



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
MESTRADO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA AMBIENTAL**

MARIA CELINA SARMENTO MARACAJÁ

**QUALIDADE DA ÁGUA E ESTRUTURA DA COMUNIDADE
FITOPLANCTÔNICA EM TANQUES DE PISCICULTURA SOBRE
EFEITO DE PROBIÓTICOS**

**CAMPINA GRANDE – PARAÍBA
2010**

MARIA CELINA SARMENTO MARACAJÁ

**QUALIDADE DA ÁGUA E ESTRUTURA DA COMUNIDADE
FITOPLANCTÔNICA EM TANQUES DE PISCICULTURA SOBRE
EFEITO DE PROBIÓTICOS**

Dissertação apresentada ao Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental (MCTA) da Universidade Estadual da Paraíba, em cumprimento às exigências parciais para obtenção do título de mestre.

ORIENTADOR: PROF. Dr. JOSÉ ETHAM DE LUCENA BARBOSA
CO-ORIENTADOR: PROF. Dr. MARCELO LUÍS RODRIGUES

CAMPINA GRANDE – PARAÍBA

2010

É expressamente proibida a comercialização deste documento, tanto na sua forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano da dissertação

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL-UEPB

M298q Maracajá, Maria Celina Sarmento.

Qualidade da água e estrutura da comunidade fitoplanctônica em tanques de piscicultura sobre efeito de probióticos [manuscrito] / Maria Celina Sarmento Maracajá. – 2010.

87 f.: il. color.

Digitado

Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental), Centro de Ciências e Tecnologias, Universidade Estadual da Paraíba, 2010.

“Orientação: Prof. Dr. José Etham de Lucena Barbosa, Departamento de Biologia”.

“Co-orientação: Prof. Dr. Marcelo Luís Rodrigues”.

1. Piscicultura. 2. Água. 3. Probióticos. 4. Fitoplâncton. I. Título.

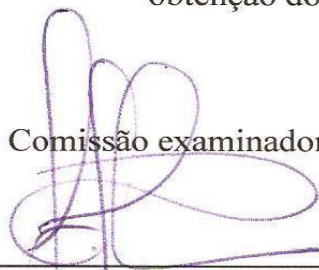
22. ed. CDD 639.3

MARIA CELINA SARMENTO MARACAJÁ

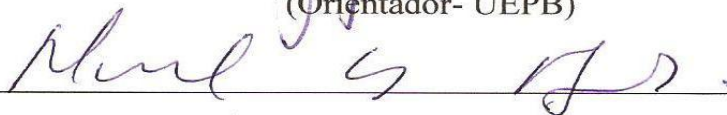
**QUALIDADE DA ÁGUA E ESTRUTURA DA COMUNIDADE
FITOPLANCTÔNICA EM TANQUES DE PISCICULTURA SOBRE
EFEITO DE PROBIÓTICOS**

Dissertação apresentada ao Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental (MCTA) da Universidade Estadual da Paraíba, em cumprimento às exigências parciais para obtenção do título de mestre.

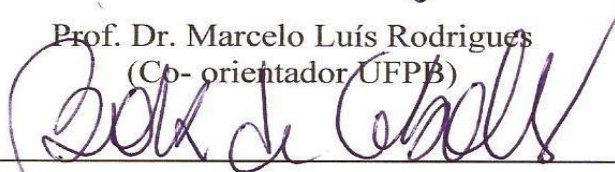
Comissão examinadora:



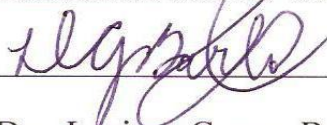
Prof. Dr. José Etham de Lucena Barbosa
(Orientador- UEPB)



Prof. Dr. Marcelo Luís Rodrigues
(Co-orientador UEPB)



Prof. Dra. Beatriz Susana Ovruski de Ceballos
(Examinadora interna- UEPB)



Prof. Dra. Luciana Gomes Barbosa
(Examinadora externa- UEPB)

CAMPINA GRANDE – PARAÍBA
2010

Dedicatória

*A Deus, por tudo que és em minha vida.
Aos meus pais, Luiz Medeiros Maracajá (In memória), Tereza
Sarmiento Maracajá e meus irmãos Claudio, Alessandro e Luis
Antônio, pela oportunidade, dedicação, carinho, apoio e amor
em todas as fases de minha vida. Amo vocês eternamente!*

Agradecimentos

Ao Prof. Dr. José Etham B. Lucena, meu orientador, pela oportunidade e contribuições;

Ao Co-Orientador, Prof. Dr. Marcelo Luís Rodrigues, pelo carinho, paciência e pela colaboração na execução deste trabalho;

Aos coordenadores e professores do Mestrado em Ciências e Tecnologia Ambiental pela acolhida e inestimável contribuição fornecida para minha formação;

Em especial a Prof.^a Dr.^a Beatriz Ceballo pelo exemplo de dedicação a pesquisa, a atenção e presteza em tirar dúvidas e a participar da banca;

A Prof.^a Dr.^a Luciana Gomes Barbosa pela disponibilidade em participar da banca contribuindo ricamente na avaliação do trabalho;

A equipe de trabalho do setor de piscicultura que contribuiu nas coletas, nas análises das amostras, nas biometrias e pelos momentos divertidos Angela, Ricardo, Tuca, Marcelo, