessa forma uma avaliação mais representativa do ambiente, tendo em vista que os mesmos possuíam tamanhos acima de 18.900 m² (Figura 3).

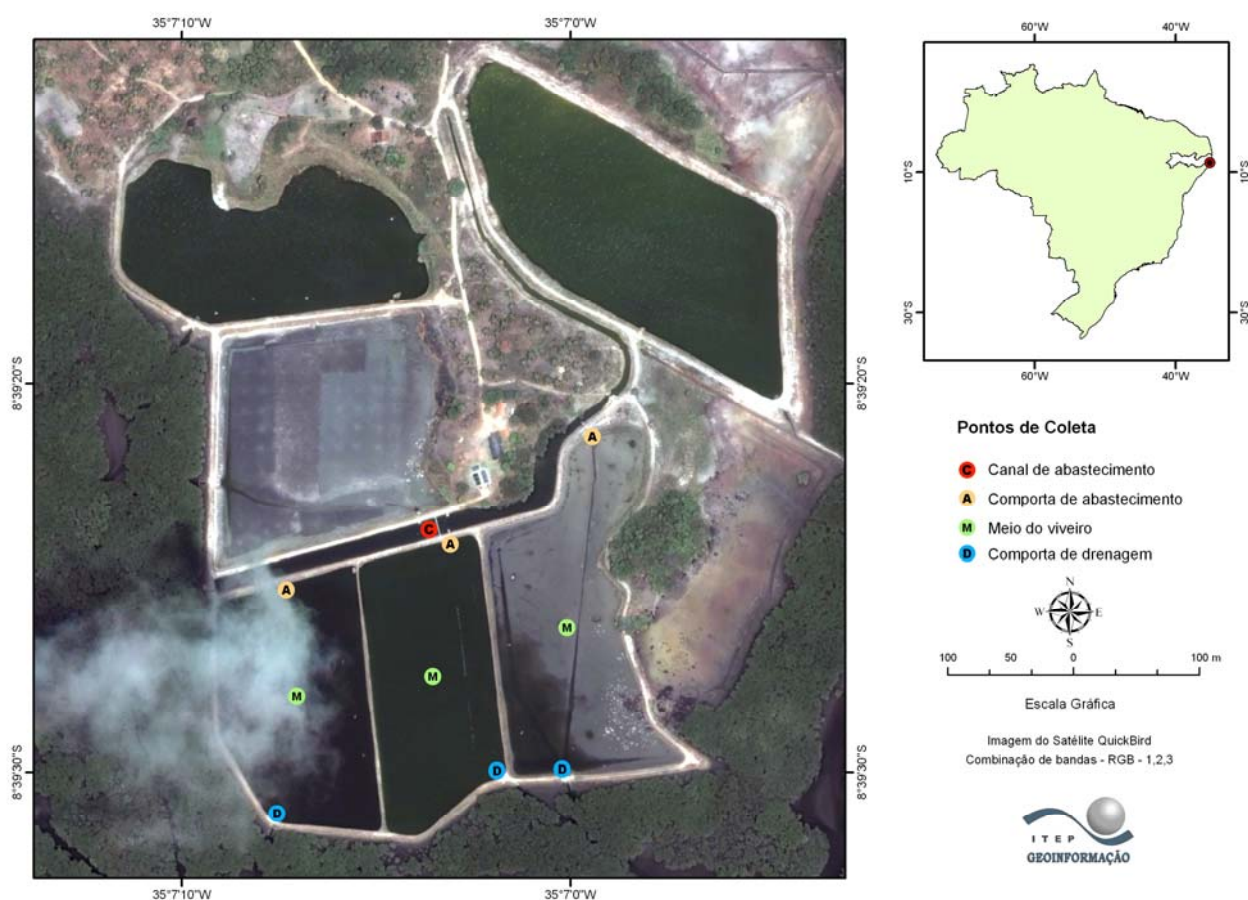


Figura 3 - Pontos de amostragens nos viveiros e no canal de abastecimento.

As amostras de água foram armazenadas em garrafas plásticas de 1.000 mL para análises de clorofila α e 100 mL para salinidade. As amostras destinadas a determinação do oxigênio dissolvido (OD) e da Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) foram coletadas em garrafas de vidro de 150 mL na cor âmbar e com tampa esmerilhada. As amostras destinadas às análises de clorofila a e DBO foram acondicionadas em caixas isotérmicas com gelo visando evitar a influência do aumento da temperatura no resultado das análises.

Devidamente etiquetadas por tipo de análise e local de coleta, as amostras foram acondicionadas em caixas isotérmicas e enviadas ao Laboratório de Tecnologia Ambiental (LABTAM) do Instituto de Tecnologia de Pernambuco – ITEP, para realização das análises de OD, DBO e salinidade. As amostras para análise de clorofila a foram encaminhadas ao laboratório de Produtividade Primária do Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE). O cronograma de coleta encontra-se sumarizado na tabela 2.

Tabela 2. Cronograma de coletas realizadas nos viveiros e no canal de abastecimento.

LOCAL	Nº DE PONTOS/ ESTAÇÃO	COLETAS REALIZADAS	PERÍODO
Viveiro 02	3*	20	17/01 a 20/05/08
Viveiro 03	3*	18	4/10/07 a 30/01/08
Viveiro 04	3*	20	24/10/07 a 05/03/08
Canal de abastecimento	1	35	4/10/07 a 29/05/08
Total	10	93	7 meses

* Comporta de abastecimento, meio do viveiro e comporta de drenagem.

Em adição às coletas semanais, foi realizado estudo da variação nictemeral na 15ª semana de cultivo nos ambientes estudados, procurando-se dessa forma identificar variações nos parâmetros físico-químicos (OD, DBO, salinidade, temperatura, transparência e pH) em um período de 24 horas, com medições em intervalos de três horas.

5.5.1 Parâmetros avaliados

- Salinidade – método de Mohr-Knudsen, descrito por Strickland e Parsons (1972);
- Oxigênio dissolvido – método de Winckler, modificado por Strickland e Parsons (1972);
- Saturação de oxigênio – International Oceanographic tables (UNESCO, 1973);
- Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) – método descrito no Standard Methods for the Examination of Waste-Water, APHA (1999);
- Clorofila a – método espectofotométrico descrito por Parsons e Strickland (1963) e UNESCO (1966). Para os cálculos da concentração da clorofila a foi aplicado a equação de Strickland e Parsons (1972).

In situ foram efetuadas medições de pH e temperatura com o auxílio de um potenciômetro da marca WTW e a transparência (m) com o auxílio de um disco de Secchi.

5.6 Bacteriologia

Amostras de água e sedimento foram coletadas semanalmente em diversos pontos dos viveiros e do canal de abastecimento, na coluna sub-superficial, em profundidades que variaram de 0 a 30 cm para água e em perfis de 0 a 20 cm. O sedimento foi coletado com o auxílio de um cano de PVC com dois metros de comprimento e 10 cm de diâmetro. Todas as amostras foram transferidas em recipientes estéreis e acondicionadas em caixas isotérmicas, posteriormente

destinadas à análise no Laboratório de Sanidade de Animais Aquáticos (LASAQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE).

As coletas para bacteriologia no VE3(PA) foram iniciadas a partir da 4ª semana de cultivo, momento em que foi definida a inclusão de análises bacteriológicas no trabalho. Os demais viveiros tiveram as amostras coletadas a partir da 1ª semana de cultivo.

5.6.1 Determinação do número total de bactérias heterotróficas.

Análises microbiológicas compreenderam a contagem total de bactérias heterotróficas, diluindo-se as amostras de água e sedimento numa proporção de 10^{-1} a 10^{-7} em água peptonada alcalina. Posteriormente, alíquotas de 0,1 mL foram transferidas para placas de Petri contendo Ágar Marine, semeando-as por espalhamento com o auxílio de um bastão em formato de L, em duplicata. As placas foram invertidas e incubadas a 35° C durante 24 horas, seguindo-se o método descrito pelo FDA (1998).

Após o período de incubação, as colônias foram contadas e repicadas para o Tryptone Soya Agar (TSA) suplementado com 2,0% de (NaCl). O cálculo foi obtido a partir da multiplicação do número de UFC pelo inverso da diluição correspondente da placa, sendo expresso em UFC/mL e UFC/g.

5.6.2 Determinação do número total de *Vibrio* spp.

Amostras de água e de sedimento foram diluídas (10^{-1} a 10^{-7}) e alíquotas de 0,1 mL foram semeadas em placas de Petri contendo o meio Ágar Tiosulfato Citrato Sais de Bile (TCBS) por espalhamento em placa, utilizando-se bastão em L, em duplicata. Em seguida, as placas foram incubadas a 35°C por um período de 24 horas.

Colônias características de *Vibrio* spp. que prevaleceram morfológicamente após o período de incubação, foram selecionadas e repicadas para o TSA suplementado com 2,0% de NaCl. Em seguida, realizou-se o estudo do perfil bioquímico das colônias, conforme a orientação de Holt et al. (1994) e do FDA (1998).

5.6.3 Identificação morfológica e bioquímica das espécies de *Vibrio* spp.

As colônias características de sacarose negativa e sacarose positiva isoladas em TSA contendo 2% de NaCl, foram submetidas aos testes de tolerância ao NaCl em 0%, 1 %, 3%, 6%, 8% e 10%, motilidade, oxidase, produção de indol, Vogues-Proskauer (VP), produção de ácido a partir de sacarose, celobiose, lactose, arabiose, manose e manitol, descarboxilação de aminoácidos (ornitina dihidrolase, arginina dihidrolase, lisina descarboxilase, urease, gelatinase) conforme descrito em Holt et al. (1994) e FDA (1998).

5.7 Exame a fresco nos camarões.

Após 60 dias de cultivo foram analisados, quinzenalmente, 10 camarões de cada viveiro para observação de alterações em órgãos e tecidos, visando monitorar a saúde dos camarões. Os animais capturados com o auxílio de uma tarrafa de nylon foram amostrados individualmente, tomando-se o peso (g) e comprimento (cm) e posteriormente, verificando-se o tempo de coagulação da hemolinfa.

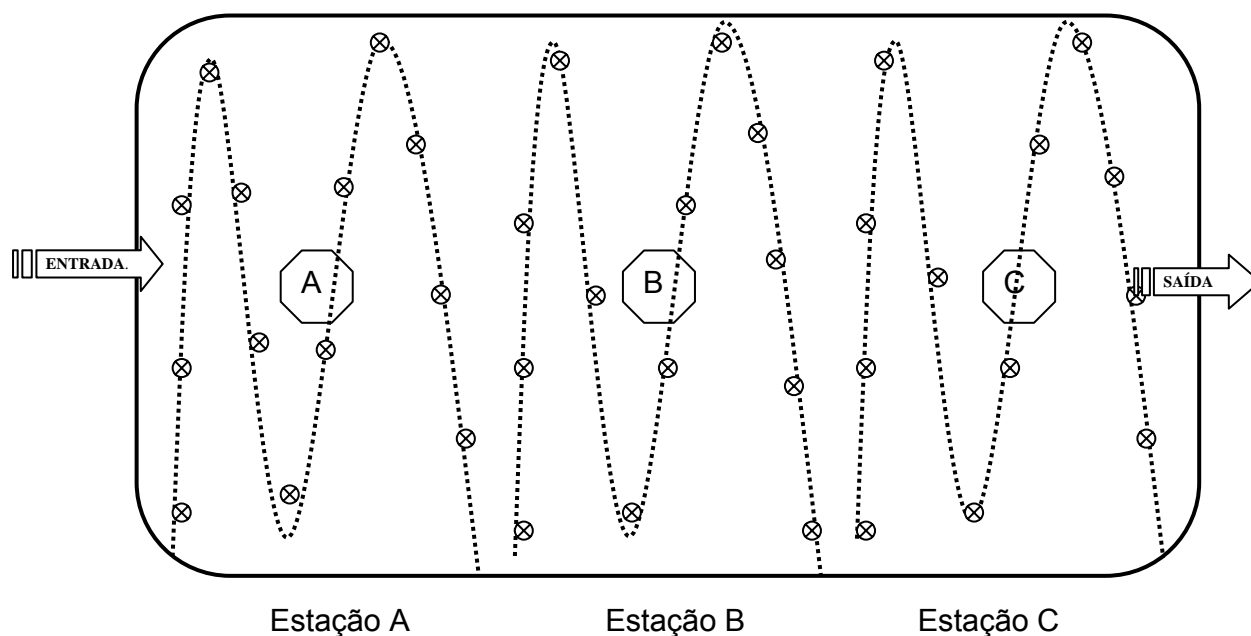
Fragmentos de brânquias, hepatopâncreas, intestino, ceco posterior e músculo, foram retirados de cada exemplar e colocados em lâminas com solução salina, para visualização ao microscópio óptico, seguindo-se as recomendações de Morales-Covarrubias (2004). As alterações observadas foram pontuadas de acordo com o grau de severidade encontradas, sendo os resultados anotados em planilha.

5.8 Análise do teor de matéria orgânica no sedimento dos viveiros.

As amostras de sedimento dos viveiros foram coletadas a uma profundidade de 0 a 20 cm, com o auxílio de um cano de PVC, em três estações distintas: (a) próximo a comporta de abastecimento, (b) meio do viveiro e (c) próximo a comporta de drenagem (Figura 4), nos intervalos de cultivo referentes à despesca do ciclo anterior (T0), após o tratamento do solo (T15) e após a despesca do cultivo analisado (TF).

Em seguida, amostras compostas de aproximadamente dez sub-amostras por estação foram misturadas em única amostra e enviadas a um laboratório privado,

com o objetivo de analisar o teor de matéria orgânica (% MO), de acordo com método da Embrapa (1997).



⊗ Pontos de amostragens nos viveiros, com percurso de coleta em forma de S.

Figura 4 - Estações de amostragens de sedimento nos viveiros da Fazenda Campo Novo.

5.9 Avaliação do crescimento dos camarões

A avaliação dos parâmetros de crescimento médio dos camarões foi realizada através de curvas de crescimento em peso (g) x comprimento (cm); peso (g) x tempo de cultivo (dias) e comprimento (cm) x tempo de cultivo (dias), aplicando-se modelos matemáticos descrito por Mendes et al. (2006), através da expressão $W = \Phi L^\theta$; onde W = peso (g), L = comprimento (cm) e Φ e θ são fatores de crescimento.

Assim, foram efetuadas biometrias quinzenais em 150 camarões oriundos de pontos distintos de cada viveiro, utilizando-se uma tarrafa de nylon para sua captura. Posteriormente, os animais tiveram individualmente o peso (g) e o comprimento (cm) mensurados.

5.10 Análise estatística dos dados

Foi utilizado o programa ESTATÍSTICA 6.0. para avaliar diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos VE2, VE3 e VE4 através do teste Tukey (ANOVA), além de análise de componentes principais (ACP), visando avaliar associações entre os parâmetros ambientais. A estatística W foi utilizada para determinar as curvas de crescimento dos camarões pelo modelo descrito por Mendes et al. (2006).

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1 Climatologia

6.1.1 Precipitação pluviométrica

No período compreendido entre outubro de 2007 a maio de 2008, o pluviômetro instalado para o acompanhamento da ocorrência de chuvas na Aquicultura Campo Novo, registrou o menor índice em fevereiro, mês que não houve precipitação pluviométrica, resultado que esteve abaixo da média histórica para este mês (124 mm). No período estudado, as maiores precipitações ocorreram em março (533,3 mm), índice acima da média histórica deste mês que foi de 232 mm (Figura 5b). Ao avaliarmos os dados pluviométricos médios nos últimos 10 (dez) anos oriundos para o Município de Rio Formoso, as menores precipitações ocorreram no mês de novembro (48 mm), enquanto as maiores no mês de maio (385 mm), cuja média anual foi de 2.267 mm (Figura 5a).

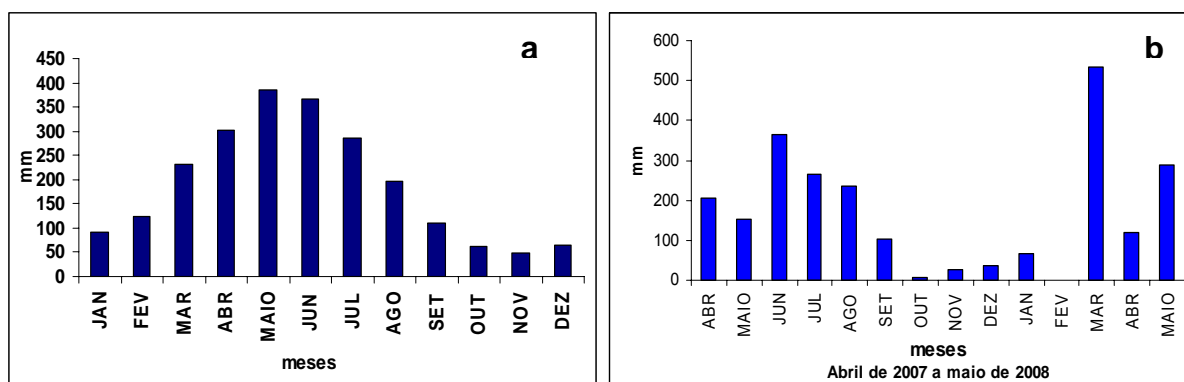


Figura 5 - Variação sazonal média da precipitação pluviométrica nos últimos 10 anos (a) e entre 2007 e 2008 (b) no Município de Rio Formoso.

Os resultados encontrados no presente estudo contrastaram dos reportados por Lousada (2002) para o Município de Tamandaré em Pernambuco (PE), que registrou um total de 9,9 mm em novembro de 1998 e 212 mm em agosto do mesmo ano devido ao processo do El Niño, como também, aos encontrados por Silva et al. (2004) para o município de Rio Formoso (PE), que registraram 20 mm em dezembro e 446,7 mm em junho sob influência do La Niña.

Diversos autores destacaram a influência que os índices pluviométricos exercem sobre ambientes estuarinos, seja na distribuição, abundância e dinâmica

sazonal do fitoplâncton (FEITOSA, 1997), no aporte de nutrientes (SILVA et al., op.cit.) ou na alteração da qualidade óptica da água (BASTOS et al., 2005).

6.1.2 Temperatura do ar

No período estudado (outubro de 2007 a maio de 2008), a temperatura mais elevada ocorreu no mês de fevereiro ($33,6^{\circ}\text{C}$), enquanto a menor temperatura ocorreu em maio ($18,2^{\circ}\text{C}$), ambas em 2008. A média para o período estudado foi de $25,6^{\circ}\text{C}$, pouco acima da média histórica que foi de $25,2^{\circ}\text{C}$ (Fig. 6a). Analisando a média para os últimos 10 anos, os valores mínimos foram registrados em julho (23°C) e máximos entre dezembro e março ($26,4^{\circ}\text{C}$) conforme a Figura 6b.

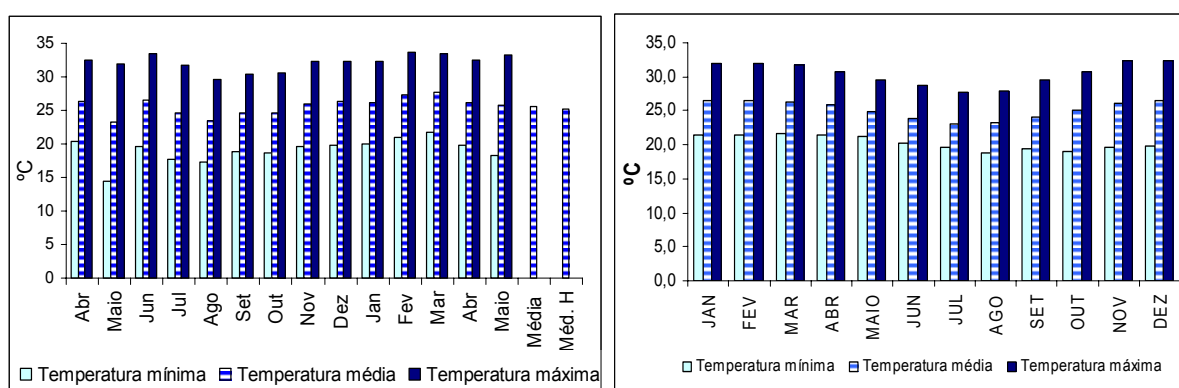


Figura 6 - Variação sazonal da temperatura do ar ($^{\circ}\text{C}$) no Município de Rio Formoso no período estudado (a) e durante os últimos 10 anos (b).

6.2 Hidrologia

6.2.1 Canal de abastecimento

Os valores médios registrados nas análises da água de captação para produção de camarão pela empresa Aquacultura Campo Novo, estão apresentadas na Tabela 3, cuja variação ao longo do período analisado (04/10/07 a 29/05/08) encontra-se detalhada nos itens seguintes.

Tabela 3. Variáveis físicas, químicas e biológicas do canal de abastecimento da

VARIÁVEIS	MÉDIAS
Transparência (m)	1,19 ± 0,62
pH	7,74 ± 0,17
Temperatura ° C	28,5 ± 2,00
Salinidade (‰)	28,6 ± 5,19
Oxigênio Dissolvido (ml.L ⁻¹)	4,12 ± 1,23
Saturação de Oxigênio Dissolvido (%)	88,7 ± 26,94
Demanda Bioquímica de Oxigênio (mg.L ⁻¹)	4,67 ± 1,69
Clorofila a mg.m ³	14,2 ± 4,94

Aquacultura Campo Novo.

* Médias ± desvio padrão obtidas de 35 amostras.

6.2.1.1 Transparência da água (m)

De acordo com Esteves (1998), a transparência da água ou profundidade de desaparecimento do disco de Secchi, é do ponto de vista óptico, o oposto da turbidez, ou seja, inversamente proporcional à quantidade de compostos orgânicos e inorgânicos do ambiente no caminho óptico, cuja radiação de 400 a 700 nm refletida no disco não é mais visível ao olho humano.

A transparência da água resultante da medição com o disco de Secchi variou de 0,7 a 2,0 metros. Esta oscilação foi diretamente proporcional ao nível de água existente no canal, tendo em vista que a maioria dos resultados foram compatíveis a profundidade do canal no momento da medição da transparência, quando foi possível imergir o disco até tocar o fundo do canal (Figura 7). Esta variação foi condizente com as que ocorrem nos estuários, conforme reportado por Bastos et al. (2005) que analisaram o estuário do Rio Una, destacando que por serem ambientes pouco profundos e sofrerem interferência ora do rio, ora do mar, apresentam grandes variações na transparência da água, tendo-se como via de regra, valores mais baixos na baixa-mar e mais altos na preamar.

Losada et al. (2003) estudando os estuários dos Rios Ilhetas e Mamucaba e Silva et al. (2004) o estuário do Rio Formoso, ambos no litoral sul de Pernambuco, observaram que a transparência variou de acordo com a profundidade.

O valor médio de 1,19 ($\pm 0,62$) metros para transparência no canal está dentro das condições ideais ($>0,60\text{m}$) para águas de abastecimento destinadas ao cultivo de camarão, conforme reportado por Barbieri Jr. e Ostrensky Neto (2002). Ao longo das amostragens observou-se uma tendência de decréscimo do início (período de estio) para o final das coletas (período chuvoso).

Análises da variação nictemeral foram realizadas em períodos distintos, com medições a cada três horas, no período de 8:00 às 14:00 horas. Os maiores valores de transparência ocorreram nos horários de 8:00 e 11 h da manhã, com tendência de redução até as 14:00 h. Um máximo de 1,5 m e mínimo de 1,1 m foram registrados em janeiro de 2007, com amplitude variando de 0,35 em janeiro a 0,7 m no mês de abril (Figura 7).

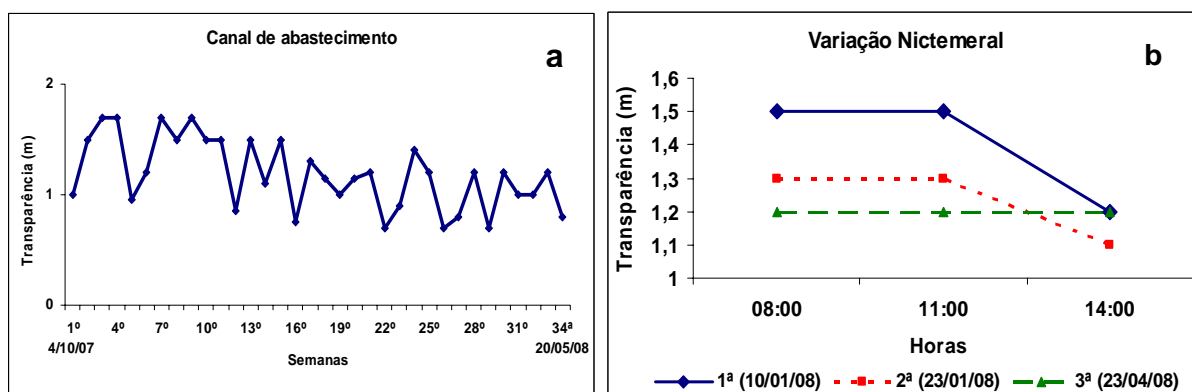


Figura 7 - Variação da transparência da água no canal de abastecimento da Aquicultura Campo Novo durante o período estudado (a) e variação nictemeral (b).

6.2.1.2 Potencial hidrogeniônico (pH)

Segundo Cavalcanti (2003), o pH da água, além de ser importante para a determinação de variáveis químicas de interesse ambiental, como por exemplo, alcalinidade e dióxido de carbono (CO_2), pode ser usado como indicador de alterações do estado fisiológico dos animais. Suas mudanças no meio aquático estão diretamente ligadas ao ciclo do CO_2 . Macedo (1974) destacou que o pH de águas estuarinas está relacionado com a quantidade de matéria orgânica em

decomposição, a qual é fator limitante tanto para o sistema dióxido de carbono como para o oxigênio dissolvido.

Ao longo do período estudado, o pH se manteve sempre alcalino com média de 7,74 ($\pm 0,34$), cuja variação foi de 7,1 a 8,0 e amplitude de 0,9 (Figura 8). Valores de pH alcalinos também foram registrados por Nascimento et al. (2002) na Bacia do Pina (PE), Silva et al. (2004) no estuário do Rio Formoso (PE), por Bastos et al. (2005) no estuário do Rio Una (PE), e Santiago et al. (2004) no estuário do Rio Pisa Sal no Rio Grande do Norte (RN).

Por ocasião da análise da variação nictemeral, os menores valores de pH foram observados às 8:00 da manhã, com tendência de acréscimo ao longo do período diurno e pequenas variações no período noturno. Um mínimo de 7,7 e máximo de 8,4 foram observados, com amplitudes de 0,6, 0,3 e 0,4 respectivamente nas análises de nº 1 (janeiro), 2 e 3 (abril).

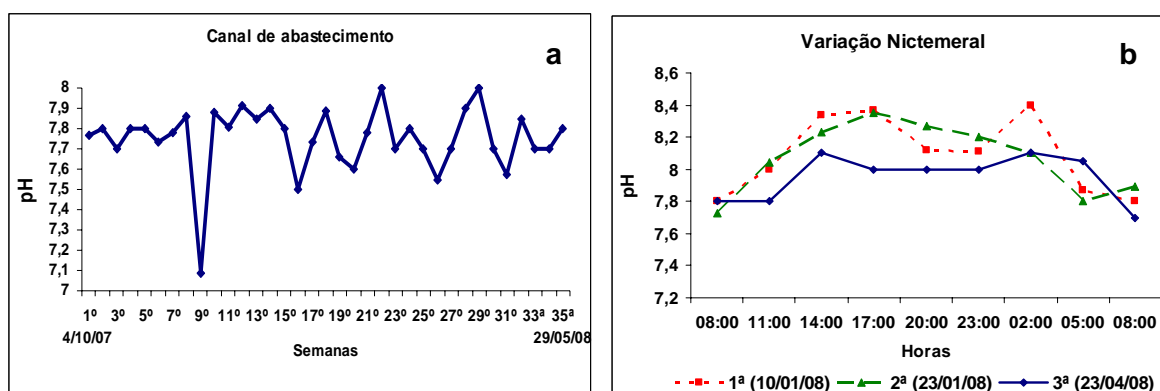


Figura 8. Variação do pH da água durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.

6.2.1.3 Temperatura da água (°C)

A temperatura da água é um parâmetro importante dentro de ecossistemas aquáticos, cuja variável física tem ação direta sobre a distribuição e periodicidade dos organismos aquáticos, assumindo grande importância na produção biológica da água, considerada um dos fatores ecológicos decisivos dentro dos sistemas e o principal fator limitante na distribuição geográfica de muitas espécies de plantas e animais (SIPAÚBA-TAVARES, 1998).

Segundo Lira et al. (1978) apud Losada (2002), além da água dos rios e do fluxo de água salgada, as variações de temperatura nos estuários são função, também, de sua profundidade e coloração do sedimento, da precipitação pluviométrica e da latitude local.

No presente estudo, uma tendência de aumento nos índices térmicos foi observada ao longo das amostragens. Registrou-se um valor mínimo de 26,2 °C no mês de outubro (3ª semana) e máximos de 30 °C nos meses de janeiro, fevereiro e março (semanas de nº 17, 23 e 29), cuja amplitude térmica foi de 3,8 °C (Figura 9a).

No período estudado, a média para temperatura foi de 28,5 °C, valor próximo ao encontrado por Silva et al. (2004) no mesmo estuário (27,4°C) e Bastos et al. (2005) no estuário do Rio Una, que registraram valores mais baixos de temperatura da água no período de maior precipitação pluviométrica.

Durante análise da variação nictemeral, observou-se elevação na temperatura durante o período diurno até as 14:00 horas, com máximos de 31,4°C na 1ª análise, 32,6°C na 2ª análise e 33,2 °C na 3ª análise da variação nictemeral. Os menores valores (28 °C, 28,2 °C e 28,3 °C) foram registrados às 8:00 h da manhã nas três análises (Figura 9b).

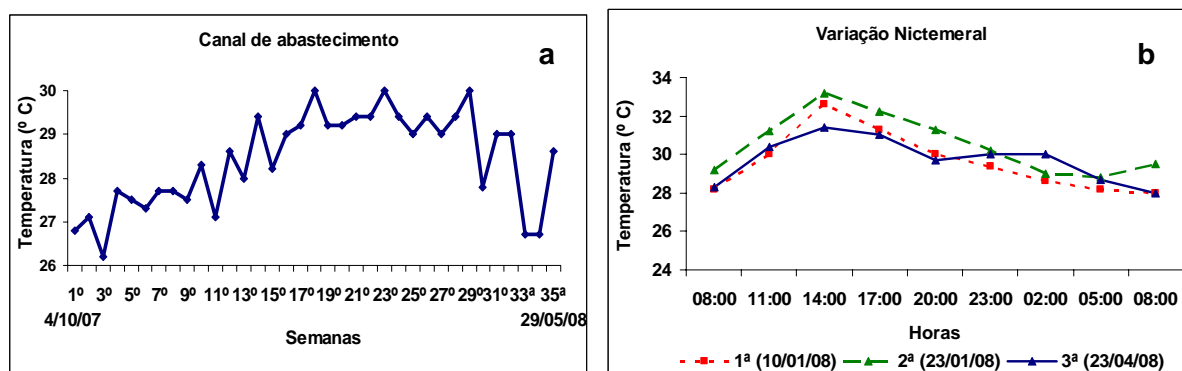


Figura 9. Variação da temperatura da água (° C) durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.

Sassi e Watanabe (1980) destacaram que as características térmicas nas águas estuarinas são controladas fundamentalmente pela insolação, seja pela massa d'água que absorve a radiação solar ou pelas areias e fundos lodosos expostos, que transferem este calor acumulado para a coluna d'água nos sucessivos períodos de imersão.

6.2.1.4 Salinidade (‰)

A salinidade é um dos parâmetros ambientais mais importantes a serem analisados, pois atua como uma barreira ecológica para as espécies estenoalinas e influencia na distribuição dos organismos, além de servir como delimitador do início e do término do estuário (BASTOS et al., 2005). Para os autores, os estuários apresentam marcadas variações diurnas e sazonais nos teores de salinidade, sendo influenciadas pela ação das marés, pelo influxo de água doce provenientes dos rios e pela drenagem terrestre ocasionada pelas chuvas.

Na água do canal de abastecimento captada na zona estuarina média do estuário do Rio Formoso, considerada por Lira et al. (1980) de faixa salina entre mesoalina e euhalina, os teores médios de salinidade obtidos no período seco foram de 30‰ (semanas de nº 1 a 25), representado pelos meses de outubro/07 a primeira quinzena de março/08. Um teor máximo de 38‰ foi registrado na 5ª semana, cujo valor elevado está associado ao fato do canal de abastecimento encontrar-se com apenas 30% da sua capacidade de armazenamento da água estuarina, o que acelerou o processo de evaporação e favoreceu o aumento brusco da salinidade. Segundo Kinne (1967), em situações de alta evaporação e baixa precipitação, a salinidade no estuário pode ser mais elevada do que nas águas costeiras e oceânicas. Este valor máximo esteve próximo ao registrado por Bastos et al. (2005) na foz do estuário do Rio Uma, localizado ao norte do estuário do Rio Formoso, que encontraram um teor máximo de 39‰ de salinidade.

A salinidade variou de 13,9‰ a 38‰ com média de 28,6‰ e amplitude de 25‰, representando, em parte, a salinidade do estuário neste mesmo período, uma vez que a renovação da água do canal de abastecimento ocorreu diariamente durante as preamares (Figura 10a). O valor mínimo de 13,9‰ foi registrado entre as semanas de nº 26 e 35 (março a maio) que receberam um aporte considerável de chuvas, registrando-se um acumulado de 942,5 mm para este período. Os índices mais elevados ocorreram no mês de março (533 mm) e estiveram acima da média histórica (232 mm).

Padrão sazonal de variação da salinidade com redução nos teores durante o período chuvoso e valores mais elevados no período seco, também foram

observados por Silva et al. (2004) no estuário do Rio Formoso, que registraram valor médio e máximo próximo aos do presente estudo, de 27‰ e de 36‰ respectivamente. Bastos et al. (2005) no estuário do Rio Una e Cavalcanti (2003) no estuário do Rio Paraíba do Norte também registraram valores semelhantes, enquanto valores mais elevados foram registrados por Santiago et al. (2005) no estuário do Rio Pisa Sal em Galinho (RN), que encontraram um mínimo de 34‰ e máximo de 41‰ em decorrência dos baixos índices pluviométricos e alta evaporação.

Quanto à análise da variação nictemeral, os maiores teores foram registrados na primeira análise, realizada no período seco no mês de janeiro, enquanto a maior variação ocorreu na terceira análise, com amplitude de 4,6‰ no período diurno. Médias de 31,9‰, 29‰ e 27‰ foram registradas nas análises de número 1, 2 e 3 (Figura 10b).

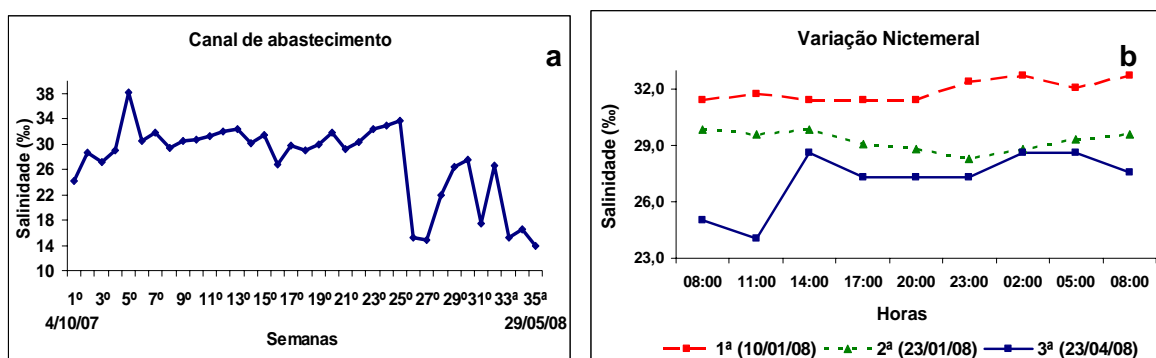


Figura 10. Variação da salinidade da água no período estudado (a) e durante análise nictemeral (b) no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.

6.2.1.5 Oxigênio dissolvido (ml.L^{-1}) e taxa e saturação (%)

Dentre os gases dissolvidos na água, o oxigênio (O_2) é um dos mais importantes na dinâmica e na caracterização dos ambientes aquáticos, funcionando como um importante indicador de qualidade do corpo hídrico e da condição do ambiente. Segundo Esteves (1998), as principais fontes de oxigênio para a água são a atmosfera e a fotossíntese. Por outro lado, as principais perdas são o consumo pela decomposição da matéria orgânica, respiração dos organismos aquáticos e oxidação de íons metálicos.

A concentração de oxigênio em um determinado meio aquático, quando está no seu ponto de saturação, varia com a pressão, a temperatura e a salinidade.

Normalmente, quanto maiores forem os níveis destes últimos parâmetros, menor será a solubilidade do gás (CAVALCANTI, 2003). Macedo e Costa (1978) elaboraram um sistema de classificação para as águas estuarinas do nordeste do Brasil baseado no teor de oxigênio dissolvido, classificando os ambientes em: Zona saturada - com teores $\geq 100\%$; Zona de baixa saturação - com teores entre 50% e 100%; Zona semi poluída – com teores entre 25% e 50%; Zona poluída - com teores abaixo de 25%.

Os teores médios de oxigênio dissolvido na água do canal de abastecimento foram de $4,12 (\pm 1,23) \text{ ml.L}^{-1}$ e $88,7 (\pm 26,94)\%$, com uma variação de $0,7 \text{ ml.L}^{-1}$ a $6,81 \text{ ml.L}^{-1}$, correspondendo respectivamente a 15% e 151% de saturação. A amplitude observada foi de $6,11 \text{ ml.L}^{-1}$ para o oxigênio e 135,8 % para a saturação (Fig. 11a). Teores nesta magnitude foram registrados por Silva et al. (2004) no mesmo estuário, com valores de oxigênio variando de $2,92$ a $6,25 \text{ ml.L}^{-1}$, já a taxa de saturação encontrada por estes autores variaram de 54 a 135%. Pela classificação de Macedo e Costa (1978), podemos considerar que o canal de abastecimento se apresentou como zona de baixa saturação de oxigênio, porém, com níveis satisfatórios para o ambiente.

Losada (2002) nos rio Ilhetas, Mamucaba e na Baía de Tamandaré e Bastos et al. (2005) no Rio Una, ambos no litoral sul de Pernambuco, também classificaram estes ambientes como de baixa saturação, enquanto Nascimento et al. (2003) registraram teores médios abaixo de 50% na região estuarina da Bacia do Pina e Rio Tejiipió, classificando-os como zona semi-poluída em decorrência dos lançamentos de efluentes domésticos.

Dentre as análises da variação nictemeral realizadas em 10/01/08 (1ª), 23/01/08 (2ª) e 23/04/08 (3ª), o oxigênio dissolvido apresentou a maior amplitude na 1ª análise ($3,91 \text{ ml.L}^{-1}$), com mínimo de $1,27 \text{ ml.L}^{-1}$ (28% de saturação) às 02:00 horas e máximo de $5,18 \text{ ml.L}^{-1}$ (116,9% de saturação) às 11:00 horas. Os teores de oxigênio dissolvido em ambas as análises da variação nictemeral (1ª, 2ª e 3ª) apresentaram respectivamente os maiores valores no período diurno, com valor máximo de $5,18 \text{ ml.L}^{-1}$ (116,9%), $4,82 \text{ ml.L}^{-1}$ (111%) e $6,12 \text{ ml.L}^{-1}$ (138,8%) e mínimo de $1,27$ e $2,35 \text{ ml.L}^{-1}$ (28 e 51,4 % de saturação) no período noturno (1º e 2º análise) e $3,91 \text{ ml.L}^{-1}$ (84,9 % de saturação) às 8:00 horas da manhã na 3ª análise nictemeral (Figura 11 b).

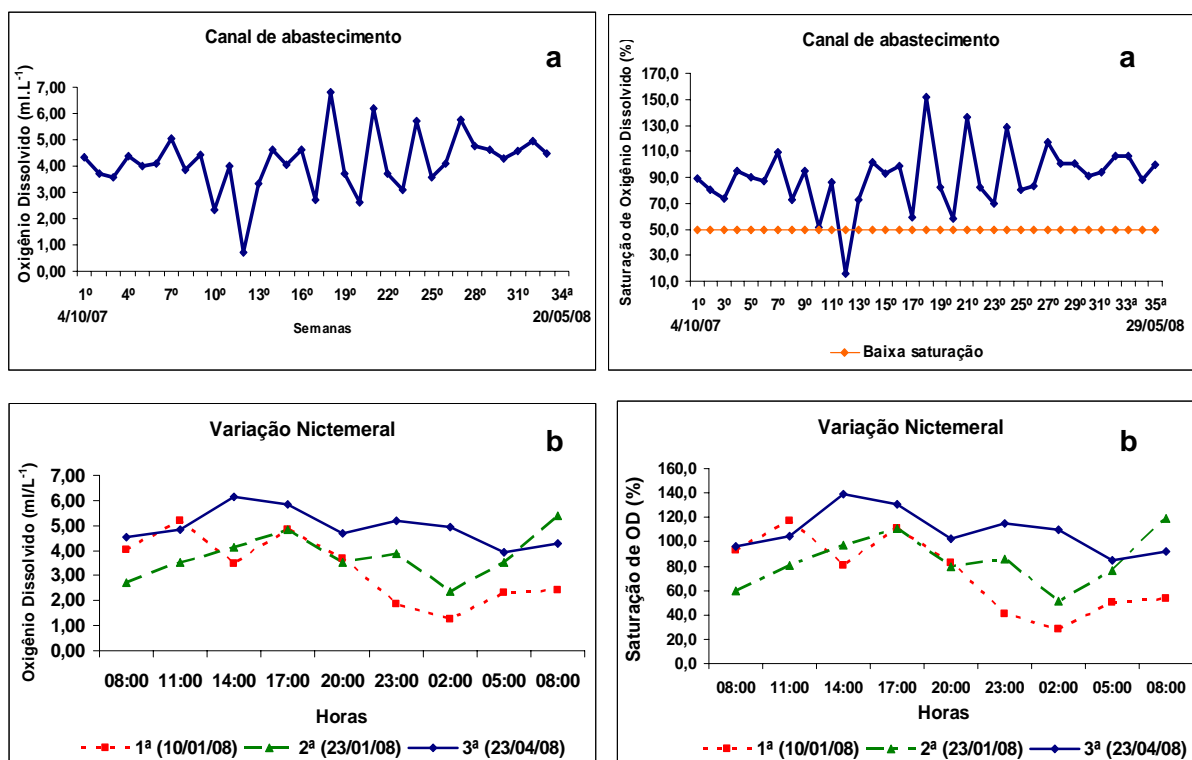


Figura 11. Variação do oxigênio dissolvido (mL.L⁻¹) e da saturação de oxigênio (%) no período estudado (a) e durante análise da variação nictemeral (b) da água no canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.

6.2.1.6 Demanda bioquímica de oxigênio (DBO)

A DBO é considerada um parâmetro de fundamental importância na caracterização do grau de poluição de um corpo de água, retratando, de forma indireta, o teor de matéria orgânica, sendo, portanto, uma indicação do potencial de consumo do oxigênio (VON SPERLING, 1996). Na prática, a DBO corresponde à quantidade de oxigênio necessária à estabilização das matérias presentes e oxidáveis bioquimicamente, que será mais ou menos lenta, dependendo da natureza dos compostos orgânicos, temperatura e outros fatores que regulam a atividade biológica (CAVALCANTI, 2003).

Foi registrado uma média de 4,67 (\pm 1,69), com teor mínimo de 1 mg.L⁻¹, máximo de 14,4 mg.L⁻¹ e amplitude de 13,4 mg.L⁻¹. Os valores mais baixos foram registrados no período de estio, enquanto os mais elevados no período chuvoso após a 18^a semana (Figura 12 a).

Durante a variação nictemeral os teores apresentaram pouca variação na 1^a e 2^a análise, cujos valores mais elevados foram de 3,45 e 4,28 mg.L⁻¹ respectivamente. A 3^a análise apresentou um máximo 18,59 mg.L⁻¹ às 11:00 horas

da manhã e mínimo de $5,2 \text{ mg.L}^{-1}$ às 8:00 horas no dia seguinte, com amplitude de $13,38 \text{ mg.L}^{-1}$ durante as 24 horas (Figura 12 b).

No geral, as análises do canal de abastecimento, em 38% das amostras, estiveram com valores de DBO acima do recomendado na Resolução CONAMA 357/05, na qual é estabelecida as condições e padrões de lançamento de efluentes em $5,0 \text{ mg.L}^{-1}$. Pelos resultados, verifica-se a indicação de processos de eutrofização do estuário, principalmente no período de maior precipitação pluviométrica, no entanto, pode-se considerar o ambiente como pouco impactado, situação que também foi observada por Cavalcanti (2003) no estuário do Rio Paraíba e Feitosa (1996) no Rio Goiana (PE). Porém, contrastou com os resultados encontrados por Lousada et al. (2003) nos Rios Ilhetas, Mamucaba e na Bahia de Tamandaré, considerados isentos de poluição por apresentar uma DBO média menor que 1 mg.L^{-1} .

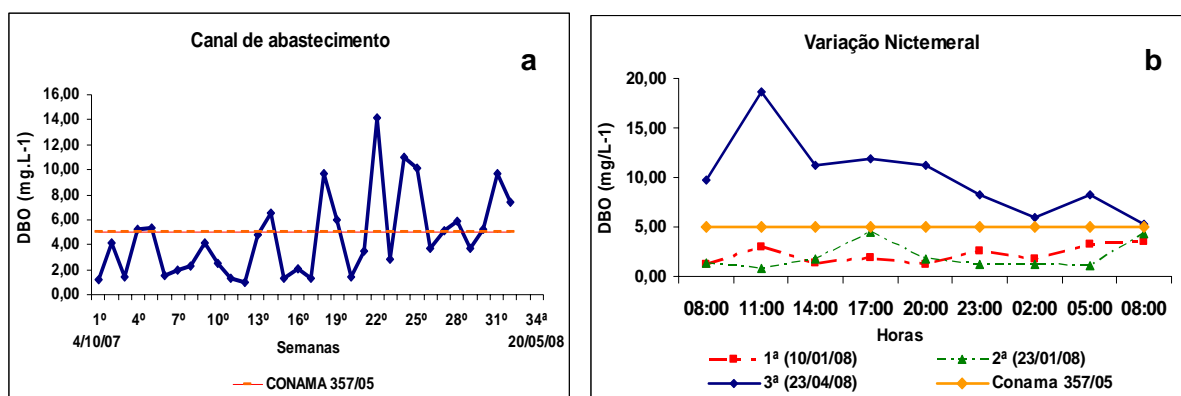


Figura 12. Variação da DBO (mg.L^{-1}) durante o período estudado (a) e nas análises da variação nictemeral (b) da água do canal de abastecimento da Aquacultura Campo Novo.

6.2.1.7 Biomassa fitoplanctônica (Clorofila a)

Os estuários são considerados como um dos mais produtivos sistemas aquáticos e que apresentam taxas elevadas de produção primária (SANTOS et al. 2002), cujas maiores concentrações de clorofila *a* nas regiões tropicais, ocorrem tanto no período chuvoso como no de estiagem, dependendo do ambiente. De acordo com a UNESCO (1966), as concentrações de clorofila *a*, *b* e *c* nas amostras de água do mar, são utilizadas para estimar a biomassa e a capacidade fotossintética da comunidade fitoplanctônica, cujas taxas dos vários pigmentos das algas, possibilitam indicar a composição taxonômica ou até o estado fisiológico da comunidade.

Segundo Bastos et al. (2005), a determinação da biomassa fitoplanctônica através da clorofila *a* é um dos métodos mais precisos, de fácil aplicabilidade e de baixo custo, além do que, é considerada uma variável que reflete a resposta do fitoplâncton às condições da água e, especialmente, ao enriquecimento. Estudos sobre biomassa fitoplanctônica (Clorofila *a*) são relevantes, devido a importância deste pigmento na fotossíntese, através da qual é processada a matéria orgânica e liberado o oxigênio (NORIEGA et al., 2005).

As concentrações de Clorofila *a* registradas no canal de abastecimento da Aquicultura Campo Novo variaram de 2,86 mg.m⁻³ a 33,37 mg.m⁻³, apresentando uma amplitude de 30,51 mg.m⁻³ e média de 14,2 (± 4,94) mg.m⁻³ (Figura 13). Os maiores valores de biomassa foram verificados nas últimas semanas de amostragens, período que ocorreram chuvas constantes na região e verificou-se redução nos teores de salinidade.

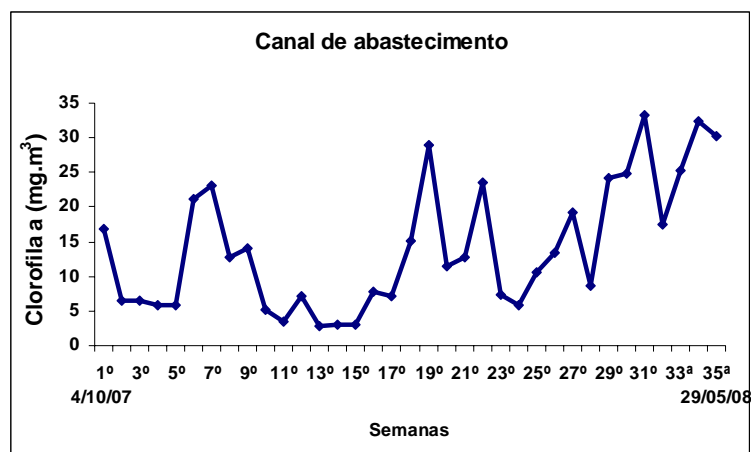


Figura 13. Variação da clorofila *a* (mg.m⁻³) durante o período estudado no canal de abastecimento da Fazenda Campo Novo.

Os valores de biomassa fitoplanctônica estiveram acima de outras áreas estuarinas do litoral de Pernambuco, conforme reportados por Losada et al. (2003) nos Rios Ilhetas e Mamucaba e Melo (2007) no estuário do Rio Botafogo e Carrapicho, ambos com máximo de 22 mg.m⁻³. Segundo a classificação de Passavante (2003) para os estuários nordestinos, o ambiente estudado encontrava-se na condição eutrófica ou de alta produção fitoplanctônica (teores entre 10 e 20 mg.m⁻³).

Por outro lado, valores mais elevados foram registrados por Silva et al (2004) no estuário do Rio Formoso (2,45 mg.m⁻³ a 70,22 mg.m⁻³), Bastos et al. (2005) no estuário do Rio Una (1,68 a 36,30 mg.m⁻³), Nascimento et al. (2003) na Bacia do

Pina e Rio Tejiipió (25,75 a 105,20 mg.m⁻³) e por Feitosa et al. (1999) na bacia do Pina (2,70 a 256,10 mg.m⁻³), teores de ambientes que sofrem intenso processo de eutrofização. O aumento da clorofila *a* no período chuvoso foi reportado por Silva et al. (op. cit.) e Bastos et al. (op. cit.), enquanto o inverso foi observado por Feitosa et al. (1999) na bacia do Pina e por Nascimento et al. (2003) na Bacia do Pina e Rio Tejiipió. Santos et al. (2002) na plataforma continental do Amazonas verificaram a relação entre o aumento da biomassa algal com a redução nos teores de salinidade, conforme observado no presente estudo.

6.2.1.8 Análise de componentes principais

A análise de componentes principais (ACP) explicou 53,63% das variações dos parâmetros analisados (Figura 14). O fator 1 explicou 34,12% de toda a informação, revelando que a pluviometria esteve relacionada positivamente com a clorofila *a*, DBO e a temperatura da água e inversamente com a salinidade e a transparência. O fator 2 explicou 19,81% das informações, associando diretamente o OD com a taxa de saturação. Verificou-se a significativa influência da pluviometria sobre os parâmetros físicos, químicos e biológicos da água, indicando que nos períodos de maior precipitação pluviométrica, ocorreram redução da salinidade, aumento da produção primária e redução na transparência, ocasionando a conseqüente elevação do teor de matéria orgânica, refletindo em uma maior DBO.

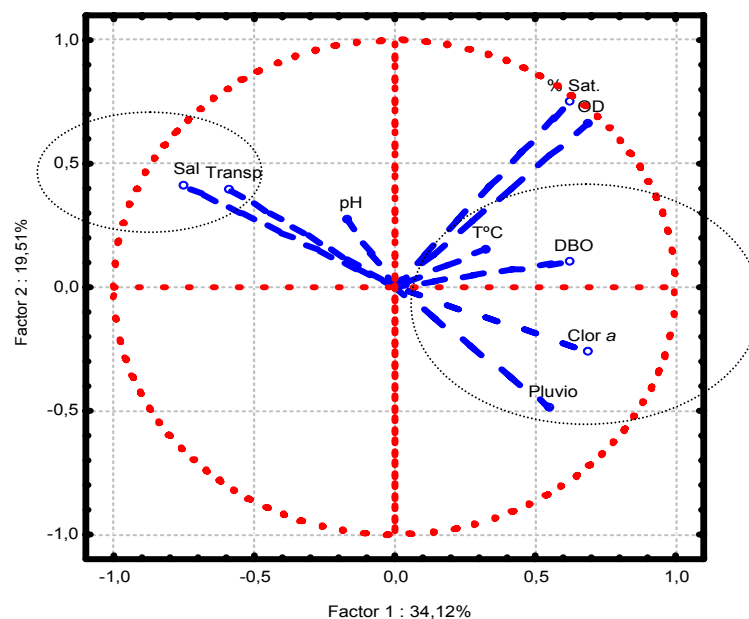


Figura 14 - Associação dos parâmetros ambientais através da análise dos componentes principais.

6.2.2 Ambiente de cultivo

Nos ambientes destinados ao cultivo de camarão *L. vannamei*, as variáveis físicas, químicas e biológicas de qualidade de água analisadas ao longo de um ciclo de cultivo, estão descritas nas Tabelas 4 e 5. Procurou-se evidenciar diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os diferentes pontos de amostragens no viveiro e entre os ambientes de cultivos sem aplicação de probiótico (VE2 SP), sob uso de probiótico na água (VE3 PA) e na água e no sedimento (VE4 PAS), comparando-os também com a água do estuário, representada pelo canal de abastecimento.

Tabela 4. Valores médios e desvio padrão das variáveis físicas, químicas e biológicas entre diferentes tratamentos.

VARIÁVEIS	MÉDIAS			
	Canal	VE2 SP	VE3 PA	VE4 PAS
Transparência (m)	1,19 ^b ± 0,62	0,59 ^a ± 0,04	0,58 ^a ± 0,02	0,52 ^a ± 0,02
pH	7,74 ^c ± 0,17	8,4 ^a ± 0,08	8,1 ^b ± 0,06	8,1 ^b ± 0,04
Temperatura ° C	28,5 ^a ± 2,00	30,6 ^a ± 0,31	29,2 ^a ± 0,25	29,7 ^a ± 0,23
Salinidade (‰)	28,6 ^b ± 5,19	26 ^b ± 6,38	31 ^a ± 1,79	32 ^a ± 0,88
O D ml.L ⁻¹	4,12 ^{a*} ± 1,23	4,59 ^a ± 1,07	4,17 ^a ± 0,81	4,59 ^a ± 1,25
Saturação (%)	88,7 ^b ± 26,94	102 ^a ± 23,08	92,6 ^{ab} ± 18,0	102,9 ^a ± 27,0
DBO mg.L ⁻¹	4,67 ^c ± 1,69	14,82 ^a ± 2,82	6,0 ^c ± 2,45	9,5 ^b ± 1,96
Clorofila (mg.m ³)	14,2 ^d ± 8,94	81 ^a ± 9,48	46 ^c ± 5,94	64 ^b ± 7,57

*Letras distintas na mesma linha indicam diferença ao nível de probabilidade ($p < 0,05$) pelo teste Tukey (ANOVA).

Tabela 5. Variáveis físicas, químicas e biológicas entre diferentes tratamentos e pontos de amostragem no viveiro.

VARIÁVEIS	AMOSTRA	MÉDIAS		
		VE2 SP	VE3 PA	VE4 PAS
Transparência (m)	A	0,62 ^a ± 0,33	0,61 ^a ± 0,36	0,53 ^a ± 0,19
	M	0,59 ^a ± 0,31	0,60 ^a ± 0,21	0,53 ^a ± 0,19
	D	0,55 ^a ± 0,31	0,55 ^a ± 0,23	0,50 ^a ± 0,23
pH	A	8,3 ^a ± 1,03	8,0 ^a ± 0,61	8,0 ^a ± 0,50
	M	8,5 ^a ± 0,59	8,1 ^a ± 0,59	8,1 ^a ± 0,40
	D	8,5 ^a ± 0,69	8,1 ^a ± 0,59	8,1 ^a ± 0,40
Temperatura (°C)	A	30,3 ^a ± 2,53	29,1 ^a ± 2,00	29,4 ^a ± 1,78
	M	30,8 ^a ± 2,62	29,4 ^a ± 2,24	29,9 ^a ± 1,97
	D	30,7 ^a ± 2,49	29,2 ^a ± 1,62	29,8 ^a ± 1,76
Salinidade (‰)	A	26,3 ^a ± 3,06	31,0 ^a ± 3,86	31,0 ^a ± 3,98
	M	26,7 ^a ± 3,06	31,0 ^a ± 3,67	32,0 ^a ± 3,91
	D	26,7 ^a ± 2,99	31,0 ^a ± 3,99	32,0 ^a ± 4,12
O D (ml.L ⁻¹)	A	4,33 ^{a*} ± 2,47	4,25 ^a ± 1,54	4,65 ^a ± 2,83
	M	4,69 ^a ± 2,13	4,08 ^a ± 1,86	4,49 ^a ± 2,85
	D	4,72 ^a ± 1,82	4,17 ^a ± 1,79	4,61 ^a ± 2,22
Sat. de OD (%)	A	95,25 ^a ± 25,96	94,3 ^a ± 15,85	103,7 ^a ± 29,32
	M	103,82 ^a ± 21,28	91,0 ^a ± 19,77	101,2 ^a ± 19,80
	D	106,75 ^a ± 21,28	92,3 ^a ± 19,09	103,8 ^a ± 23,35
DBO (mg.L ⁻¹)	A	12,64 ^a ± 3,14	5,70 ^a ± 1,20	8,41 ^a ± 3,90
	M	13,44 ^a ± 3,64	6,36 ^a ± 1,31	9,53 ^a ± 6,90
	D	18,40 ^a ± 6,82	6,21 ^a ± 1,18	10,53 ^a ± 6,0
Clorofila <i>a</i> (mg.m ⁻³)	A	78,55 ^a ± 34,09	45,0 ^a ± 18,64	56,6 ^a ± 20,46
	M	78,9 ^a ± 33,19	45,7 ^a ± 27,74	68,6 ^a ± 30,96
	D	90,4 ^a ± 33,12	45,8 ^a ± 20,64	67,8 ^a ± 31,17

*Letras distintas na mesma coluna indicam diferença entre os pontos de amostragem ao nível de probabilidade ($p < 0,05$) pelo teste Tukey.

A (comporta de abastecimento);

M (meio do viveiro);

D (comporta de drenagem).

Observou-se entre os tratamentos nos ambientes de cultivo, diferença estatisticamente significativa ($P < 0,05$) para as seguintes variáveis: DBO, com $P < 0,05$ entre os três viveiros e teores mais elevados para o viveiro sem probiótico (VE2-SP); pH, com valor mais elevado para o VE2-SP que apresentou diferença significativa apenas entre este e os ambientes com probiótico (VE3-PA e VE4-PAS); e salinidade, com valores mais elevados para os viveiros VE3 (PA) e VE4 (PAS) em relação ao controle (VE2-SP). No entanto, entre os diferentes pontos de amostragens dentro do viveiro (comporta de abastecimento, meio do viveiro e comporta de drenagem), não houve diferença significativa ($P > 0,05$) conforme apresentado na Tabela 6.

Comparando-se as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos ambientes de cultivo e estuarina (canal de abastecimento), não foi registrada diferença significativa para as variáveis DBO e % de saturação entre o VE3 (PA) e a água de captação, representadas respectivamente pelas letras “c” e “b” na Tabela 5. Da mesma forma, a variável salinidade não apresentou diferença significativa ($p > 0,05$) entre as amostras do VE2 e do canal.

6.2.2.1 Transparência da água (m)

De acordo com Boyd (2002) e Kubitza (2003), o nível ideal para transparência da água nos viveiros situa-se entre 0,3 e 0,5 m, caso a turbidez seja provocada pelo fitoplâncton e não por sedimentos em suspensão, cujos valores propiciam a manutenção de níveis adequados de oxigênio dissolvido. A transparência pode ser afetada quando certa quantidade de fitoplâncton reduz a penetração da luz no ambiente, condição benéfica ao cultivo, uma vez que inibe o crescimento de macroalgas no fundo do viveiro ou estimula o crescimento de organismos utilizados como alimento pelos camarões. Por outro lado, um excesso na quantidade de partículas de sólidos em suspensão pode restringir a penetração de luz, diminuindo a produtividade e, havendo sedimentação, as comunidades bentônicas podem ser prejudicadas.

As leituras do disco de Secchi variaram de 0,30 m (VE3- PA e VE4-PAS) a 1,05 m (VE2-SP), com médias de 0,59m, 0,58m e 0,52m respectivamente para os viveiros VE2, VE3 e VE4, cuja maior amplitude (0,7m) foi observada no VE2 e VE3 (Figura 15a). Estes valores estiveram acima da média registrada por

Cavalcanti (2003) em viveiros localizados no estuário do Rio Paraíba (0,45m e 0,50m) que é fortemente impactado, porém, próximos aos recomendados por Boyd (2002) e Kubitzka (2003). Quanto a variação nictemeral, os índices de transparência foram medidos de 08:00 às 14:00 horas e apresentaram pouca oscilação, inclusive espacial, com mínimo de 0,4m nos três ambientes e máximo de 0,7m no VE4 (Figura 15b), valores próximos ao encontrado por Cavalcanti (op. cit.). Tanto as análises sazonais quanto as nictemerai apresentaram valores menores quando comparado à transparência da água no canal de abastecimento.

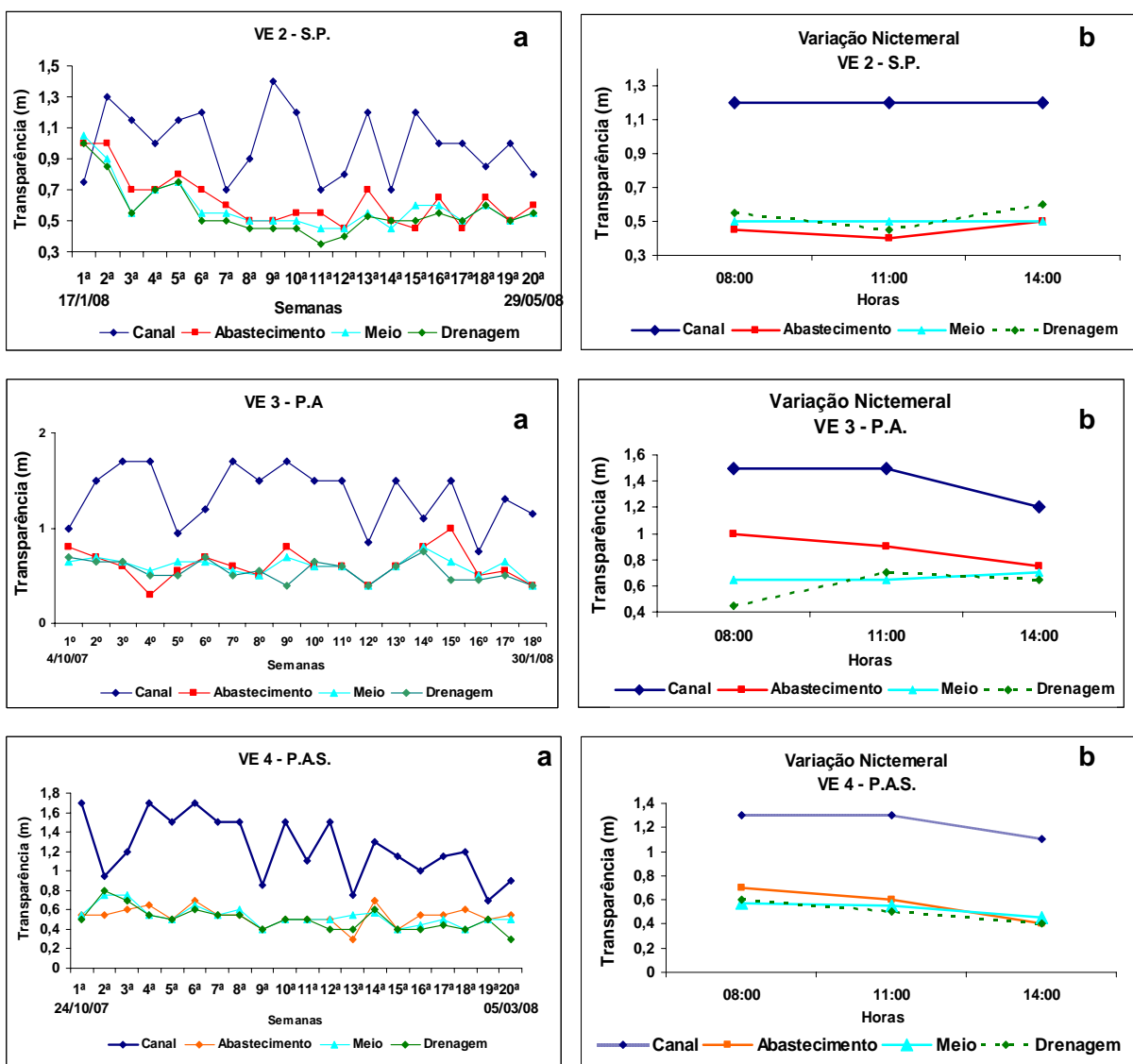


Figura 15 - Variação da transparência da água durante o período estudado (a) e nictimera (b) nos viveiros sem probiótico (VE2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

6.2.2.2 Potencial hidrogeniônico (pH)

Os viveiros de água estuarina usualmente apresentam valores de pH que variam de 8,0 a 9,0, com menores flutuações diárias, quando comparado a viveiros de água doce. Essas flutuações de pH resultam das mudanças no ritmo da fotossíntese realizada pelo fitoplâncton (BOYD, 2002). Segundo Cavalcanti (2003) o controle dessa variável é de suma importância no meio aquático, pois afeta o nível de toxidez da amônia e do sulfeto de hidrogênio (H₂S). A concentração de amônia aumenta com o incremento da temperatura e do pH, e, quando este aumenta, diminuem as concentrações de H₂S.

Os valores de pH apresentaram pouca variação espacial e se mantiveram sempre alcalinos, com médias de 8,4 (VE2) e 8,1 (VE3 e VE4), acima da registrada no canal de abastecimento (7,74). Um mínimo de 7,3 (VE3-PA) e máximo de 9,0 (VE2-SP) foram registrados ao longo do ciclo, encontrando-se dentro da escala de 6 a 9 considera por Boyd (op.cit.) para um melhor crescimento dos camarões. Pode-se observar no viveiro 2 (SP) uma tendência mais acentuada de decréscimo ao longo do cultivo (Figura 16a), com maior oscilação espacial a partir da 11^a semana de cultivo.

Os resultados encontrados estiveram próximos, porém um pouco acima da média registrada por Maia (2004) de 7,92, em cultivos de *Litopenaeus vannamei* no Rio Grande do Norte (RN) em sistema fechado (sem renovação de água) e com adição de probiótico, porém, abaixo da média registrada por Cavalcanti (op.cit.) (8,54) em cultivos de *Litopenaeus vannamei* em sistema aberto (com renovação de água).

Durante análise da variação nictemeral, o pH também se manteve alcalino e apresentou pouca oscilação nos viveiros VE3 e VE4. Um mínimo de 7,7 foi registrado no VE3 (PA) às 5:00 h e máximo de 8,5 no VE2 (SP) entre 14:00 e 20:00 horas, com médias de 8,5, 8,1 e 8,4 respectivamente para os viveiros 2, 3 e 4 (Figura 16b), valores próximos ao encontrado por Cavalcanti (op.cit.) que registrou variação de 8,09 a 8,50. Na ocasião da análise da variação nictemeral no VE3, os valores de pH registrados simultaneamente no canal de abastecimento estavam superiores aos do viveiro (Figura 16b).

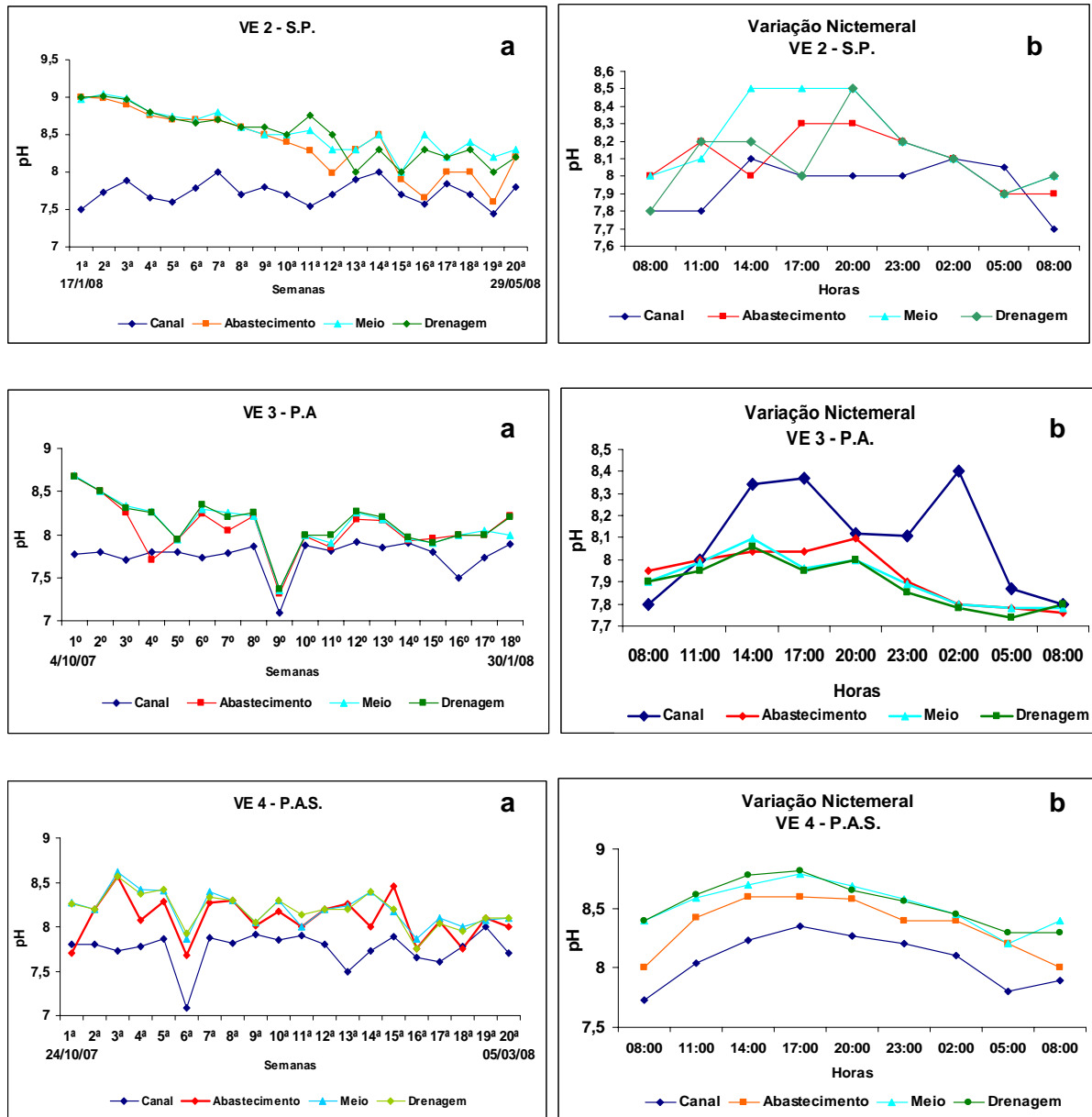


Figura 16 - Variação do pH da água durante o período estudado (a) e nas análises nictimeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE 4 PAS).

6.2.2.3 Temperatura da água (°C)

De acordo com Boyd (2002) os processos químicos e biológicos que ocorrem nos viveiros são influenciados pela temperatura. Nos viveiros de pouca profundidade em regiões tropicais, a estratificação freqüentemente se processa dentro de um padrão diário: durante o dia, a superfície da água se aquece e forma uma camada superficial diferenciada, e, à noite, ela se esfria até uma temperatura que se iguala à da camada mais profunda, misturando-se ambas.

A análise estatística não apresentou diferenças significativas para temperatura entre os viveiros ($p > 0,05$). Os índices térmicos variaram de 27°C a 30,8 °C no VE2 (SP), com médias de 30,6°C, 29,2°C e 29,7°C respectivamente para o VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS), considerados dentro da faixa ideal ao crescimento do *Litopenaeus vannamei* (26 a 33°C), conforme reportado por Nunes (2002).

Uma tendência de aumento na temperatura foi registrada ao longo do cultivo nos viveiros VE3 (PA) que ocorreu de outubro/07 a janeiro/08 e VE4 de outubro/07 a março/08, ambos realizados no período de índices térmicos mais elevados na área de estudo. No VE2 (SP), realizado de janeiro a maio/08, os valores de temperatura reduziram a partir da 14ª semana, que coincidiram com o período de diminuição da temperatura na área estudada, no entanto, este ambiente apresentou a média mais elevada, que foi influenciada por temperaturas mais elevadas registradas no período de estio (Figura 17a).

Variação térmica igual ao do presente estudo foi registrada por Cavalcanti (2003) em cultivos de *Litopenaeus vannamei* na Paraíba (27 a 30°C), enquanto Martins (2003) no Ceará e Maia (2004) no Rio Grande do Norte em cultivos da mesma espécie, encontraram médias mais baixas para temperatura (25,9 e 26,7°C).

Durante análise da variação nictemeral os índices mais elevados foram observados no período diurno, ocorrendo uma redução gradativa do período noturno para o amanhecer, com mínimo de 28 ° C (VE 3) e máximo de 34,3 ° C (VE 4) (Figura 17b).

Apesar de não ocorrer diferença significativa entre os ambientes de cultivo e o canal de abastecimento, os valores de temperatura nos viveiros se apresentaram mais elevados, havendo uma tendência de conservação dos gradientes térmicos nestes ambientes, tendo em vista que além de maior profundidade, o canal de abastecimento recebe aporte diário de água do estuário durante as preamares.

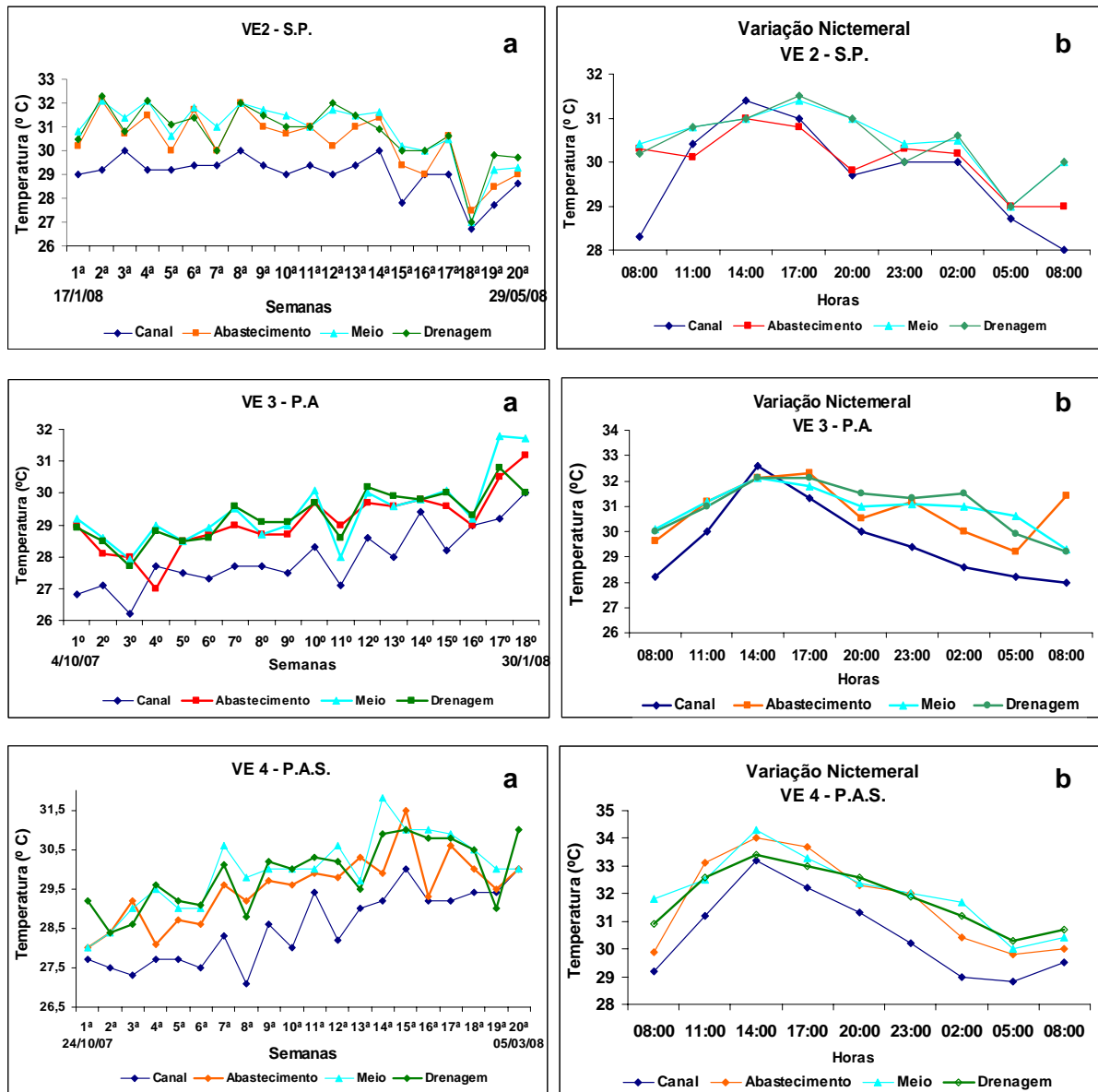


Figura 17 - Variação da temperatura durante o período estudado (a) e análises nictimeral (b) dos viveiros sem probiótico (VE2 SP) com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE4 PAS).

6.2.2.4 Salinidade (‰)

A salinidade é definida como a concentração total de íons dissolvidos na água, sendo basicamente sete íons os responsáveis: sódio, potássio, cálcio, magnésio, cloreto, sulfato e bicarbonato (BOYD, 2002). A quantidade desses íons determina uma pressão osmótica sobre as paredes celulares dos seres que vivem no meio aquoso e cada espécie, animal ou vegetal, prospera em um meio líquido que possua uma pressão osmótica para a qual está adaptada (CAVALCANTI, 2003).

De acordo com Marques et al. (1999), a salinidade ótima para o cultivo de determinada espécie de camarão é aquela que se aproxima do seu ponto isosmótico, devido à diminuição do gasto energético durante o processo de osmorregulação. Atualmente, o *L. vannamei* é cultivado em salinidades que variam de 0,50 ‰ a 60,00 ‰, porém, quanto mais próximo o ponto isosmótico estiver, menos energia será gasta com osmorregulação, energia essa que ficará disponível para crescimento, respostas imunológicas, dentre outras funções.

Não foi demonstrada diferença significativa entre os viveiros VE3 e VE4, enquanto o VE2 diferiu significativamente ($p < 0,05$) dos demais. A salinidade variou de 16,4‰ a 31,8‰ no VE2(SP), ambiente no qual ocorreu maior amplitude ao longo do ciclo (11,2‰), registrando-se decréscimo acentuado a partir da 10ª semana de cultivo, coincidindo com aumento nos índices pluviométricos durante o período estudado (Figura 18a). Na análise da variação nictemeral não foi observado oscilações consideráveis para os resultados dos viveiros 3 e 4, porém, no viveiro 2, cuja amplitude foi de 5‰, foi verificado um mínimo de 22,8‰ às 11:00 h no meio do viveiro e máximo de 27,8‰ às 14:00 h na comporta de abastecimento (Figura 18b).

O teor médio da salinidade nos viveiros VE2(SP), VE3(PA) e VE4(PAS) foi de 26‰ 31‰ e 32‰ respectivamente, resultados que estiveram abaixo do considerado por Marques et al. (1999) como grau de risco para espécie (50‰) e acima dos níveis considerados ideais (15 a 25‰) por Kubitzka (2003). Durante os ciclos analisados, maiores taxas de crescimento semanal foram registradas no VE2 (0,93g), quando os teores de salinidade estiveram entre 15‰ e 20‰, o que também foi observado por César et al. (1998), que registrou melhor desempenho no crescimento do *L. vannamei* em salinidades de 20‰.

Os resultados médios de salinidade foram superiores aos encontrados por Cavalcanti (2003) ao analisar cultivos de *L. vannamei* no Rio Paraíba (21‰) e Maia (2004) no Rio Grande do Norte (22‰) em cultivos da mesma espécie sob influencia de probiótico, porém, os resultados foram inferiores aos registrados por Martins (2003) em cultivos do *L. vannamei* no Ceará (47,3‰) sem uso de probiótico.

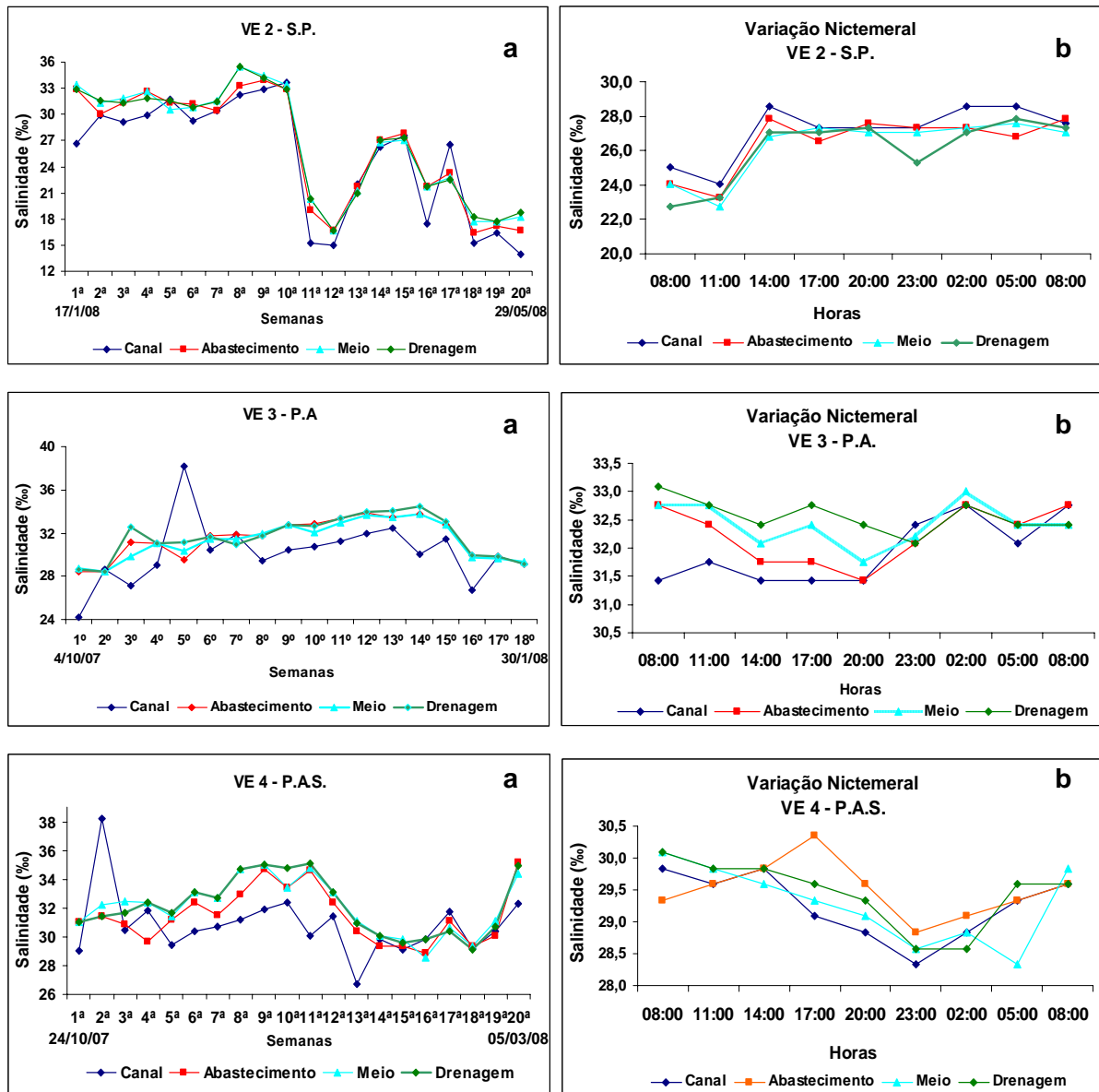


Figura 18 - Variação da salinidade durante o período estudado (a) e análise nictemeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

6.2.2.5 Oxigênio dissolvido (ml.L^{-1}) e taxa de saturação (%)

O oxigênio dissolvido é a variável química mais importante na aquicultura, uma vez que a sua disponibilidade no viveiro influencia o desempenho zootécnico da espécie cultivada, cujo déficit e níveis inadequados podem ocasionar crescimento lento e suscetibilidade a doenças (BOYD, 2002). As grandes variações diárias das concentrações do oxigênio dissolvido ocorrem pelo fato desse gás estar diretamente associado ao processo de fotossíntese e respiração e/ou decomposição que, por sua vez, estão relacionados com o fotoperíodo, a intensidade luminosa e a temperatura (ESTEVES, 1998). Assim, pode-se dizer que as variações diárias do

oxigênio estão diretamente acopladas a estas variáveis, podendo, no entanto, outros fatores como vento e as chuvas terem importância eventual.

Durante o cultivo, do ponto de vista microbiológico, as bactérias heterotróficas consomem o oxigênio e liberam o dióxido de carbono ao oxidar matéria orgânica, enquanto as bactérias autotróficas consomem o dióxido de carbono ao oxidar a amônia, o nitrito, o nitrato ou o sulfeto, respectivamente (MORIARTY, 1997). Segundo MacGraw (2002), em períodos de estresse provocado por níveis baixos de oxigênio, as bactérias aeróbias se utilizam de mecanismos de sobrevivência, a exemplo da formação de esporos, que é uma forma mais resistente.

No fundo do viveiro, a difusão do oxigênio é limitada e as concentrações que chegam a esta camada através da circulação da água são insuficientes, além disso, a atividade microbiana na degradação da matéria orgânica ocasiona um intenso consumo desse gás (AVNMELECH e RITVO, 2003). Assim, é altamente desejável manter concentrações adequadas de OD na água, evitando a formação de compostos tóxicos que possam ocasionar danos aos animais cultivados, principalmente no fundo do viveiro, onde o camarão habita em grande parte do seu tempo.

Não foram identificadas diferenças significativas entre o viveiro controle e os viveiros sob uso de probiótico ($p > 0,05$). As médias para o OD foram de 4,59 no VE2(SP) e VE4(PAS) e 4,17 no VE3(PA), apresentando níveis considerados adequados para o desenvolvimento da espécie ($> 4 \text{ ml.L}^{-1}$), conforme reportado por Kubitzka (2003). O OD variou de $1,84 \text{ ml.L}^{-1}$ (41,8 % de saturação) no VE3 a $7,64 \text{ ml.L}^{-1}$ (166,1% de saturação) no VE4 (Figura 19). Observa-se na Figura 19(a) que no VE2 (sem probiótico) o oxigênio oscilou bastante ao longo das coletas, enquanto nos viveiros sob tratamento com probiótico (VE3-PA e VE4-PAS), esta oscilação foi menos acentuada, com teores de OD e saturação, próximos ou acima da água de captação.

A saturação foi significativamente diferente ($p < 0,05$) no VE3 quando comparado aos tratamentos VE2 e VE4, tendo sido registradas médias de 102% (VE2), 92,6% (VE3) e 102,9% (VE4). McGraw et al. (2001), comparando o desempenho do *L. vannamei* em diferentes saturações de OD (15% 40% e 65%), registraram melhores sobrevivências e menor fator de conversão alimentar em viveiros que apresentavam saturação acima de 40%. Estes autores sugeriram para o bom desempenho da espécie, a manutenção de valores acima de 50%. De acordo

com Esteves (1998) a saturação no ambiente varia de acordo com a pressão, a temperatura e a salinidade. Normalmente, quanto maiores forem os níveis destes últimos parâmetros, menor será a solubilidade do gás.

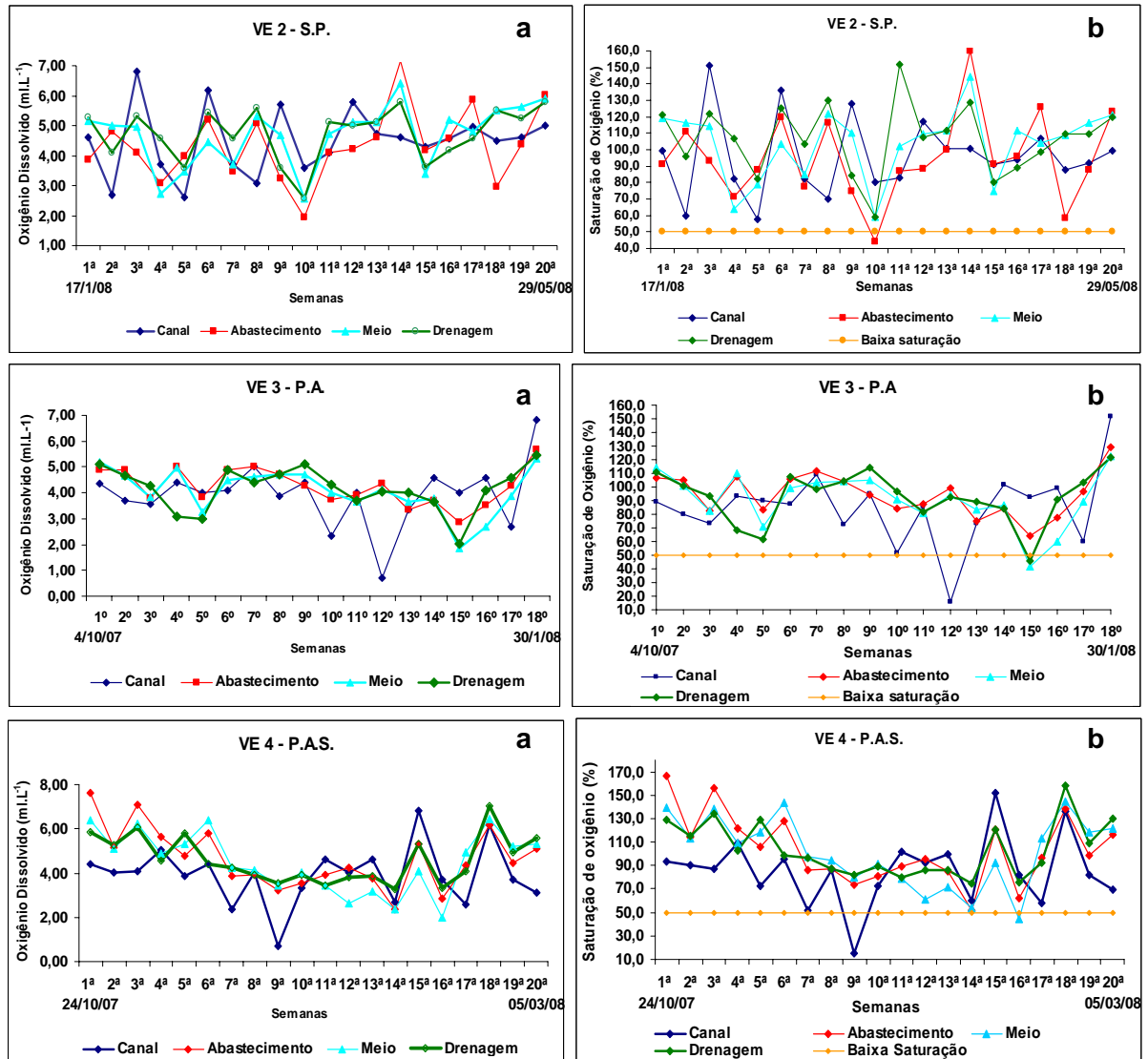


Figura 19 - Variação no período estudado do oxigênio dissolvido (a) e da saturação de oxigênio (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

Maia (2004) avaliando o uso de probiótico no cultivo intensivo de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte, não encontrou diferenças significativas entre as médias registradas, cujos valores mensurados às 5:00 h da manhã foram de 2,82 ml.L⁻¹ para o viveiro controle e 2,87 ml.L⁻¹ para os viveiros testes com uso de probiótico.

Na análise da variação nictemeral, foram observados uma tendência de acréscimo no período diurno e decréscimo no período noturno, que também foi reportada por Boyd (2002) em diversos estudos realizados. Um máximo de 9,50 ml.L⁻¹ (213 %) considerado supersaturado, ocorreu às 14:00 horas no VE2, enquanto

teores abaixo de 1 mL.L^{-1} (19,3 %) foram verificados no VE3 às 02:00 horas da manhã, nível considerado letal para a espécie (BOYD, 2002) (Figuras 20a e 20b). Apesar dos baixos teores encontrados, não foi observado mortalidade dos animais. Cavalcanti (2003) em análise nictemeral de cultivos na Paraíba, registrou variação semelhante, com teores elevados às 16 horas ($7,54 \text{ mL.L}^{-1}$), decrescendo gradativamente até atingir os menores valores às 7 horas do dia seguinte ($2,61 \text{ mL.L}^{-1}$).

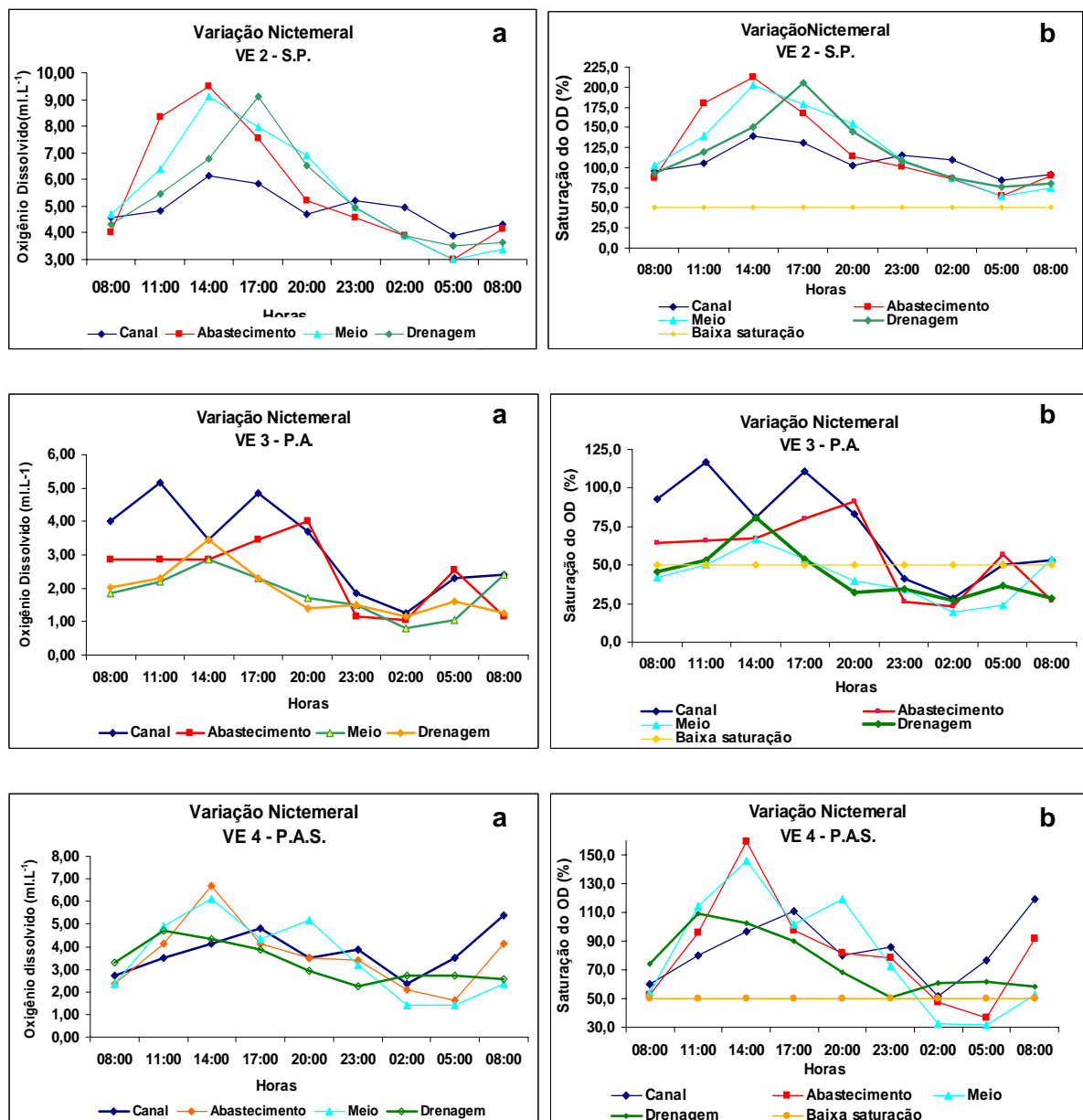


Figura 20 - Variação nictemeral do oxigênio dissolvido (a) e da saturação de oxigênio (%) (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

6.2.2.6 Demanda bioquímica de oxigênio (DBO)

A DBO representa o consumo de oxigênio no ambiente através da oxidação da matéria orgânica pela respiração dos microrganismos decompositores, principalmente as bactérias heterotróficas aeróbias, que a convertem em compostos simples e inertes como água e gás carbônico (VON SPERLING, 1996). Nos viveiros de aquicultura, a DBO indica a intensidade do processo de mineralização e o metabolismo das comunidades vivas, principalmente a biomassa fitoplanctônica, que representa o maior produtor de matéria orgânica nestes ambientes (BOYD 2002; CAVALCANTI, 2003; MAIA, 2004).

Os valores de DBO foram estatisticamente diferentes ($p < 0,05$) nos três tratamentos, registrando-se a maior média no viveiro sem probiótico VE2 (14,23 mg.L^{-1}), seguido do VE4(PAS) com 9,5 mg.L^{-1} e VE3(PA) com 6,0 mg.L^{-1} , único que não apresentou diferença significativa em relação a DBO média do canal de abastecimento. Nos viveiros 3(PA) e 4(PAS) verificou-se pequenas variações ao longo do ciclo de cultivo, observando-se picos máximos de 14,45 mg.L^{-1} no VE3 e 40,66 mg.L^{-1} no VE4, ambos nas últimas semanas de cultivo. No viveiro 2 (SP) ocorreu uma tendência de acréscimo entre a 6ª e 14ª semana, período em que foi registrado teor máximo de 45,75 mg.L^{-1} (Figura 21a).

Yusoff et al. (2003) encontraram médias mais elevadas nos viveiros controles (22,3 mg.L^{-1}) em cultivos de *Penaeus monodon* com uso de probiótico, no entanto, não registraram diferença significativa. Maia (op. cit.) em cultivos de *L. vannamei*, também verificou médias mais elevadas nos viveiros com probiótico (19,78 mg.L^{-1}), registrando valor máximo de 36 mg.L^{-1} nas últimas semanas do cultivo.

Durante a análise da variação nictemeral, as concentrações de DBO nos viveiros 2 e 3 foram discretamente mais elevadas no período diurno, com tendência de decréscimo no período noturno. O maior valor (22,3 mg.L^{-1}) foi registrado no viveiro 2 (SP) às 11:00 h da manhã, enquanto o menor (1,48 mg.L^{-1}) foi observado no viveiro 3 (PA) às 23:00 h. Não foi observada variação bem definida no VE4 (PAS), com mínimo de 2,14 mg.L^{-1} às 17:00 h e máximo de 16,4 mg.L^{-1} às 23:00 h (Figura 21b).

Os valores de DBO foram inferiores ao recomendado pela Aliança Global de Aquicultura ($\leq 50 \text{ mg.L}^{-1}$), conforme reportado por Vinatea et al. (2003), no entanto, em algumas análises a DBO ultrapassou os valores considerados adequados para o

cultivo ($\leq 30 \text{ mg.L}^{-1}$) por Boyd (2002). Em relação às recomendações da Resolução CONAMA 357/05 (5 mg.L^{-1}), os valores ficaram abaixo ou próximos do estabelecido nos viveiros 3 (PA) e 4 (PAS) sob ação do probiótico, enquanto na maioria das análises, observou-se valores acima do recomendado no VE2 (SP) controle (Figuras 21a e 21b).

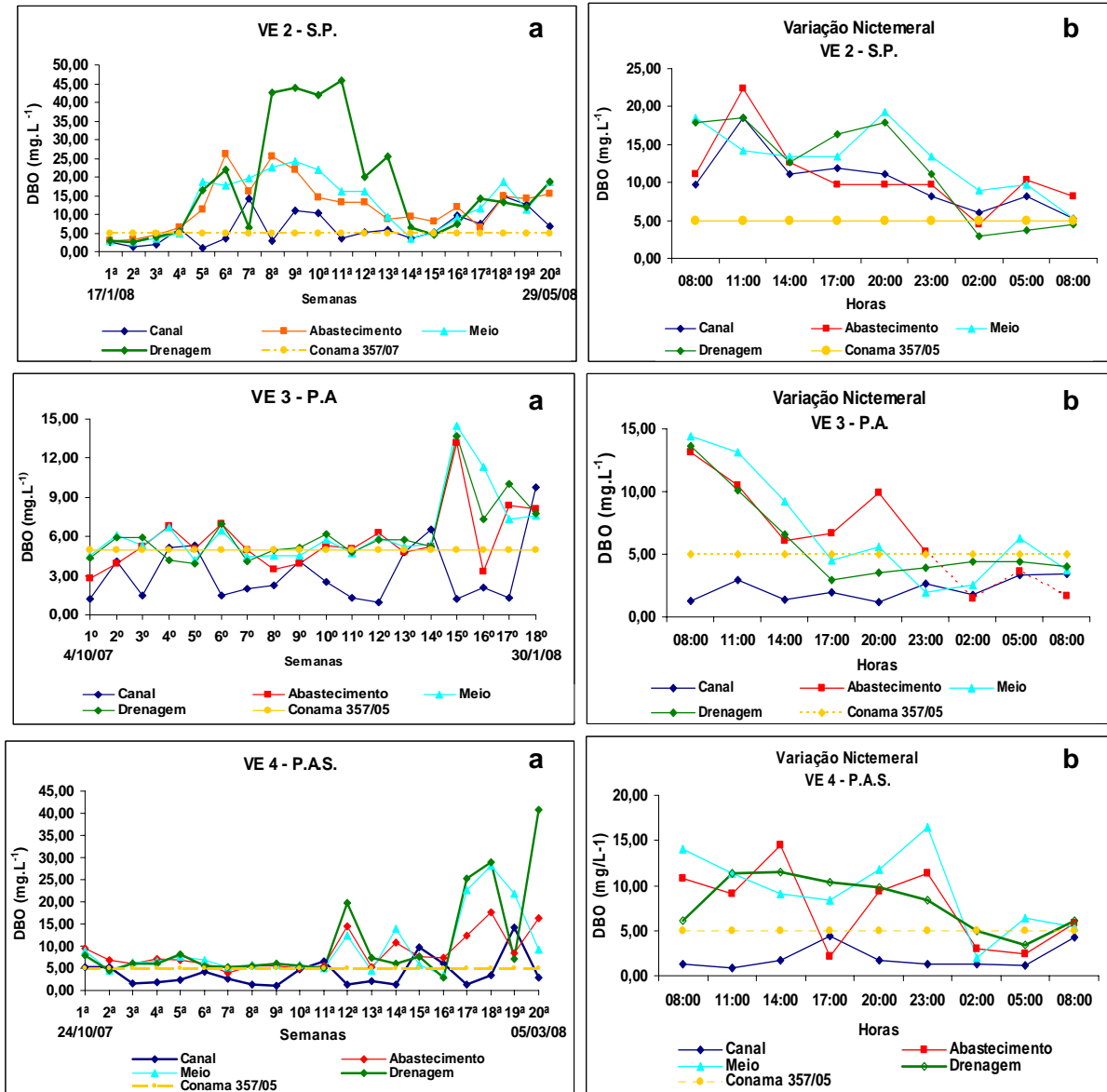


Figura 21 - Variação da DBO durante o período estudado (a) e nas análises nictemeral (b) nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

6.3.7 Clorofila a ($\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$)

A produtividade fitoplanctônica é um processo complexo que envolve fatores bióticos e abióticos, inibindo-a ou estimulando-a. Dentre os fatores bióticos, destacam-se a taxa de reprodução dos organismos fitoplanctônicos e a herbivoria, enquanto para os inúmeros fatores abióticos, a radiação solar, a temperatura e os nutrientes são os mais importantes, exercendo influência direta no processo fotossintético (ESTEVES, 1998).

A teia alimentar nos viveiros de aquicultura se inicia com as plantas, das quais, as mais desejáveis estão representadas pelo fitoplâncton, cuja biomassa presente no ambiente pode ser avaliada através da clorofila *a*. Nos viveiros, os fragmentos derivados da morte do plâncton (fito + zooplâncton) formam matéria orgânica morta (detritos) que serve de alimento para bactérias, fungos e outros seres, sendo considerados viveiros produtivos, aqueles que apresentam teores de clorofila *a* entre 50 e 200 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ (BOYD, 2002).

Foi registrada diferença significativa ($P < 0,05$) entre as concentrações de clorofila *a* nos tratamentos, cuja média mais elevada de 81 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ ocorreu no viveiro sem probiótico (VE2-SP), seguida de 64 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ no viveiros 4 (PAS) e 46 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ no VE3(PA). Os teores mais elevados foram registrados nos viveiros 2 (134 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$) e 4 (139,5 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$), enquanto o menor teor de clorofila *a* (5,67 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$) foi registrado no VE2 (Figura 22). Em ambos os ambientes (VE2-SP e VE4-PAS), uma elevação considerável nos teores de clorofila *a* ocorreu ao longo do ciclo, indicando uma correlação entre o aumento da produtividade com o tempo de cultivo. No viveiro 3(PA) não houve variação definida, porém, um pico máximo de 102 $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ foi observado no final do cultivo (Figura 22).

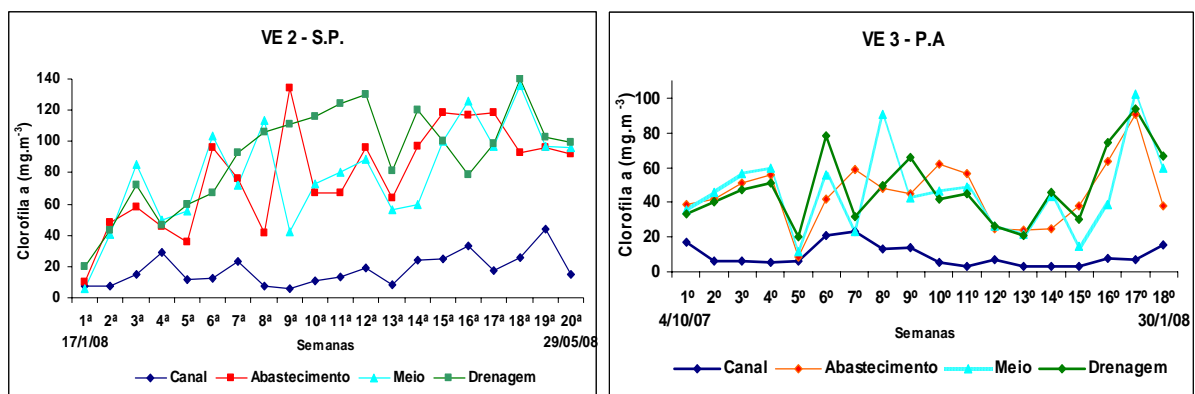


Figura 22. Variação da clorofila *a* ao longo do período estudado nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

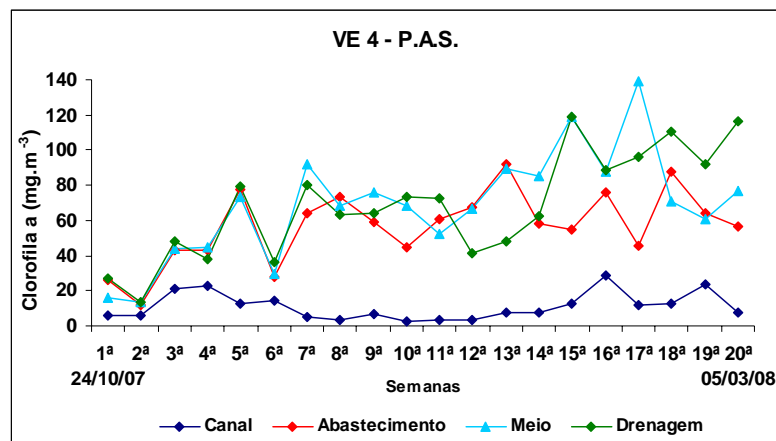


Figura 22 (Cont). Variação da clorofila a ao longo do período estudado nos viveiros sem probiótico (VE 2 SP), com probiótico na água (VE3 PA) e com probiótico na água e sedimento (VE 4 PAS).

Cavalcanti (2003) analisando cultivos semi-intensivo de *L. vannamei* sem uso de probiótico, registrou para a biomassa fitoplanctônica, variação de 20,06 mg.m⁻³ a 104,66 mg.m⁻³, com médias de 53,35 mg.m⁻³ e 51,6 mg.m⁻³, enquanto Yussof et al. (2003), em cultivos de *Penaeus monodom* na Malásia com uso de bactérias comerciais, encontraram diferenças significativas entre os tratamentos, registrando médias mais elevadas para os viveiros com probiótico (115,19 mg.m⁻³). Os autores identificaram um aumento da biomassa fitoplanctônica com o tempo de cultivo, relação que também foi observada neste estudo. Maia (2004) em cultivos de *L. vannamei* tratados com probiótico não encontrou diferença significativa para as análises de fitoplâncton, afirmando que a aplicação do composto comercial não interferiu significativamente neste parâmetro.

Ao analisarmos os teores de clorofila a nas amostras de água coletadas no estuário, no canal de abastecimento e nos viveiros, observou-se pela extração dos pigmentos clorofilianos (Figura 23), que os ambientes de cultivo podem ser classificados como hipereutrófico ou de altíssima produção fitoplanctônica, conforme classificação de Passavante (2003), para os estuários nordestinos. De acordo com Guimarães (2007), quando se compara a produção em viveiros com a de ambiente oceânico, esta relação pode ser de 2500:1, ou seja, para cada 2.500 células de fitoplâncton nos viveiros, existiria apenas uma no oceano. O autor afirmou que esta produção contribui no seqüestro de carbono, tendo em vista que o fitoplâncton absorve o CO₂ e o transforma em carboidrato durante a fotossíntese.

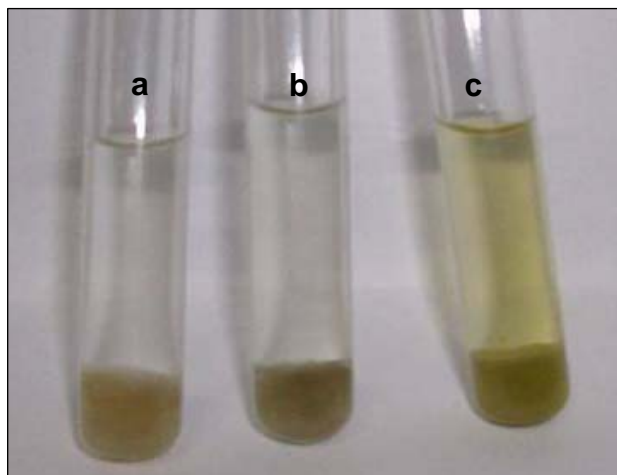


Figura 23 - Extração de pigmentos clorofilianos em amostras coletadas no estuário (a), no canal de abastecimento (b) e no viveiro durante o período estudado.

6.3.8 Análise de componentes principais (ACP)

Ao analisar a variação dos parâmetros ambientais através da ACP, verificou-se que o fator1 correspondeu a 28,5% das variações e associou positivamente os índices pluviométricos com os teores de clorofila *a* e DBO e inversamente com a salinidade e a transparência da água. O fator 2 revelou 20,7% da informação, associando positivamente o OD com a saturação de oxigênio, enquanto o fator 3 correlacionou negativamente o pH com a temperatura da água, revelando 17,5% da informação (Figura 24).

Esta tendência também foi registrada na água de captação do estuário, indicando a forte influência que a pluviometria exerceu sobre a qualidade da água dos viveiros, alterando parâmetros físicos, químicos e biológicos, reduzindo os teores de salinidade e a transparência da água e aumentando os índices de produção primária e a demanda bioquímica de oxigênio.

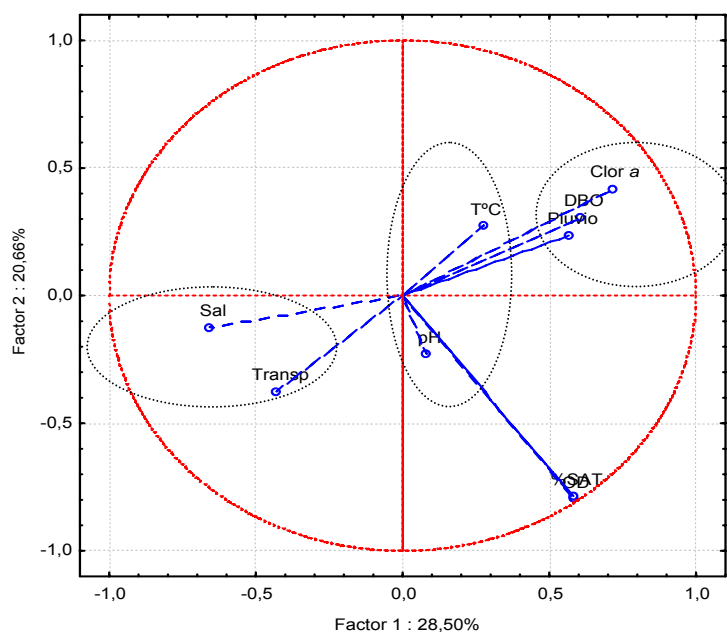


Figura 24 - Associação dos parâmetros ambientais através da análise de componentes principais.

6.3 Bacteriologia

6.3.1 Contagem de bactérias heterotróficas

As bactérias heterotróficas desempenham papel importante no ambiente aquícola, pois decompõem a matéria existente no viveiro e ainda podem ser manipuladas como fonte potencial de alimento para os detritívoros, devido ao seu rápido crescimento e valor nutricional (MACGRAW, 2002). As contagens de bactérias heterotróficas de amostras de água e de sedimento do canal de abastecimento e dos viveiros de engorda (sem aplicação de probiótico -VE2/SP, com probiótico adicionado na água do cultivo - VE3/PA e com probiótico adicionado na água e no sedimento do viveiro VE4/PAS), estão apresentadas na Tabela 6.

Tabela 6. Contagens de bactérias heterotróficas no canal de abastecimento e nos viveiros VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

AMOSTRA	LOCAL	MÉDIA	MÍNIMO	MÁXIMO
Água UFC/mL	Canal	$3,4^{ac} \pm 2,3 \times 10^7$	$4,5 \times 10^4$	$4,9 \times 10^9$
	VE2 (S.P.)	$3,3^a \pm 1,6 \times 10^7$	$1,1 \times 10^5$	$1,4 \times 10^9$
	VE3 (P.A.)	$3,3^b \pm 1,9 \times 10^6$	$5,0 \times 10^4$	$3,0 \times 10^8$
	VE4 (P.A.S.)	$4,5^{bc} \pm 2,7 \times 10^6$	$5,0 \times 10^2$	$7,9 \times 10^8$
Sedimento UFC/g	Canal	$3,6^{ab} \pm 1,9 \times 10^7$	$4,0 \times 10^5$	$7,8 \times 10^9$
	VE2 (S.P.)	$5,3^a \pm 2,8 \times 10^7$	$1,4 \times 10^5$	$9,6 \times 10^8$
	VE3 (P.A.)	$3,7^b \pm 1,7 \times 10^6$	$1,6 \times 10^5$	$6,2 \times 10^8$
	VE4 (P.A.S.)	$4,3^a \pm 2,2 \times 10^7$	$3,0 \times 10^5$	$7,8 \times 10^8$

* Letras distintas na coluna indicam diferenças significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$).

6.3.1.1 Contagem de bactérias heterotróficas na água

Comparando-se as contagens de bactérias heterotróficas nas amostras do canal de abastecimento (água do estuário) com as dos viveiros, esta apresentou diferença significativa ($p < 0,05$) apenas em relação ao VE3(PA), cujos valores foram inferiores aos do canal. Ao longo das coletas, verificou-se uma tendência de acréscimo nas contagens bacterianas do canal, registrando-se o maior valor na 29ª semana ($4,9 \times 10^9$ UFC/mL), enquanto o menor ($4,5 \times 10^4$ UFC/mL) foi registrado na 18ª semana (Figura 25a). O valor médio de $3,4 \times 10^7$ esteve acima dos resultados encontrados por Lima et al. (2000) para o mesmo estuário, que registraram concentrações bacterianas variando de 10^3 a 10^5 UFC/mL.

Nos viveiros, as maiores contagens bacterianas foram observadas na 17ª semana de cultivo no VE2-SP ($1,4 \times 10^9$ UFC/mL) e na 10ª semana de cultivo no VE4 ($7,9 \times 10^8$ UFC/mL), que recebeu aporte de probiótico na água e no sedimento, no qual também foi registrado o menor valor ($5,0 \times 10^2$ UFC/mL). No VE2 (SP) observou-se uma tendência discreta de aumento ao longo do ciclo (Figura 25b), o inverso foi observado no VE4 (PAS) a partir da 18ª semana, registrando-se a menor contagem no final do ciclo $5,0 \times 10^2$ UFC/mL (Figura 25d).

Médias superiores a 10^6 UFC/mL foram verificadas no VE3(PA), com o maior valor registrado na 17ª semana, final do ciclo (Figura 25b). Na análise estatística ficou demonstrada a diferença significativa ($p < 0,05$) para o viveiro controle (VE2-SP), cujos valores foram mais elevados quando comparados aos viveiros testes VE3(PA) e VE4(PAS), que não apresentaram diferença significativa entre os mesmos ($p > 0,05$). Sugere-se, pelos resultados obtidos, que a adição diária de probiótico nos viveiros favoreceu a manutenção de elevada carga microbiana nestes ambientes, apesar de uma possível competição entre a microbiota do meio e as inseridas através do probiótico.

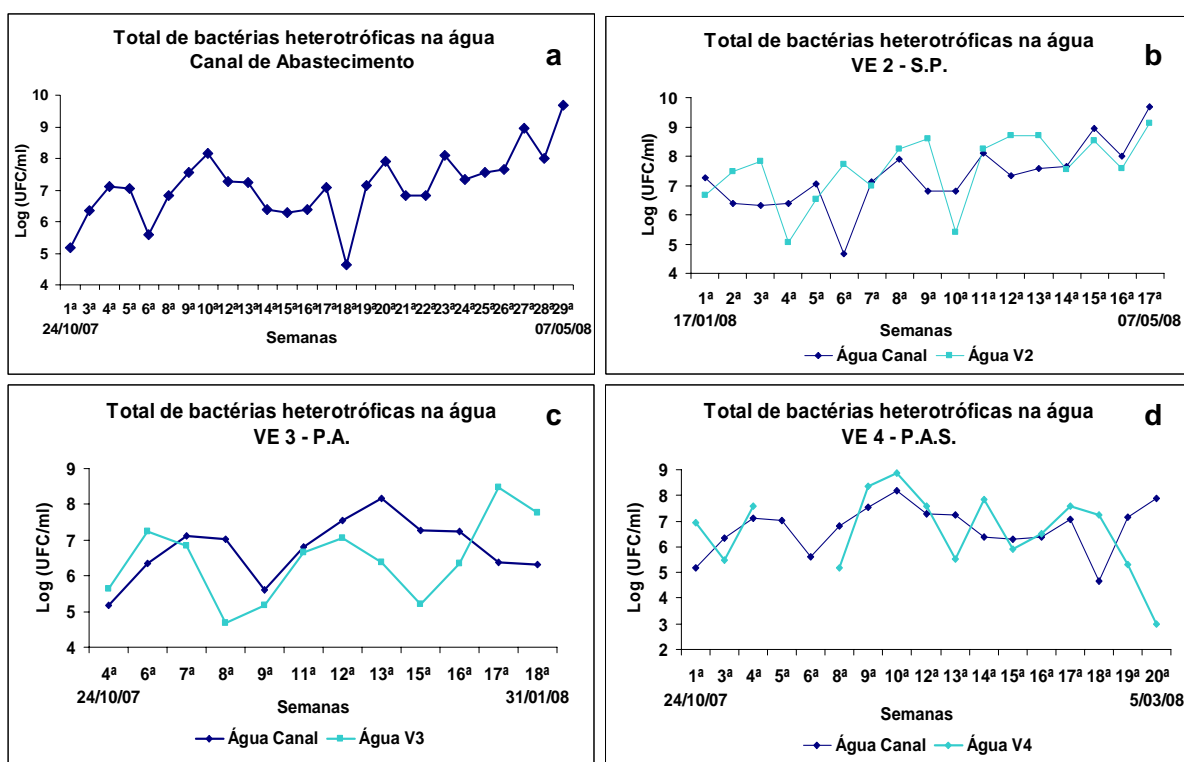


Figura 25 - Total de bactérias heterotróficas presentes na água (UFC/mL) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).

Maia (2004) analisando as comunidades bacterianas da água de superfície em cultivos de *L. vannamei* sob tratamento com probiótico no Rio Grande do Norte, constatou concentrações médias abaixo do presente estudo, tanto para os viveiros controle ($1,6 \times 10^4$ UFC/mL) como para os viveiros testes ($1,9 \times 10^4$ UFC/mL), não encontrando diferenças significativas entre os mesmos. Da mesma forma, Martins (2003) no Ceará, registrou médias inferiores em cultivos da mesma espécie ($0,6 \times 10^4$ UFC/mL). Shariff et al. (2001) e Devaraja et al. (2002), em cultivos de *Penaeus*

monodon na Malásia com adição de bactérias comerciais, não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos avaliados e registraram médias abaixo do presente estudo, de $1,2 \times 10^4$ e $6,8 \times 10^4$ UFC/mL para os viveiros com probiótico e de $1,5 \times 10^4$ e $2,4 \times 10^4$ UFC/mL, para os viveiros controles.

6.3.1.2 Contagem de bactérias heterotróficas no sedimento

As contagens bacterianas no sedimento foram mais elevadas do que as registradas nas amostras de água. Os maiores valores foram inerentes ao viveiro controle, que oscilou de 10^6 a 10^8 UFC/g a partir da 7ª semana, com média de $3,3 \times 10^7$ UFC/g para todo o ciclo. Dois picos máximos de $9,6 \times 10^8$ UFC/g foram registrados neste ambiente nas semanas de nº 12 e 14, coincidindo com os teores mais elevados de clorofila *a*, indicando uma relação entre o crescimento bacteriano com o aumento da matéria orgânica advinda da biomassa fitoplanctônica. Riquelme e Avendaño-Herrera (2003) registraram que a produção primária é um dos fatores mais importantes no crescimento bacteriano em ecossistemas aquáticos, uma vez que os produtos extracelulares do fitoplâncton estimulam a proliferação das bactérias, evidenciando que a sua densidade aumenta com a utilização da matéria orgânica oriunda do fitoplâncton morto e dos detritos.

Nos viveiros tratados com probiótico, as contagens bacterianas foram superiores a 10^5 UFC/g durante todo o ciclo, registrando-se média de $3,7 \times 10^6$ UFC/g no VE3 e de $7,8 \times 10^8$ UFC/g para o VE4 (Figura 26). Devaraja et al. (2002), ao analisarem dois compostos microbianos em cultivos de *P. monodon*, também registraram contagens mais elevadas no sedimento ($1,2 \times 10^6$ UFC/g), com número mais elevado nos viveiros controle. Os resultados mais elevados no viveiro controle, tanto para o presente estudo como no de Devaraja (op. cit.), podem ser indicativos que as bactérias patogênicas existentes no meio podem ocasionar um efeito de inibição/competição com as bactérias inseridas através do probiótico.

Maia (2004) em cultivos de *L. vannamei* e Shariff et al. (2001) de *P. monodon* analisando compostos probióticos, registraram contagens mais elevadas no sedimento dos viveiros tratados com probiótico, de $2,8 \times 10^4$ e $6,9 \times 10^5$ UFC/g respectivamente. Shariff et al. (op. cit.) verificaram um aumento das contagens bacterianas na metade do ciclo, tendência que também foi observada no VE2 e VE4 no presente trabalho.

Estatisticamente, apenas o VE3(PA) apresentou diferença ($p < 0,05$) entre os demais tratamentos, no qual foi registrado a menor média. Apesar de contagens mais elevadas no viveiro controle, este não foi estatisticamente diferente em relação ao VE4, que recebeu probiótico na água e no sedimento. Comparando-se as médias dos viveiros com a do canal de abastecimento ($3,6 \times 10^7$ UFC/g) não foi registrado diferença significativa ($p > 0,05$) entre os mesmos, indicando que apesar da possível competição entre a microbiota selecionada e a do ambiente, o uso do probiótico diariamente proporcionou a manutenção das concentrações bacterianas com média acima de 10^6 UFC/g (Figura 26).

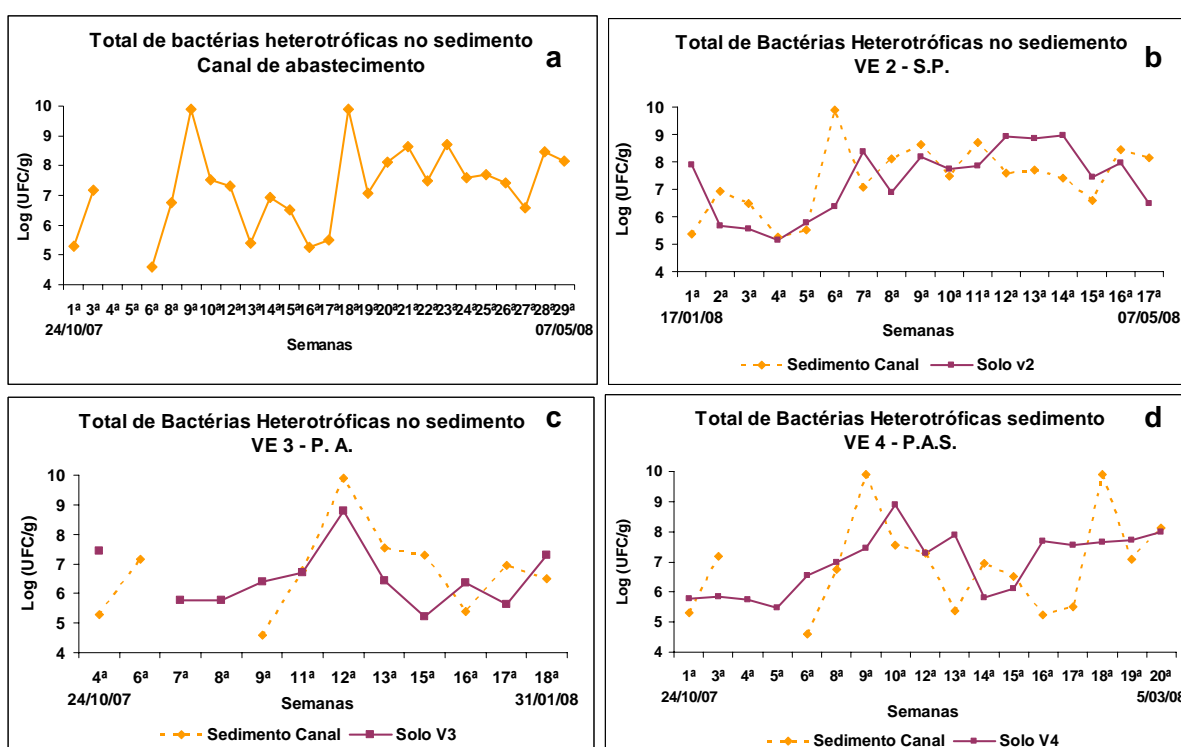


Figura 26 - Total de bactérias heterotróficas presentes no sedimento (UFC/g) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).

6.3.2 Contagem e identificação de *Vibrio* spp.

6.3.2.1 Contagem e identificação de *Vibrio* spp. na água

As contagens de *Vibrio* spp. da água do canal de abastecimento e dos viveiros de engorda VE2(SP), VE3(PA) e VE4(PAS), estão apresentadas na Tabela 7. Dentre as 12 espécies de *Vibrio* spp. identificadas nas amostras de água, prevaleceram o *Vibrio alginolyticus* (19%), *V.harveyi* (9%) e *V. fischeri* (9%). Na água de captação, o *Vibrio harveyi* foi a espécie dominante, aparecendo em 28% das

amostras, enquanto no VE4(PAS), o *Vibrio alginolyticus* (50%) predominou entre as demais espécies. No VE2(SP) e VE3(PA) as espécies identificadas se encontravam no mesmo percentual, representando cada uma 25% do total das espécies presentes nas amostras analisadas.

Tabela 7. Contagens e identificação de espécies de *Vibrio* spp. nas amostras de água do canal de abastecimento e dos viveiros estudados.

AMOSTRA	LOCAL	MÉDIA	MÍNIMO	MÁXIMO	ESPÉCIES
Água UFC/ml	Canal	2,8 ^{a*} ± 1,4 x 10 ³	3,0 x 10 ²	4,0 x 10 ⁵	<i>V. harveyi</i> ; <i>V. furnissi</i> ; <i>V. fischeri</i> <i>V. tubiashi</i> ; <i>V. vulnificus</i> <i>V. proteolyticus</i>
	2 (SP)	2,6 ^a ± 2,0 x 10 ³	5,0 x 10 ²	1,5 x 10 ³	<i>V. tubiashi</i> ; <i>V. vulnificus</i>
	3 (PA)	3,4 ^a ± 2,1 x 10 ⁴	1,0 x 10 ³	5,5 x 10 ⁵	<i>V. cholerae</i> ; <i>V. cincinnatiensis</i> ; <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. metchnikovii</i>
	4 (PAS)	3,3 ^a ± 2,8 x 10 ⁴	1,5 x 10 ²	7,3 x 10 ⁶	<i>V. alginolyticus</i> ; <i>V. fischeri</i> ; <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. mediterranei</i> ;

* Letras distintas indicam diferenças significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$).

Dentre as espécies identificadas nos viveiros estudados, o *Vibrio alginolyticus*, *V. harveyi*, *V. cholerae* e *V. vulnificus*, são considerados patogênicos para camarões marinhos. Tais espécies foram reportadas por Mendes et al. (2005) como potenciais causadoras de infecções entéricas, sistêmicas ou externas nos camarões cultivados. Em relação as espécies associadas à doenças em humanos, a exemplo da gastroenterite e septicemia, foram identificados o *Vibrio cholerae* e *V. vulnificus*, ambos considerados por Gopal et al. (2005) como os mais importantes, dentre os quais, o *V. vulnificus* prevaleceu em 50% das amostras do viveiro controle.

Apesar dos viveiros sob tratamento com probiótico apresentarem médias mais elevadas para as contagens de *Vibrio* spp., não foi demonstrada diferença significativa entre os mesmos ($p > 0,05$), o que também não ocorreu entre estes e o canal de abastecimento. Apenas no VE3 (PA) foi registrada a presença de víbrio nas últimas semanas (12^a, 15^a e 18^a semana), enquanto que no VE2 (SP) e VE4 (PAS) não foi verificado desenvolvimento (Figura 27). Nas amostras do canal, foi registrado um valor máximo de $4,0 \times 10^5$ UFC/mL na 9^a semana, ocorrendo, em seguida, uma considerável redução.

A redução da salinidade na metade do ciclo no VE2 e VE4 pode estar diretamente associada à inibição dos víbrios nestes ambientes, uma vez que apenas no VE3 onde não ocorreu a redução da salinidade, foi registrado víbrio no final do cultivo.

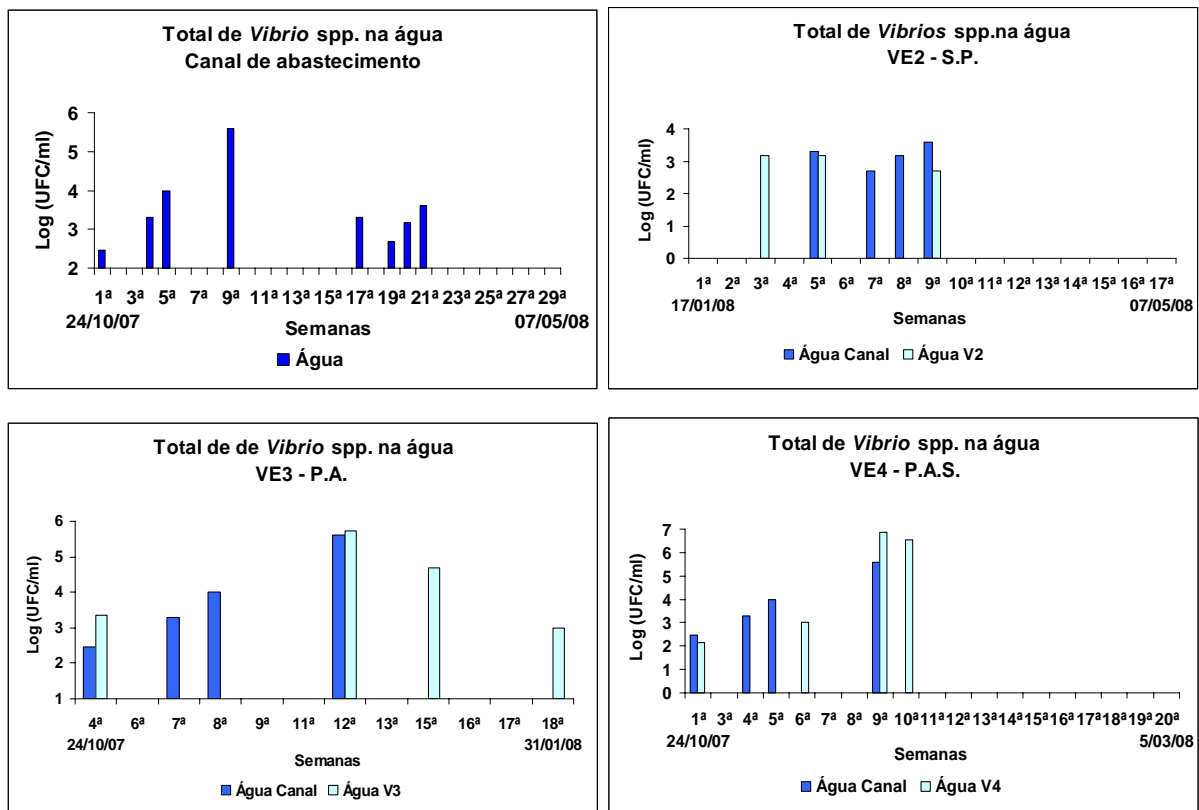


Figura 27 - Total de *Vibrio* spp. presentes na água (UFC/L) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).

Segundo Jiang e Fu (2001), a salinidade é um parâmetro que influencia nas populações de vibrios em ambientes costeiros, conforme observado por Alves (2007), ao analisar cultivos de *L. vannamei* sem probiótico no litoral norte de Pernambuco, o qual identificou maior incidência no período de salinidade elevada e registrou valores médios de $3,2 \times 10$ UFC/mL. O inverso foi observado por Silva (2007), ao analisar a frequência de *Vibrio* spp em quatro fazendas no litoral sul de Pernambuco também sem uso de probiótico, identificando um aumento na incidência ao longo do cultivo e registrando valor máximo de $2,9 \times 10^4$ UFC/mL. Ambos os autores encontram valores abaixo do presente estudo de $7,3 \times 10^6$ UFC/mL.

Lima et al. (2004) analisando a frequência de *Vibrio* spp. em amostras de água de captação e de viveiros oriundos de 14 fazendas nos estados do Ceará, Piauí e Rio Grande do Norte sem uso de probiótico, registraram um índice bacteriano com variação de $1,4 \times 10^3$ a $4,7 \times 10^3$ UFC/mL nas amostras de água de captação e de $1,7 \times 10^3$ a $1,3 \times 10^4$ UFC/mL nas amostras de água do viveiro, valores próximos aos encontrados no presente estudo. Gopal et al. (2005), em cultivo de camarão na costa leste e oeste da Índia, encontraram média de $4,7 \times 10^4$ UFC/mL nas amostras de água, valores acima dos registrados neste trabalho.

Em relação à diversidade de espécies, maior número foi registrado nos viveiros tratados com probiótico, indicando que a adição constante de microbiota selecionada no viveiro, acarretou processos ecológicos que podem ter favorecido algumas espécies, conforme reportado por Moriarty (1999).

6.3.2.1 Contagem e identificação de *Vibrio* spp. no sedimento

No sedimento, as contagens de *Vibrio* spp. variaram de $2,0 \times 10^2$ UFC/g a $6,8 \times 10^6$ UFC/g. Dentre as 15 espécies identificadas, prevaleceram o *Vibrio mediterranei* (10%) e *V. fischeri* (10%). Das dez espécies identificadas nos viveiros, o *V. mediterranei* esteve presente em um maior número de amostras (13,3%) (Tabela 8). Não foi observada diferença significativa ($p > 0,05$) nas amostras de sedimento oriundas do canal de abastecimento e dos viveiros tratados com probiótico (VE3-PA e VE4-PAS), apenas entre estes e o viveiro controle VE2-SP, cuja média foi inferior aos demais ambientes.

Tabela 8. Contagem e espécies de *Vibrio* identificadas nas amostras de sedimento do canal de abastecimento e dos viveiros estudados.

AMOSTRA	LOCAL	MÉDIA	MÍNIMO	MÁXIMO	ESPÉCIES
	Canal	$2,5^a \pm 1,15 \times 10^4$	$2,0 \times 10^2$	$2,5 \times 10^5$	<i>V. fischeri</i> ; <i>V. furnissi</i> <i>V. mediterranei</i> ; <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. diabolicus</i>
	VE2 (SP)	$4,4^b \pm 1,42 \times 10^2$	$5,0 \times 10^2$	$5,0 \times 10^3$	<i>V. mediterranei</i> <i>V. parahaemolyticus</i> <i>V. tubiashi</i> ; <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. furnisii</i> ; <i>V. fluvialis</i>
Sedimento UFC/g	VE3 (PA)	$3,9^a \pm 2,87 \times 10^3$	$5,0 \times 10^2$	$6,8 \times 10^6$	<i>V. mediterranei</i> ; <i>V. fluvialis</i> ; <i>V. salmonicida</i> ; <i>V. cincinnatiensis</i> ; <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. fischeri</i> ; <i>V. brasiliensis</i>
	VE4 (PAS)	$2,9^a \pm 1,58 \times 10^3$	$3,5 \times 10^2$	$1,4 \times 10^4$	<i>V. mediterranei</i> <i>V. vulnificus</i> ; <i>V. alginolyticus</i> ; <i>V. furnisii</i> ; <i>V. tubiashi</i> ; <i>V. fischeri</i> ; <i>V. splendidus</i> ; <i>V. shilonii</i> ; <i>V. salmonicida</i> ;

Shariff et al. (2001) analisando o efeito da biorremediação em viveiros com cepas probióticas na Malásia, registraram contagens mais elevadas de vibrios nos viveiros testes ($1,0 \times 10^5$ UFC/g) em relação ao controle ($2,0 \times 10^4$ UFC/g), ambos acima dos valores encontrados no presente estudo. Devaraja et al. (2002), analisando dois compostos probióticos em cultivos de *P. monodon*, não registraram diferença significativa para os viveiros testes e controles, no entanto, os últimos apresentaram médias mais elevadas.

Nos viveiros, a presença de *Vibrio* spp. nas amostras de sedimento foi superior as amostras de água, registrando-se *Vibrio* spp. em 35%, 50% e 55 % das amostras de sedimento coletadas respectivamente no VE2, VE3 e VE4. Foi verificada redução nas contagens de *Vibrio* spp. nas últimas semanas de cultivo e no número de espécies identificadas (Figura 28). No VE3, a carga máxima de *Vibrio* spp ($6,8 \times 10^6$ UFC/g) coincidiu com os teores mais elevados de DBO e redução no OD, o que também foi observado para as bactérias heterotróficas no sedimento.

Nas amostras do canal, ocorreu uma tendência de aumento na carga de *Vibrio* spp. até a 12^a semana, quando foi registrado um pico máximo, seguido de redução e ausência de *Vibrio* spp. nas últimas semanas (Figura 28). Maior presença de *Vibrio* spp. no sedimento, em relação as amostras de água, também foi reportado por Devaraja et al. (2002) ao analisarem cultivos de *P. monodon* com probiótico.

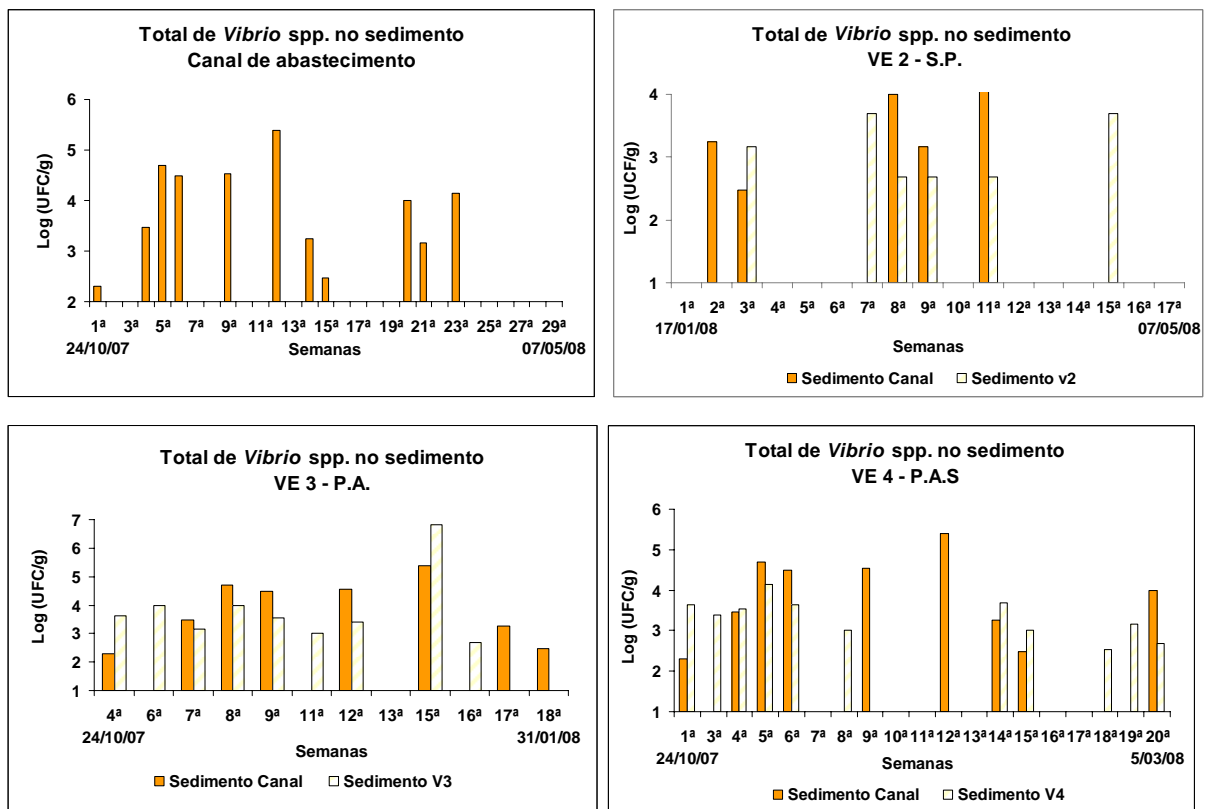


Figura 28 - Total de *Vibrio* spp. presentes no sedimento (UFC/g) do canal de abastecimento e dos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico na água (VE3-PA) e com probiótico na água e no sedimento (VE4-PAS).

Os resultados encontrados, tanto nos viveiros teste como nos viveiros controle, estiveram abaixo dos reportados por Maia (2004), ao analisar a eficiência do uso de probiótico em cultivo de *L. vannamei* no Rio Grande do Norte, no qual registrou média de $2,7 \times 10^4$ UFC/g e $9,7 \times 10^3$ UFC/g, respectivamente para os viveiros testes e os controles.

6.3.3 Análise de componentes principais

6.3.3.1 Canal de abastecimento

As três primeiras componentes explicaram 58,1% da variação dos parâmetros ambientais no canal de abastecimento, associando as bactérias heterotróficas na água e no sedimento com a salinidade e a transparência da água e inversamente ao OD, % de saturação, DBO e a temperatura, indicando a influência da matéria orgânica no desenvolvimento bacteriano, enquanto os *Vibrios* spp. na água e no sedimento estiveram relacionados ao pH.

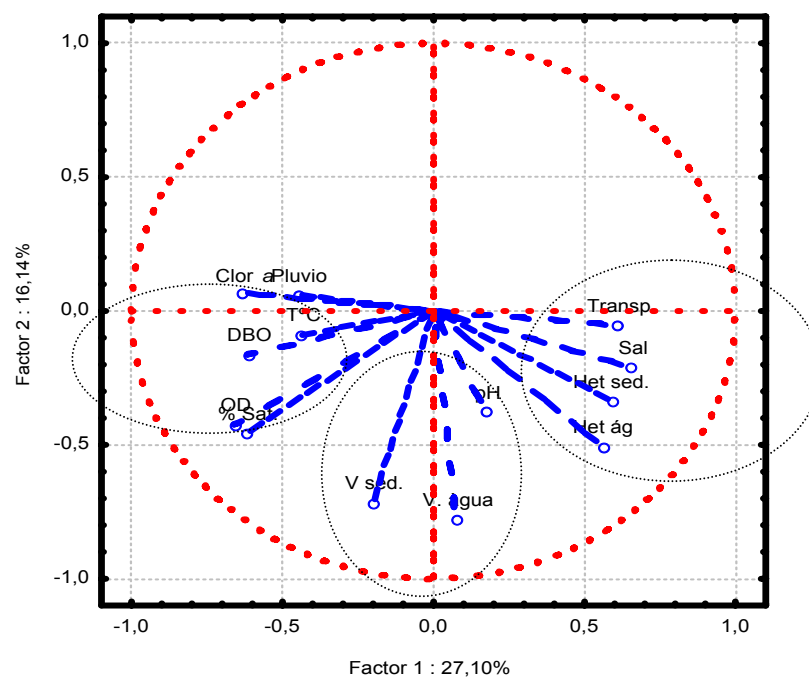


Figura 29 - Associação dos parâmetros ambientais no canal de abastecimento.

6.3.3.2 Ambientes de cultivo (viveiros)

As três primeiras componentes explicaram 54,16% da variação dos parâmetros ambientais nos ambientes de cultivo, associando a contagem de bactérias heterotróficas na água e no sedimento com a clorofila *a*, pluviometria, DBO, temperatura e inversamente a transparência da água, demonstrando a influência desses parâmetros na microbiota existente no ecossistema, enquanto os víbrios na água e no sedimento estiveram diretamente associados a variável salinidade, que influenciou na redução das cargas de víbrios nos períodos de maior precipitação pluviométrica, ou seja, de menor salinidade.

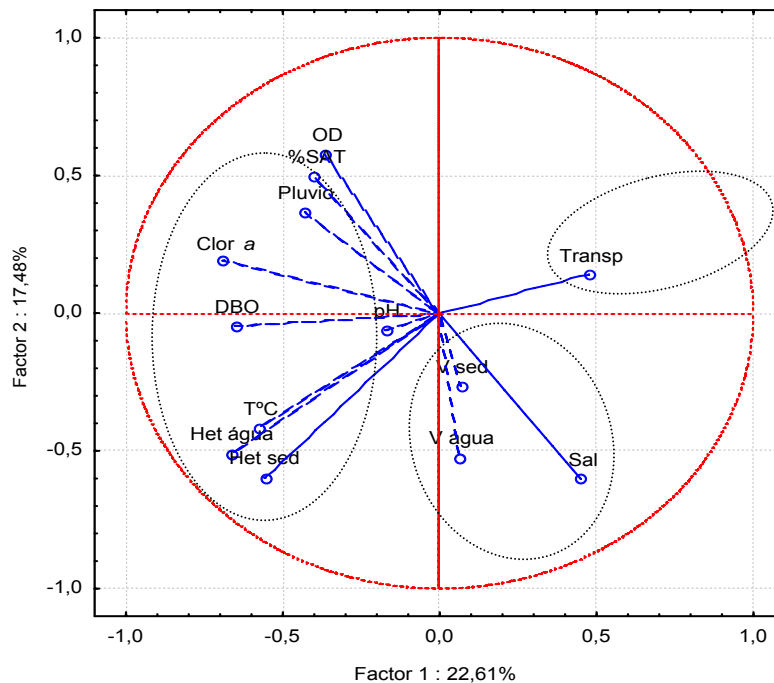


Figura 30 - Associação dos parâmetros ambientais nos ambientes de cultivo.

6.4 Avaliação da higidez dos camarões através de exame a fresco.

Os resultados das avaliações presuntivas através de exame a fresco indicaram um menor índice de lesões nas estruturas dos camarões amostrados nos viveiros sob uso de probiótico (Tabela 9), demonstrando o efeito benéfico da microbiota adicionada nestes ambientes, não somente pela melhoria nas condições ambientais, como também, numa possível competição com os microrganismos patogênicos, refletindo positivamente na saúde dos animais cultivados, conforme reportou Balcazar (2006).

Tabela 9. Percentual de camarões que apresentaram lesões em diversos órgãos, detectados através de exame a fresco, de viveiros sem probiótico (VE2), sob adição de probiótico na água (VE3) e na água e no sedimento (VE4).

REGIÃO	VE2 (SP)	VE3 (PA)	VE4 (PAS)
Brânquias	100%	91%	97%
Epipodito	100%	80%	78%
Hepatopâncreas	68%	47 %	39%
Ceco	36%	28%	18%
Intestino	17%	< 1%	<1%
Antenas	100%	45%	79%
Urópodo	100%	45%	79%
Cutículas	13%	0%	0%
Coagulação da hemolinfa	<1%	< 1 %	<1%
% Média	67%	48%	56%

Foram observadas presenças de necrose e/ou sujeira nas brânquias, protozoários no epipodito, gametócitos e gregarinas no ceco e/ou intestino, estrangulamento dos túbulos do hepatopâncreas e ausência de lipídios (Figura 31). Os camarões do viveiro controle VE2(SP), apresentaram em 100% das análises, presença de necroses e matéria orgânica aderidas nos filamentos das brânquias, o que sugere uma diminuição na principal função deste órgão que é a respiração, tendo em vista que foi registrada mortalidade de camarões no período, com déficit de oxigênio, que chegou ao nível de $< 2 \text{ ml/L}^{-1}$.

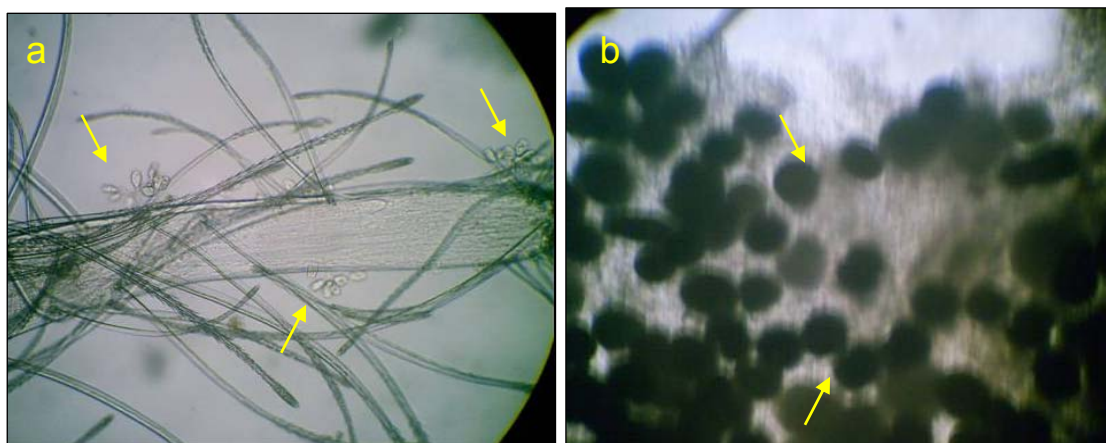


Figura 31 - Alterações observadas nos camarões: presença de protozoários no epipodito (a) e gametócitos no ceco pilórico (b).

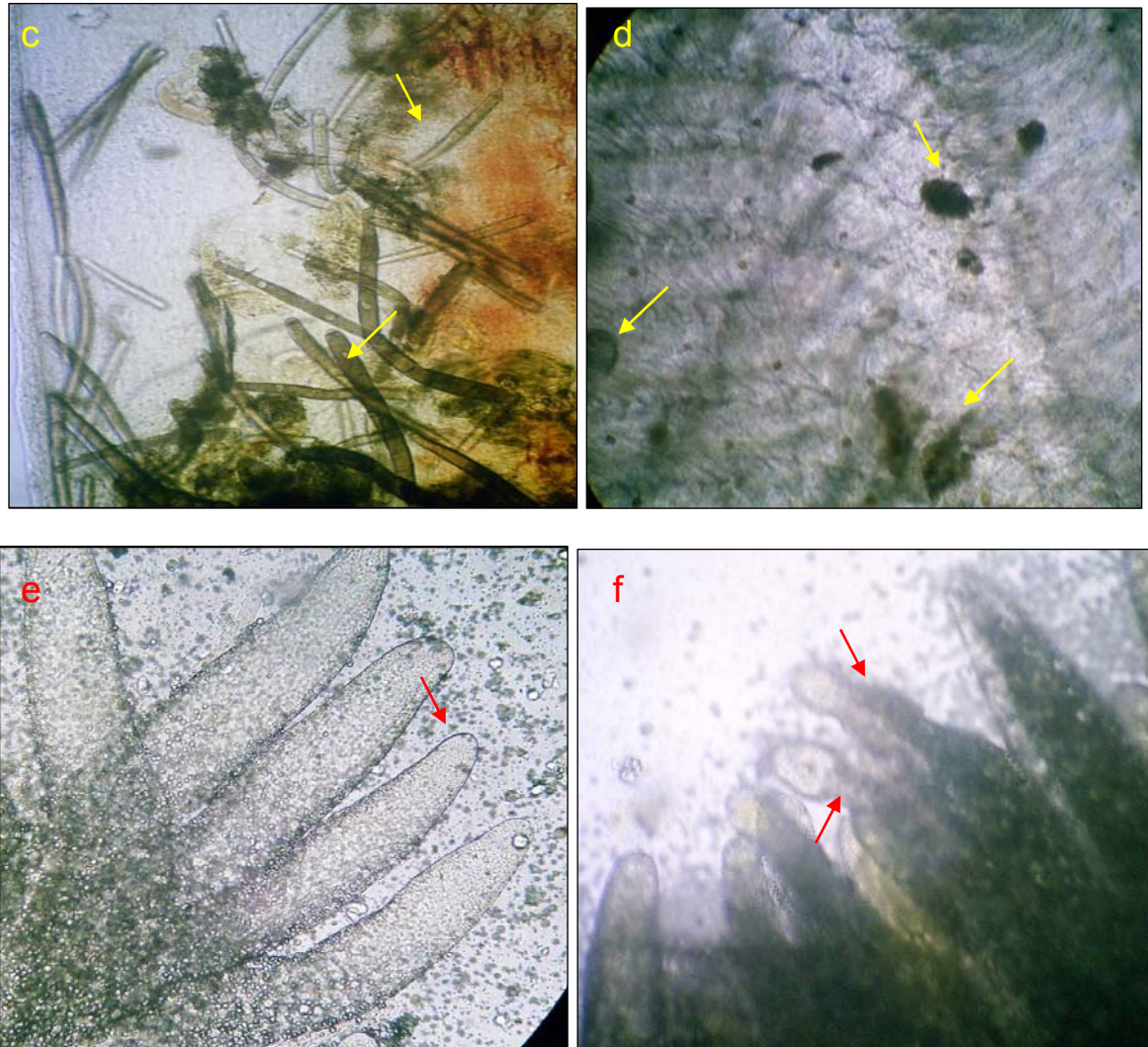


Figura 31 (cont.) - Alterações observadas nos camarões: gregarinas no intestino (c), necrose nas brânquias e presença de matéria orgânica nos filamentos(d), deformidade e ausência de lipídeos nos túbulos do hepatopâncreas (e) e estrangulamento dos túbulos do hepatopâncreas (f).

6.5 Matéria orgânica no sedimento dos viveiros

Os resultados das análises da determinação dos teores de matéria orgânica no sedimento dos viveiros indicaram as condições do fundo desses ambientes nos seguintes intervalos: após a despesca do cultivo anterior (T0), após o tratamento do solo (T15) e após despesca do cultivo avaliado no presente estudo (TF), cujos teores estão descritos na Tabela 10.

Tabela 10. Percentual de matéria orgânica no sedimento dos viveiros em diferentes intervalos de cultivo.

VIVEIRO	% MATÉRIA ORGÂNICA		
	TO	T15	TF
VE2 (SP)	3,20	1,92	3,6
VE3 (PA)	2,96	-	3,76
VE4 (PAS)	8,2	2,6	2,0

Vasconcelos et al. (2004) ao analisarem o teor de matéria orgânica (MO) no estuário do Rio Formoso, registraram percentuais que variaram de 0,51% a 14,54%, com médias de 6,47% na estação próximo ao local do presente estudo. Nos viveiros analisados, os melhores resultados para o teor de matéria orgânica foram observados no VE4 (PAS), que reduziu o teor de M.O. em 75 %, entre os instantes TO e TF, indicando, para este ambiente, que a adição de probiótico no sedimento pode ter intensificado a atividade microbiana, contribuindo para a decomposição da MO acumulada (Figura 32).

No VE3 com probiótico adicionado na água, ocorreu um aumento de 27,3% na matéria orgânica entre os instantes T0 e TF, enquanto no VE2 (SP) o aumento foi de 12,5%, situação comum para o fundo dos viveiros que recebem aporte de MO através de fezes, rações e detritos oriundo da morte do plâncton. Nos resultados em ambos os tratamentos, o teor de matéria orgânica no instante TF estiveram dentro dos níveis indicados por Barbieri Jr e Ostrensky Neto (2002) como aceitáveis para viveiros de camarão, situados entre 2 e 4%.

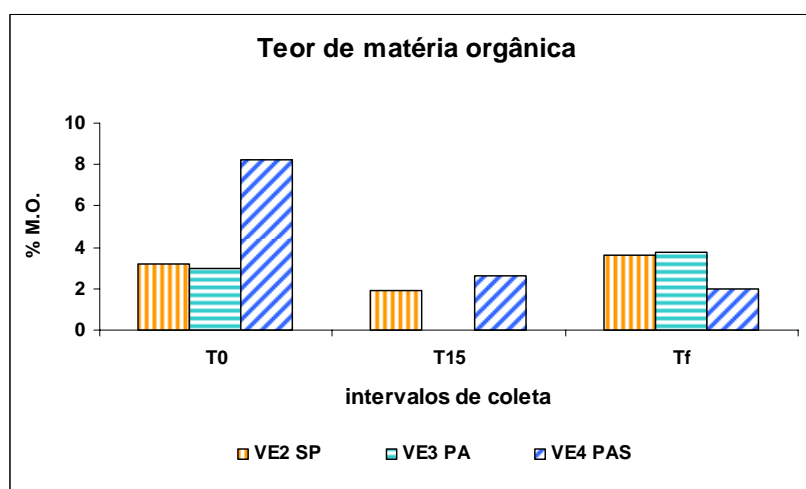


Figura 32 - Teores de matéria orgânica em diferentes intervalos do ciclo de cultivo nos viveiros VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

6.6 Resultados de produção

De acordo com os resultados na Tabela 11, o viveiro controle (VE2) e o VE4 (PAS) tiveram maior tempo de cultivo, uma vez que a despesca no VE3(PA) foi antecipada pelo proprietário da fazenda devido ao baixo crescimento semanal registrado neste viveiro. As maiores sobrevivências foram encontradas nos ambientes tratados com probiótico (VE3 e VE4), com média de 96,5% para os dois viveiros, enquanto no ambiente controle (VE2-SP) a sobrevivência foi de 46,5%, consideradas respectivamente como excepcionais para os viveiros testes e ruins para o controle, segundo a classificação de Nunes e Martins (2002) para cultivos de camarão.

Tabela 11. Desempenho produtivo nos viveiros sem probiótico (VE2), com probiótico na água (VE3) e com probiótico na água e no sedimento (VE4).

VARIÁVEIS	VE2 (SP)	VE3 (PA)	VE4 (PAS)
Dias de cultivo	142	109	141
Sobrevivência (%)	46,5	100	93
Peso médio (g)	18,35	6,63	10,03
Crescimento médio semanal (g)	0,85	0,36	0,40
Fator de conversão alimentar (FCA)	2,07	1,40	1,89
Produção (kg)	4,700	4.226	6.541
Produtividade (kg/ha/ciclo)	2.486	2.002	2.336

Não foi verificada associação entre a taxa de sobrevivência e os parâmetros hidrológicos dos viveiros, no entanto, os resultados do exame a fresco nos camarões do viveiro controle demonstraram a constante presença de matéria orgânica e necrose nas brânquias dos animais, o que pode ter ocasionado maior vulnerabilidade em situações de déficit de oxigênio, comuns aos primeiros horários da manhã, contribuindo para ocorrência de mortalidade. De acordo com Mendes (1992), a densidade de estocagem, os parâmetros físico-químicos da água, deficiência alimentar e a predação, são fatores que podem influenciar na sobrevivência de camarões em cultivo.

Devaraja et al. (2002) testando dois produtos comerciais com espécies distintas de bactérias em cultivos de *P. monodon*, registraram taxas de sobrevivência mais elevadas para o viveiro testado com o produto 1 a base de *Bacillus* spp. e

Saccharomyces spp., cujos resultados de sobrevivência foram da ordem de 62,4%, enquanto nos viveiros controle foi registrado sobrevivência média de 58,37%. Resultados opostos foram observados por Maia (2004), ao testar a eficiência de probiótico em cultivos de *L. vannamei* em sistema fechado, encontrando taxas de sobrevivência de 85% para os viveiros controles e de 75% para os viveiros testes. Martins (2003) analisando quatro ciclos de cultivos de *L. vannamei* no Ceará, registrou média de 46,7% no primeiro ciclo, sobrevivência semelhante a encontrada no viveiro controle do presente estudo. Da mesma forma, Cavalcanti (2003) em cultivo da espécie na Paraíba, registrou no ciclo de nº 1, no viveiro B2 e nos ciclos 2 e 3 no viveiro B15, médias inferiores ao do presente estudo, de 46,4%, 33,2% e 45,2 % respectivamente.

O fator de conversão alimentar (FCA), ou seja, quantidade de ração ofertada (kg) para obtenção de 1 kg de camarão foi mais elevado no viveiro controle (2,07), seguido do VE4 (1,89) e VE3 (1,4). Os valores de FCA estiveram de acordo com a faixa mencionada por Rocha et al (1997) para fazendas de camarão do nordeste do Brasil, varia de 1,38 a 2,05. Padilha (2005) realizando estudo sobre a influência do probiótico em cultivos de *L. vannamei* em Santa Catarina, registrou FCA mais elevado para o viveiro controle (1,98) em relação ao viveiro teste com probiótico (1,89), cujo valor foi igual ao VE4 (PAS) no presente estudo.

A média do FCA tanto para os viveiros testes (1,64), como para o controle (2,09), estiveram acima das reportadas por Maia (2004), que registrou valores de 1,53 para os viveiros com probiótico e 1,51 para os controles. Segundo o autor, a biomassa de camarões nos viveiros aumenta de acordo com o tempo de cultivo, em consequência, ocorre uma intensificação da pressão por alimentos naturais e um posterior incremento na demanda por alimento artificial, presumindo que o tempo de cultivo tem grande influência no fator de conversão alimentar, o que em parte explica o FCA mais elevado para os viveiros VE2 e VE4 com maior tempo de cultivo.

6.6.1 Crescimento dos camarões

De acordo com Freitas (2005), as análises de dados de medidas repetidas são de fundamental importância na produção animal, pois incluem as situações em que as unidades experimentais ou indivíduos de diferentes subpopulações ou tratamentos, são analisados ao longo de diversas condições de avaliação. Entre essas análises, destacam-se as curvas de crescimento que relacionam os pesos e

as idades dos animais por meio de modelos matemáticos, que segundo Bezerra (2006) podem ser lineares ou não lineares.

Entre as várias aplicações das curvas de crescimento na produção animal, destacam-se: resumir em três ou quatro parâmetros as características de crescimento da população, pois alguns parâmetros dos modelos não-lineares utilizados possuem interpretabilidade biológica; avaliar o perfil de respostas de tratamentos ao longo tempo e estudar as interações de respostas das subpopulações ou tratamentos com o tempo (FREITAS, op. cit.)

Para o crescimento médio dos camarões ao longo dos cultivos realizados nos viveiros sem probiótico (VE2-SP), com probiótico adicionado na água (VE3-PA) e com probiótico adicionado na água e no sedimento (VE4-PAS), os seguintes resultados foram obtidos após análise no modelo matemático ($W=\Phi L^{\theta}$) descrito por Mendes et al. (2006).

6.6.1.1 Peso (g) em comprimento (cm)

Segundo Pereira (1986), a relação peso/comprimento tem sido utilizada para fornecer informações biológicas da espécie cultivada, a exemplo do acúmulo de gordura, bem estar do animal e desenvolvimento gonadal.

No presente estudo, o melhor crescimento em peso versus comprimento foi observado no viveiro controle (VE2-SP), no qual os animais apresentaram peso final de 18,35g e 14,4cm de comprimento, seguido dos tratamentos VE3 (6,63 g e 10,32 cm) e VE4 (10,03 g e 11,8 cm). Observou-se que apesar do VE2 apresentar melhor relação peso/comprimento, quando os dados foram submetidos ao modelo matemático não foi encontrado diferença significativa ($p>0,05$) em o VE2 e o VE3, indicando que o crescimento dos animais no viveiro VE3 ocorreu de forma harmoniosa (Tabela 12; Figura 33.1 e 33.2).

Para os viveiros testes os resultados estiveram acima dos registrados por Carneiro et al. (1999) em cultivo de *L. vannamei* em água doce, que obtiveram médias finais de 5,67g e 8,85 cm em 90 dias de cultivo, com densidade de 18 camarões/m² e sobrevivência de 79%. No entanto, foram inferiores aos registrados por Candido et al. (2006) em policultivos de camarão com tilápia, no estado do Ceará (12,8 cm e 13,8 g).

Tabela 12. Desempenho em peso (g) x crescimento (cm) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

VIVEIRO	MODELO	F	P(F)	R ² (%)
VE2 (SP)	$W= 0,0113.L^{2,77}a^*$	184,05	0,0000	96,84
VE3 (PA)	$W= 0,0125.L^{2,67} a$	89,74	0,0007	95,73
VE4 (PAS)	$W= 0,0102.L^{2,79}b$	1084,61	0,0000	99,36

F – Estatística de Snedecor; P(F) – probabilidade de rejeição de F; R² – Coeficiente de determinação. * Letras distintas entre os modelos indicam diferença (p<0,05) pela estatística W (MENDES et al., 2006).

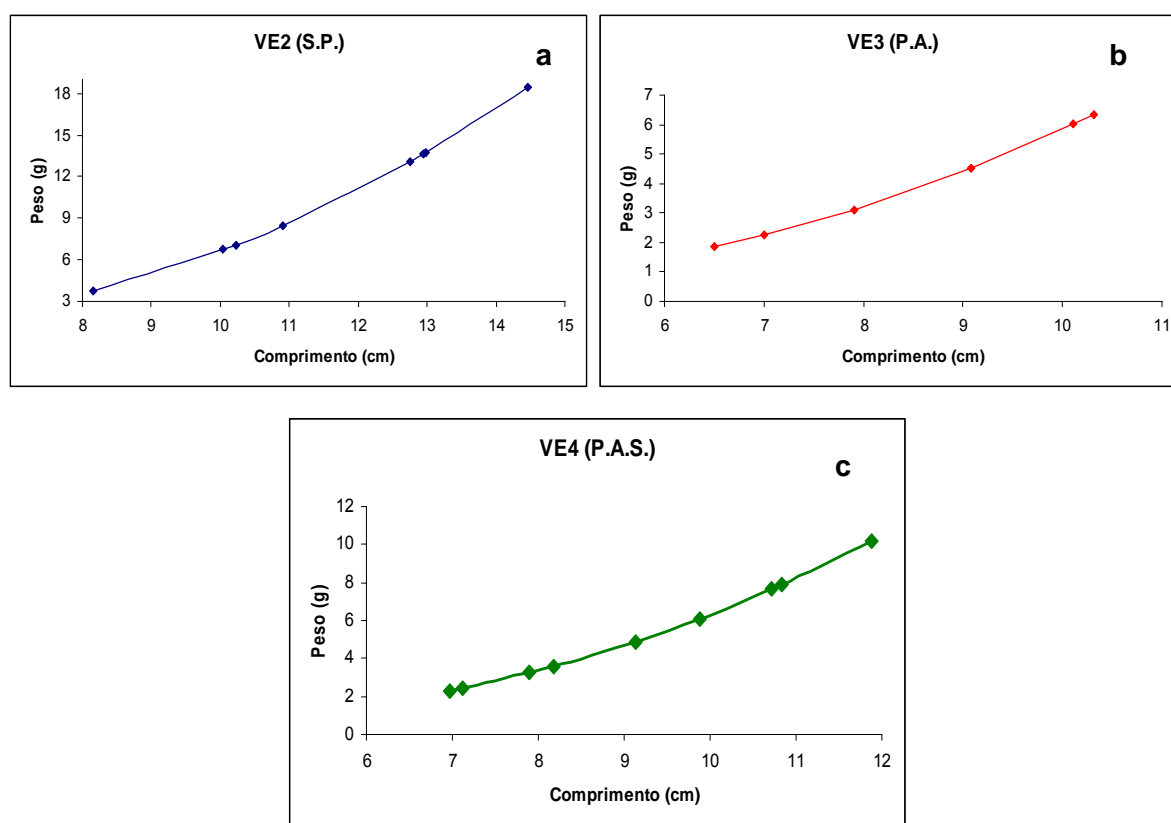


Figura 33 - Relação de crescimento em peso (g) x comprimento (cm) nos viveiros VE2 - sem probiótico (a), VE3 - com probiótico na água (b) e VE4 - com probiótico na água e no sedimento (c).

6.6.1. Peso (g) em tempo (dias)

Na relação peso em dias de cultivo, o desempenho no viveiro controle (VE2) foi significativamente mais elevado ($p < 0,05$) quando comparado aos demais tratamentos, cujos resultados de crescimento médio semanal foram de 0,85 g/semana, superiores ao VE3 (0,36 g/semana) e VE4 (0,40 g/semana), conforme descrito na tabela 14 e figura 34. O resultado médio para o crescimento semanal nos viveiros VE3 e VE4 sob uso de probiótico (0,38) esteve abaixo do encontrado por Maia (2004) em cultivos de *L. vannamei*, o qual registrou valores de 0,59 para viveiros com aplicação de probiótico. Melhor taxa de crescimento semanal também foi encontrada por Cavalcanti (2003) em cultivos de *L. vannamei* sem uso de probiótico, registrando médias de 0,96 g/semana superiores ao do presente estudo.

Tabela 13. Crescimento em peso (g) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

VIVEIRO	MODELO	F	P(F)	R ² (%)
VE2 (SP)	$W = -0,8571 + 0,1337.t \text{ a}^*$	347,66	0,0000	98,42
VE3 (PA)	$W = -1,2883 + 0,0706.t \text{ b}$	158,32	0,0002	97,54
VE4 (PAS)	$W = 1,2069 + 0,0727.t \text{ b}$	137,81	0,0000	95,17

F – Estatística de Snedecor; P(F) – probabilidade de rejeição de F; R² – Coeficiente de determinação. * Letras distintas entre os modelos indicam diferença ($p < 0,05$) pela estatística W (MENDES et al., 2006).

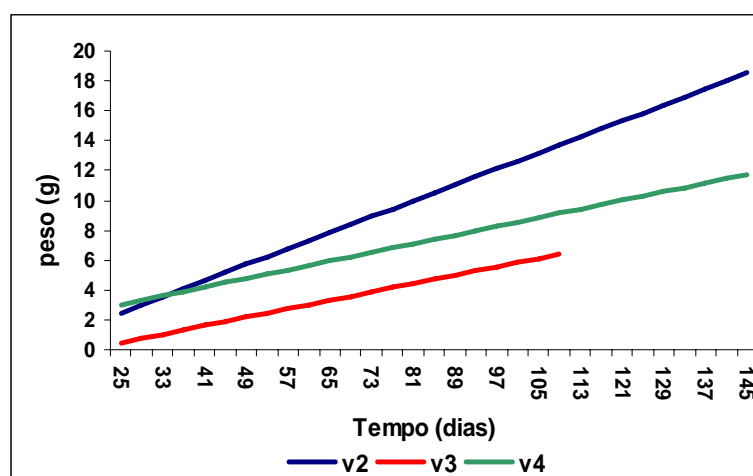


Figura 34. Desempenho do crescimento em peso (g) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

6.6.1.3 Crescimento em comprimento (cm)

Segundo Royce (1972) apud Pereira (1986), o crescimento de qualquer animal é acompanhado e influenciado por vários fatores, incluindo tanto os endógenos durante o seu desenvolvimento, como os fatores exógenos ou ambientais. O suprimento de alimento é um dos mais importantes a serem observados, tendo em vista que o animal só atingirá seu tamanho máximo nas condições ambientais existentes, se houver alimento suficiente.

A análise para o crescimento em comprimento (cm) ao longo do cultivo demonstrou diferença significativa ($p < 0,05$) entre os três tratamentos, verificando-se no VE2 (SP) um melhor crescimento (14,46 cm), seguido do VE4-PA (11,88 cm) e VE3-PA (10,32 cm) com respectivamente 142, 143 e 109 dias de cultivo, cujos resultados dos modelos matemáticos estão descritos na Tabela 14 e Figura 35.

Tabela 14. Desempenho de crescimento comprimento (cm) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2 (SP), VE3 (PA) e VE4 (PAS).

VIVEIRO	MODELO	F	P(F)	R ² (%)
VE2 (SP)	$L = 6,7746 + 0,0555.t$ a	98,801	0,0001	94,27
VE3 (PA)	$L = 3,9467 + 0,0604.t$ c	143,77	0,0003	97,29
VE4 (PAS)	$L = 4,9231 + 0,0474.t$ b	403,17	0,0000	98,29

F – Estatística de Snedecor; P(F) – probabilidade de rejeição de F; R² – Coeficiente de determinação. ¹. Letras distintas entre os modelos indicam diferença ($p < 0,05$) pela estatística W (MENDES et al., 2006).

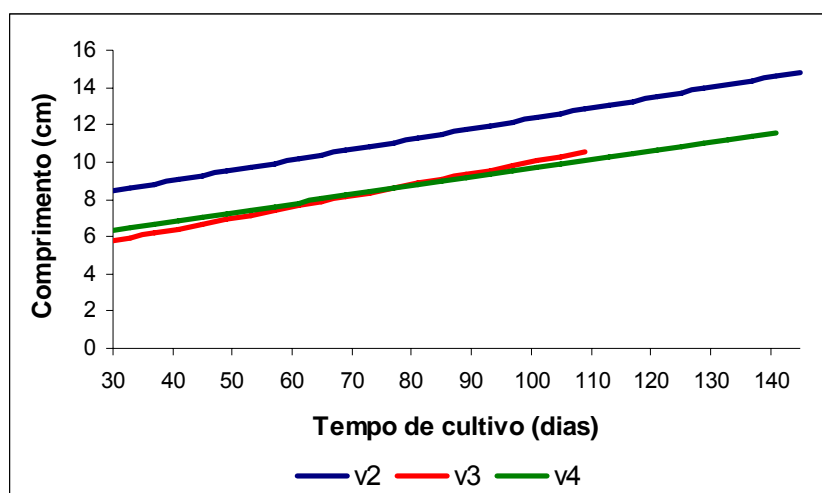


Figura 35. Comprimento (cm) x tempo de cultivo (dias) entre os tratamentos VE2, VE3 e VE4.

7. CONCLUSÕES

As análises dos resultados obtidos durante a pesquisa nos ambientes de cultivo para produção de camarão *L. vannamei* e na água de captação, permitiram as seguintes conclusões:

- A água de captação oriunda do estuário do Rio Formoso encontraram-se em condições favoráveis para o cultivo de camarão, no entanto, as concentrações de biomassa fitoplanctônica e a Demanda Bioquímica de Oxigênio indicaram o início dos processos de eutrofização do ecossistema;
- Os índices elevados de produtividade primária nos viveiros indicaram que os mesmos são ambientes hipereutróficos ou de elevada produção fitoplanctônica, favorecidos principalmente pela adição de nutrientes através do aporte de fertilizantes e rações, somados aos índices pluviométricos que carregam grande quantidade de matéria orgânica para as águas estuarinas nos períodos chuvosos;
- O probiótico nos viveiros proporcionou uma maior estabilidade nos níveis de Oxigênio Dissolvido (OD) e influenciou na Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO), demonstrando a ação biorremediadora do composto sobre a matéria orgânica;
- A aplicação diária de probiótico favoreceu um melhor estado de saúde para os camarões cultivados, como também, a manutenção dos níveis de bactérias heterotróficas;
- O maior desenvolvimento bacteriano no sedimento esteve relacionado com os maiores índices de biomassa fitoplanctônica, indicando que a matéria orgânica produzida por estes organismos influenciou de maneira direta o crescimento das bactérias heterotróficas;
- O probiótico adicionado ao sedimento proporcionou maior eficiência nos processos de biodegradação da matéria orgânica, reduzindo gradativamente os seus teores do início ao final do cultivo;
- A salinidade influenciou diretamente na carga de *Vibrio* spp. presente na água, ocasionando a sua redução nos períodos de maior pluviometria;

- O probiótico não influenciou sobre os parâmetros de crescimento e de produção nos viveiros, no entanto, demonstrou efeito positivo como reparador ambiental, atuando principalmente na degradação da matéria orgânica e no estado de sanidade dos animais.

8. RECOMENDAÇÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

Tendo em vista a necessidade de estudos mais aprofundados sobre o uso de probióticos, recomenda-se:

- Analisar a relação entre o ciclo dos nutrientes na água dos viveiros e o desenvolvimento das comunidades bacterianas, identificando as principais espécies selecionadas nos compostos probióticos e as bactérias dominantes ao longo do ciclo nos ambientes de cultivo.

9. REFERÊNCIAS

ABREU, M. I.; LACERDA, L. D.; MARTINS, R. V. Emissões de nitrogênio e fósforo para o Estuário do Rio Jaguaribe, (CE). **Revista da ABCC**, ano 5, n. 4, p. 76-80, 2003.

ABRAHAM T. J. et al. **Distribution of bacteria involved in nitrogen and sulphur cycles in shrimp culture systems of West Bengal, India**. *Aquaculture*, v. 239, p. 275-288, 2004.

ALVES, C. A. B. Fatores interferentes na freqüência da vibriose em camarão marinho cultivado (*Litopenaeus vannamei*, Boone 1931) em uma fazenda do litoral de Pernambuco. Recife, 2007, 36 f. **Dissertação** (Mestrado em Ciência Veterinária) Universidade Federal Rural de Pernambuco. Departamento de Medicina Veterinária, 2007.

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). **American Public Health Association Standard Methods for the estimation of water and wastewater**. 20th ed. Washington: American Public Health Association, American Works Association. 109 p. 1998.

ANDRADE, G. O.; LINS, R. C. Introdução à morfoclimatologia do Nordeste do Brasil. **Arquivos do Instituto Ciências da Terra da Universidade do Recife**, Recife, v. 3/4, p. 17-28, 1965.

_____. Os climas do Nordeste. In: VASCONCELOS SOBRINHO, J. (Ed). **As regiões naturais do Nordeste, o meio e a civilização**. Recife: CONDEPE, P. 95-138, 1971.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS – ABNT. Comissão de Estudos de Documentação. **Informação e documentação – Citações em Documentos – Apresentação**. Procedimento. NBR 10520. Rio de Janeiro, 2002. 7 p.

_____. Comissão de Estudos de Documentação. **Informação e documentação – Referências – Elaboração**. Procedimento. NBR 6023. Rio de Janeiro, 2002. 24 p.

AVNIMELECH, Y.; RITVO, G. Shrimp and fish pond soils: processes and management. **Aquaculture**, v. 220, p. 549-567, 2003.

AZAM, F.; HASKELL, S.; ROHWER, F. **The microbial loop in aquaculture Honolulu, Hawaii**. In: LEE, C. S.; O'BRYEN, P. (Ed.). *Microbial Approaches to Aquatic Nutrition within Environmentally Sound Aquaculture Production Systems*. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, p.87-98, 2002.

BALCAZAR, J. L. et al. The role of probiotics in aquaculture. **Veterinary Microbiology**. v 114, p. 173–186, 2006.

_____. **Uso de probióticos em acuicultura: Aspectos generales**. I Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura, CIVA 2002. Disponível em:<<http://www.civa2002.org>> Acessado em: 27 jan. 2008.

BARBIERI, R. C. Jr; OSTRENSKY, A.N. **Camarões marinhos – engorda**. Viçosa, Aprenda Fácil, vol 2, 2002. 325 p

BARBIER E. B. et al. Coastal ecosystem–based management with nonlinear ecological functions and values. **Science**. v. 319, p. 1-14, jan. 2008

BASTOS, et al. Variabilidade espaço-temporal da biomassa fitoplanctônica e hidrologia no estuário do rio Una (Pernambuco – Brasil). **Tropical Oceanography, Recife**, v. 33, n. 1, p. 1-18, 2005.

BOYD, C. E. **Manejo da qualidade da água no cultivo do camarão marinho**. Tradução Josemar Rodrigues. Recife: ABCC, 2002, 157 p.

_____.; MASSAUT, L.; WEDDIG, L. J. Towards reducing environmental impacts of pond aquaculture. **Infofish International**, v.2, p. 27-33, 1998.

_____. **Bottom soils, sediment, and pond aquaculture**. Department of Fisheries and Allied Aquacultures at Auburn University, Alabama. 1995, 348 p.

BRAMBILLA, et al. Inflow and outflow water quality control in coastal aquaculture systems: a case study. **Aquaculture Research**, p. v. 38, p. 1654- 1663, 2007.

BRASIL. **Conselho Nacional do Meio Ambiente**. Resolução CONAMA nº 357 de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências. Brasília, DF, 17 de

março de 2005. Disponível em: <<http://www.cprh.pe.gov.br/frme-index-secao.asp?idsecao=36>> . Acessado em: 22 out. 2007.

BRASIL - Departamento de Pesca e Aqüicultura - DPA. **Plataforma Tecnológica do camarão marinho cultivado**: seguimentos de mercado. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento- DPA. Brasília: MAPA/SARC/DPA, CNPq, ABCC, 276p. 2001.

BRIGGS, M. R. P.; FUNGE-SMITH, S. J. A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. **Aquaculture and Fisheries Management**, v. 25, p. 789-811, 1994.

BUFORD, et al. Nutrient and microbial dynamics in high-intensity, zero-exchange shrimp ponds in belize. **Aquaculture**, v.219,p. 339-411, 2003.

CALVO, M. S. **Contaminación del suelo: Estudios, tratamiento y gestión**. 1ª ed. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1999. 352 p.

CANDIDO et al. Policultivo do camarão marinho *L. vannamei* com a tilápia do Nilo *O. niloticus*. **Arquivo ciência veterinária e zoologia**. Unipar, Umuarama, v. 9, n.1, p. 9-14. 2006.

CANHOS, V. P. Centros de Recursos Biológicos: suporte ao desenvolvimento científico e inovação tecnológica. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 55, n. 01, p. 27-29, 2003.

CARVALHO, et al. **Perspectiva para o Desenvolvimento da Carcinicultura no Nordeste Brasileiro**. Série Doc. do ETENE. nº 2 Fortaleza: BNB. 131p. 2005.

CASTEX, et al. Probiotic *P. acidilactici* application in shrimp *Litopenaeus stylirostris* culture subject to vibriosis in New Caledonia. **Aquaculture**, v. 275, p. 182-1993, 2008.

CAVALCANTI, L. B. Variação das Condições Hidrológicas e da Clorofila *a* Associadas ao Cultivo do Camarão Marinho *Litopenaeus vannamei*, na Região Estuarina do Rio Paraíba do Norte. Recife, 2003. 148 p. **Tese** (Doutorado em Oceanografia) Universidade Federal de Pernambuco, 2003.

CÉSAR, J. R. O. et al. Sobrevivência e crescimento do camarão marinho *Penaeus vannamei* BOONE 1931, submetido a diferentes salinidades. In: AQUICULTURA BRASIL'98, (1998: Recife). **Resumos...** Recife, 1998. p. 87.

COMPANHIA PERNAMBUCANA DE MEIO AMBIENTE (CPRH). **Plano de gestão, Zoneamento Ecológico Econômico Costeiro – ZEEC – APA de Guadalupe, Litoral Sul de Pernambuco.** Recife: CPRH, 1998. 60 p.

BRASIL, Conselho Nacional do meio Ambiente. **Resolução CONAMA 312 de 12 de outubro de 2002.** Dispõe sobre o licenciamento ambiental da carcinicultura. Brasília, DF: Disponível em: <<http://www.cprh.pe.gov.br/legislação>>. Acessado em: 20 out. 2002.

CARNEIRO, K. B. et al. **Estudo preliminar de um cultivo em água doce do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), em tanques retangulares.** In: Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, 1999, Recife. Anais... v 2, 1999. p. 662- 668.

CONDEPE. **Rio Formoso.** Monografias Municipais, Recife, v. 2, 173 p. 1992.

CONGRESO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA. **Anais...CIVA 2002** Disponível em: <<http://www.civa2002.org>> acesso em 25 de out. 2007. p. 877-881

COSTA E. F.; SAMPAIO Y. **Geração de Empregos Diretos e Indiretos na cadeia Produtiva do Camarão Marinho Cultivado no Brasil.** Recife: ABCC/UFPE . 17p. 2003.

CHAMBERLAIN, G. Cultivo sustentável do camarão: mitos e verdades. **Revista da ABCC.** Recife, ano 4, n.1, p. 75-85, 2002.

CHIEN. Y. H. The management of sediment in prawn ponds. Proceedings of the third Brazilian Shrimp Farming Congress. João Pessoa, PB, Brazil. 1989. 219-238

DEVARAJA, T. N.; F. M. YUSOFF; SHARIFF M. Changes in bacterial populations and shrimp production in ponds treated with commercial microbial products. **Aquaculture** v 206, p. 245-256, 2002.

DECAMP O.; MORIARTY D. J. W. A segurança dos probióticos para aquicultura. **Revista da ABCC.** Recife, ano 8, n. 2, 2006. p 40-41

EBELING J. M.; MICHAEL B. T.; BISOGNI, J.J. Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. **Aquaculture**, v. 257, p. 346-358, 2006.

EMBRAPA, Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de métodos de análise de solos**. 2. ed. Rio de Janeiro: Embrapa Solos. 1997. 212 p.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de limnologia**. Rio de Janeiro: Ed. Interferência, 1998. 602 p.

FARZANFAR, A. The use of probiotics in shrimp aquaculture. **Immunol and Med Microbiol**, v. 48, p. 149 -158, 2006.

FEITOSA, F. A. do N. Estrutura e produtividade da comunidade fitoplanctônica correlacionadas com parâmetros bióticos e abióticos no sistema estuarino do rio Goiana (Pernambuco-Brasil). São Paulo, 1997. 250 f. **Tese** (Doutorado em Oceanografia), Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, 1997.

FIDEM. **Proteção das áreas estuarinas**. Recife, 1987. (Séries Desenvolvimento Urbano e Meio Ambiente), 40 p.

FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. **Bacteriological analytical manual**. Gaithersburg: AOAC International, 8 ed., revision A. c.9., 1998.

FROTA, I. Análise dos determinantes da vantagem competitiva da carcinicultura nordestina. **Revista da ABCC**, Recife, Ano 6, nº 1, p. 30-36, março, 2004.

FRIGHETTO, R.T.S.; VALARINI, P.J. Determinação da Umidade, pH e Capacidade de retenção do solo. **In: Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo**, Jaguariúna (São Paulo), Manual Técnico, 2000. p. 37- 40

FUNGI-SMITH, S.; BRIGGS, M. R. P. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. **Aquaculture**, v. 164, p. 117-133, 1998.

FULLER, R. Probiotics in man and animals. **Journal of Applied Bacteriology**, Oxford, v. 66, p. 365-378, 1989.

GATESOUBE, F. J. The use of probiotics in aquaculture. **Aquaculture**, v. 180, p. 147-165, 1999.

GAUTIER, D.; AMADOR, G.; NEWMARK, F. The use of mangrove wetland as a biofilter to treat shrimp pond effluents: preliminary results of an experiment on the Caribbean coast of Colombia. **Aquaculture Research**, v. 32, p.787-799, 2001.

GOPAL S., et al. The occurrence of *Vibrio* species in tropical shrimp culture environments; implications for food safety. **International Journal of Food Microbiology**, v. 102, n. 2, p. 151-159, 2005.

GRASSHOFF, K.; EHRHARDT, M.; KREMLING, K. (Ed.). **Methods of seawater Analysis**. 2^a ed. New York: Verlang Chemie, 1983. 317 p.

GULLIAN, M.; THOMPSON, F.; RODRIGUEZ, J. Selection of probiotic bacteria and study of their immunostimulatory effect in *Penaeus vannamei*. **Aquaculture**, v. 233, p. 1- 14, 2004.

GUIMARÃES I. Fazendas de camarão diminuem aquecimento global. **Revista da ABCC**, ano 9, nº1, p.14, 2007.

HERNADÉZ, J. Z., NUNES, A. J. P. Biossegurança no cultivo do camarão marinho: qualidade da água e fatores ambientais. **Revista da ABCC**, v. 3, p. 55-59, 2001.

HOLT et al.. **Bergey's manual of determinative bacteriology**. 9 ed. Baltimore: William e Wilkins, 1994, 1300 p..

HOPKINS, J. S. et al. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budget of shrimp. **Journal of World Aquaculture Society**. v. 24, p. 304-320. 1993

HOROWITZ, A.; HOROWITZ, S. Aquaculture and the microbial. **Global Aquaculture Advocate**, February, p. 34-35, 2000.

IRIANTO, A.; AUSTIN, B. Probiotics in aquaculture. **Jornal of Fish Diseases**, v. 25, p. 633 - 642, 2002.

JIANG, S. C.; FU, W. Seasonal abundance and distribution of *Vibrio cholerae* in coastal waters quantified by a 16S-23S intergenic spacer probe. **Microbial Ecology**, v. 42, n. 4, 2001.

KINNE, O. Physiology of estuarine organisms with special reference to salinity and temperature: general aspects. In: LAUFF, G. H. (Ed.). **Estuaries**. Washington: American Association Science, 1967. P.525-540.

KUBITZA, F. **Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões**. Jundiaí: F. Kubitza, 2003. 265 p.

LACERDA et al. Impacto potencial da emissão antrópica de Cu e Zn sobre a carcinicultura na bacia inferior do Rio Jaguaribe, CE. **Revista da ABCC**, Recife, Ano 6, nº 1, p. 82-86, mar, 2004.

LABORATÓRIO DE METEOROLOGIA DE PERNAMBUCO – LAMEPE. **Dados climáticos, chuvas por município**. Disponível em:<<http://www.itep.br/LAMEPE.asp>>. Acesso em: 01 jun. 2008

LILLY D. M; STILLWELL R. H. Probiotics: growth promoting substances produced by microorganisms. **Science**; v. 147, p. 747–748, 1965.

LIRA, L.; ZAPATA, M.C.; FONSECA, V.G. Aspectos da dinâmica do estuário do Rio Formoso, Pernambuco. **Caderno Ômega**, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, v. 3, n. 1/2, p. 133-156, 1979.

_____ e FONSECA, V.G Composição e distribuição faicológica do estuário do Rio Formoso – PE. **Anais da Universidade Federal Rural de Pernambuco**, Recife v. 5, p. 77 – 104. 1980.

LIGHTNER, D. V; (2003) Exclusion of Specific Pathogens for Disease Prevention in a Penaeid Shrimp Biosecurity Program. In Lee, C.S., and O' Bryen, P.J. editions, Biosecurity in Aquaculture production Systems: Exclusion of Pathogens and Other Undesirables. **The World Aquaculture Society**, Botom Rouge, Louisiana, United States.

LIMA, A. S. et al. **Vibrio spp. em amostras de camarões solo e águas de fazendas de camarão nos Estados do Ceará, Piauí e Rio Grande do Norte**. In: IX Encontro Nacional de microbiologia ambiental, 2004, Curitiba. Anais do IX ENAMA. Curitiba, 2004. p. 117.

LIMA, J. P. V. Utilização de melão como fonte de carbono em cultivo de camarão branco do pacífico *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) sem renovação de água e sob diferentes relações carbono/nitrogênio. Recife, 2007. **Dissertação** (Mestrado em

Recursos Pesqueiros e Aqüicultura), Departamento de Pesca e Aqüicultura. Universidade Federal Rural de Pernambuco.

LOSADA, A. P. M. Biomassa fitoplanctônica relacionada com parâmetros abióticos nos estuários dos Rios Ilhetas e Mamucaba e na Baía de Tamandaré (Pernambuco – Brasil). Recife, 2000. 88 f. **Dissertação** (Mestrado em Oceanografia) Departamento de Oceanografia. Universidade Federal de Pernambuco.

_____.; FEITOSA, F. A. N.; LINS, I. C. Variação Sazonal e Espacial da Biomassa Fitoplanctônica nos Estuários dos Rios Ilhetas e Mamucaba (Tamandaré-PE) Relacionada com Parâmetros Hidrológicos. **Tropical Oceanography**, Recife, v. 31, n. 1. p. 1-29, 2003.

MACEDO, S. J. Fisiocologia de alguns estuários do Canal de Santa Cruz (Itamaracá-PE). São Paulo, 1974. 121f. **Dissertação** (Mestrado em Fisiologia Geral). Departamento de Fisiologia Geral do Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1974.

_____.; COSTA, K. M. P. Estudo ecológico da região de Itamaracá, Pernambuco – Brasil, condições hidrológicas do estuário do Rio Botafogo. **Ciência e Cultura**. São Paulo, v. 30, n.7, p. 346-368, 1978.

MAcGRAW, W. J. Utilization of heterotrophic and autotrophic bacteria in aquaculture. **Global Aquaculture Advocate**, December, p. 82-83, 2002.

_____., et al. Higher minimum dissolved oxygen concentrations increase penaeid shrimp yields in earthen ponds. **Aquaculture**. v. 199, p. 311-321, 2001.

MAEDA M. Microbial processes in aquaculture. **National Research Institute of Aquaculture**. Nansei, Japan, 1999. 102 p.

MAIA, E. P. Avaliação do uso de probiótico no cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) em viveiros de terra em sistemas fechados. Fortaleza, 2004. 127 p. **Dissertação** (Mestrado em Ciências Marinhas Tropicais). Universidade Federal do Ceará, 2004.

MAIA, E. P. Impactos ambientais na aqüicultura. **Revista da ABCC**, Recife, Ano 7 nº 2, p. 69-72. Junho, 2005.

MALPARTIDA et al. Qualidade do solo pode prevenir enfermidade. **Revista Panorama da aqüicultura**, Rio de Janeiro, volume 14, nº 86, p. 53-56, Nov./dez. 2004.

MARQUES, L. C. et al. O efeito de altas salinidades sobre o cultivo do camarão da espécie *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931), em condições de laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 11, Recife, 1999. **Anais...** Recife, 1999. P. 581-588.

MARTINS, P.C.C. Influência das condições ambientais e técnicas de produção sobre a incidência de enfermidades no cultivo de camarão marinho *L. vannamei*, no estado do Ceará. 2003. 117 p. **Tese** (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais). Universidade Federal de São Carlos, 2003.

McNEIL, R. Zero Exchange, Aerobic, Heterotrophic Systems: Key Considerations. **The Advocate**. p 72-76, june 2000.

McINTOSH, et al. The effect of a bacterial supplement on the high-density culturing of *Litopenaeus vannamei* with low-protein diet in outdoor tank system and no water exchange. **Aquaculture Engineering**, v. 21, p. 215–227, 2000.

MENDES, P.P.; MENDES, E.S.; BEZERRA, A. M. Análise Estatística dos Parâmetros Aquícolas Com Fins para Otimização da Produção. João Pessoa, 43ª **Reunião da SBZ**. Vol 35, 2006. p 886 – 903

MENDES E. S., et al. **Os víbrios na carcinicultura**. Panorama da Aqüicultura. V. 15, n. 91, p. 26-29, 2005.

MENDES, P. P. **Estatística aplicada à aqüicultura**. Recife: Bagaço, 1999. 265 p.

_____. Crescimento e sobrevivência do camarão *Macrobrachium rosenbergii* cultivado em diferentes colunas de água. 1992. **Tese** (Doutorado em Ecologia e Recursos Pesqueiros), Universidade Federal de São Carlos, 96 f. 1992

METCHNIKOFF E. **Lactic acid as inhibiting intestinal putrefaction**. In: Chalmers Mitchell P, ed. The prolongation of life: optimistic studies. London: Heinemann, 1907; 161–183.

MORALES COVARRUBIAS. M. S. **Enfermedades del camarón: detección mediante análisis em fresco e histopatología**. México: Trilhas, 2004. 122p.

MORIARTY, D. J. W. The role of microorganisms in aquaculture ponds. **Aquaculture**, v. 151, p. 333-349, 1997.

_____. **Disease Control in Shrimp Aquaculture with Probiotic Bacteria.** Proceedings of the 8th International Symposium on Microbial Ecology, Canadá, p. 1-7, 1999.

MOSS, S. M. Benefits of a microbially dominated intensive shrimp productions system: A Review of Pond Water Studies at the Oceanic Institute. **The Advocate**, p. 53-55, april 2000.

MOURA, R. T. Impactos ambientais e licenciamentos com ênfase na carcinicultura. In: Workshop de maricultura: perspectivas e potencialidades. Recife: Mota Gráfica Editora, 2007. **Anais...** Recife: jun. de 2007. p. 89-113

NASCIMENTO, et al. Disponibilidade Nutricional da Bacia do Pina e Rio Tejió (Recife-PE-Brasil) em Relação aos Nutrientes e Biomassa Primária (Setembro/2000). **Tropical Oceanography**. Recife, v. 31, n. 2, p. 149-169, 2003.

NORIEGA, et al. Spatial distribution of the phytoplanktonic biomass and its relationship with nutrient salts at the Barra das Jangadas estuarine system, Pernambuco State, Brazil. **Fortaleza, Arquivos Ciência do Mar**. v. 38, p. 5-18, 2005.

NUNES, A. J. P.; O impacto da temperatura no cultivo de camarões marinhos. **Revisita da ABCC**, Recife, v.4, n. 1, p. 43-51, 2002.

_____.; MARTIN, P.C. Avaliando o estado de saúde de camarões marinhos na engorda. **Panorama da Aqüicultura**. Rio de Janeiro, v.12, n.72. p.12. 2002

_____. **Fundamentos de engorda de camarões marinhos.** São Lourenço da Mata – PE, Purina do Brasil, 2^a ed, 2004.

ODUM, E. P. **Ecologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan S.A. 1988. 434 p.

OSTRENSKY, A.; BORGHETTI J. R. & D. SOTO. **Estudo setorial para consolidação de uma aqüicultura sustentável no Brasil.** Curitiba, 2007. 279 p.

PÁEZ – OZUNA, F. The enviromental impacto f shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. **Environmental Manegement**, v. 28, n. 1, p. 131-140, 2001.

PADILHA, P. J. M. Efeito da utilização de probiótico sobre aspectos microbiológicos e parâmetros de qualidade da água e produtividade em viveiros de cultivo de camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. Santa Catarina, 2005. 23 f. **Dissertação** (mestrado em aquicultura). Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, 2005.

PARKER, R. B. Probiotics. **The other half of the antibiotic story**. Animal Nutrition Health, Londres, v. 29, p. 4-8, 1974.

PASSAVANTE, J. Z. de O. Produção fitoplanctônica do estuário do Rio Capibaribe (Recife, Pernambuco, Brasil). In: Congresso Nordeste de Ecologia. **Resumos...**Recife, 2003. CD-ROM.

PELCZAR, M.J.; CHAN, E. C. S.; KRIEG, N. R. **Microbiologia, Conceitos e Aplicações**. Volume 1 e 2. São Paulo: MAKRON Books,1997.

PEREIRA, J. A. Cultivo monosexo de macho de *Oreocromis niloticus* (Linnaeus, 1751) e de macho híbridos de *O. hornorum* (Trewavas, 1966), em sistema intensivo. Aspectos quantitativos. **Tese** (Doutorado em Ecologia e Recursos Pesqueiros) Universidade Federal de São Carlos, 99 f. 1986

PRITCHARD, D. W. What is estuary: Physical viewpoint. In: LAUFF, G. H. (Ed.) **Estuaries**. Washington: American Association for the Advancement of Science, 1967. p. 3-5

ROBERTSON, A. I.; PHILLIPS, M.J. Mangroves as filters of shrimp pond:predictions and biogeochemical research needs. **Microbiologia**, v. 295, p. 311-321, 2005.

ROCHA I.P. Desempenho da carcinicultura brasileira em 2007: desafios e oportunidades para 2008. **Revista da ABCC**, Natal, ano 10, nº 1. p. 20-23, março, 2008a.

ROCHA I.P. **Panorama da produção, mercado e demanda mundial de camarão**. Fenacam, Natal, V Simpósio Internacional de Carcinicultura. P.48, junho, 2008b.

ROCHA I.P. Mensagem do presidente: Novos Rumos da Carcinicultura. **Revista da ABCC**, Natal, ano 9 n 1. 2007. p 3.

_____; ROCHA, D. M. Carcinicultura: Produção, Demanda e Processo Tecnológico com Responsabilidade Ambiental e Compromisso Social. **Revista da ABCC**, Natal, ano 9, n 1, p. 16-22, 2007.

_____. e RODRIGUES J. **O Agronegócio do Camarão Cultivado em 2003**. Associação Brasileira de Criadores de Camarão. Recife, 2004. 19 p

_____. Carcinicultura Brasileira: Mitos e Verdades sobre o Impacto na Sócio-Economia e no Meio Ambiente, **Revista da ABCC**, Ano 7, N°4, 2005a.

_____. Uma análise da produção, demanda e preços do camarão no mercado internacional. **Revista da ABCC**, Recife, v. 7, n. 2, p. 24-35, 2005b.

_____.; RODRIGUES, J.; AMORIM, L.. A Carcinicultura Brasileira em 2003. **Revista da ABCC**, Recife, v 6, n 1, p 30 – 36, 2004.

_____.; ROCHA, M. M. R. M.; FREITAS, C.M.C. Panorama da aquicultura brasileira : situação da Região Nordeste. In: I Workshop Internacional de Aquicultura, São Paulo. **Anais...**p.14-55, 1997.

RODRIGUES J. Carcinicultura Marinha – Desempenho em 2004. **Revista da ABCC**. Recife, v.7, n. 2, p 38 - 44, 2005.

ROYCE, W. F. **Introduction to the fishery sciences**. Academic Press. New York. P. 255-276, 1972.

RIQUELME C; AVENDAÑO-HERRERA R..Interacción bacteria-microalga en el ambiente marino y su potencial uso en acuicultura. **Revista Chilena de Historia Natural**, v. 76, p. 725-736, 2003.

SAAD, S. M. I. Probióticos e prebióticos: o estado da arte. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, vol. 42, n. 1, p. 1-16, 2006.

SAHU, et al. **Probiotics in aquaculture: importance and future perspectives**. Indian J. Microbiol, p. 1-10, 2008.

SAMPAIO, Y.; COSTA, E. F. Geração de empregos diretos e indiretos na cadeia produtiva do camarão cultivado. **Revista da ABCC**. Ano 5, nº1. Recife, março de 2003.

_____, et al. Impactos sócio-econômicos do cultivo do camarão marinho em municípios selecionados do Nordeste brasileiro. **Revista da ABCC**. Ano 7, nº3. Recife, setembro de 2005.

SANTOS et. al. Distribuição dos nutrientes e clorofila na plataforma continental do amazonas. **Série Ciência da Terra**, n 14. p. 59-75, 2002.

SANTIAGO, M. F. **Ecologia do fitoplâncton de um ambiente tropical hipersalino (Rio Pisa Sal, Galinhos, Rio Grande do Norte, Brasil)**. Recife, 2004. 131 f. Dissertação (Mestrado em Oceanografia). Departamento de Oceanografia, Universidade Federal de Pernambuco, 2004.

SASSI, R.; WATANABE, T. Subprojeto: Levantamento das Condições Físicas e Químicas. In: UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA. **Projeto estuário: Estudos ecológicos no estuário do Rio Paraíba do Norte**. Paraíba, Brasil. João Pessoa: UFPB/NEPREMAR. Relatório Técnico Final, p. 8-71, 1980.

SENOK, A.C.; ISMAEEL, A.Y.; BOTTA, G.A. Probiotics: facts and myths. **Clinical Microbiology and Infectious Diseases**. V. 11, p. 958-966, 2005.

SERFLING, S. A. Microbial Floccs, Natural Treatment Method Supports Fresh-Water, Marine Species in Recirculating Systems. **Global Aquaculture Advocate**. p. 34-36, June 2006.

SHISHEHCHIAN, F.; YUSOFF F.M.; SHARIFF, M. The effects of commercial bacterial products on macrobenthos community in shrimp culture ponds. **Aquaculture international**, n. 9. 429–436, 2002.

SHIMODA et al. Phosphorus budget in shrimp aquaculture pond with mangrove enclosure and aquaculture performance. **Fisheries Science**. v 71, p. 1249-1255, 2005.

SHAEFFER-NOVELLI, Y. **Perfil dos ecossistemas litorâneos brasileiros com especial ênfase sobre o ecossistema manguezal**. Edição especial do Instituto Oceanográfico de São Paulo, N. 07, p. 1-16, 1989.

SHARIFF, et al. The effectiveness of a commercial microbial product in poorly prepared tiger shrimp, *Penaeus monodon* (Fabricius), ponds. **Aquaculture Research**, v. 32, p. 181-187, 2001.

SKJERMO et al. Screening of probiotic bacteria for atlantic cod larvae. **Global Aquaculture Advocate**, p. 97-98, September/October, 2007.

SMITH, S. J. F.; BRIGGS, M. R. P. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. **Aquaculture**, v. 164, p. 117-133, 1998.

SILVA, M. H. Fitoplâncton do estuário do Rio Formoso (Rio Formoso, Pernambuco, Brasil) Biomassa, Taxonomia e ecologia. Recife, 2003. 124 f. **Dissertação** (Mestrado em Oceanografia) Departamento de Oceanografia. Universidade Federal de Pernambuco, 2003.

SILVA M. H., et al. Distribuição espacial e sazonal da biomassa fitoplanctônica e dos parâmetros hidrobiológicos no estuário do Rio Formosos (Rio Formoso, Pernambuco, Brasil). **Tropical Oceanography**, Recife, v. 322, n. 1, p. 89-106, 2004.

SILVA, R. P. P. Fatores interferentes na vibriose em camarão marinho cultivado (*Litopenaeus vannamei*, Boone 1931) no litoral sul de Pernambuco. Recife, 2007. 51 f. **Dissertação** (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura). Departamento de Pesca e Aqüicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 2007.

SIMAS, T. C.; FERREIRA, J.G. Nutrient enrichment and the role of salt marshes in the Tagus estuary (Portugal). **Estuarine, Coastal and Shelf Science**. v. 75, p. 393-407, 2007.

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, cap. 3, p. 47-75, 1998.

STRICKLAND, J.D.H; PARSONS, T.R. 1972. A practical handbook of seawater analysis. **Fisheries Research Board of Canada**. 2 ed. Ottawa: Bulletin 167. 311 p.

THAKUR, D. P.; LIN, C. K. Water quality and nutrient budge in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. **Aquaculture Engineering**. V.27, p. 159-176, 2003.

TOMMASI, L. R. **considerações ecológicas sobre o sistema estuarino de santos (SP)**. São Paulo, Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, 1979. 247 p.

UNESCO. **Determination of photosynthetic pigments in sea Waters**. Reporto f SCOR/UNESCO working group 17 with meat from 4 to 6 june 1964, Paris: s.n., 1966. 69 p. (Monographys on Oceanology Methodology).

VASCONCELOS, et al. Distribuição espacial da meio fauna no estuário do Rio Formoso, Pernambuco, Brasil. **Atlântica**, v. 26, p. 45 – 54, 2004.

VERSHUERE, et al. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 64, n. 4, p. 655 – 671, 2000.

VON SPERLING, M. **Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos**. 2 ed. Belo Horizonte: Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental; Universidade Federal de Minas Gerais. 246 p., 1996.

VINATEA, A. L. et at. Characterization of Litopenaeus vannamei farm effluents in Brazil northeast área. In: Jory, D. E. (Ed.). **BOOK OF ABSTRACTS, RESPONSIBLE AQUACULTURE FOR A SECURE FUTURE**. 2003, Salvador, **Word Aquaculture Society (WAS)**, n. 1, 2003. CD-ROM.

WASIELESKY et al. Cultivos em meio com flocos microbianos: um novo caminho a ser percorrido. **Panorama da Aqüicultura**, Rio de Janeiro, v. 16 n. 96, p. 14-23, julho/agosto, 2006.

YUSOLF M. F. et al. Phytoplankton sucesión in intensive marine shrimp culture ponds treated with a commercial bacterial product. **Aguaculture**, v 33, p. 269-278, 2002.

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)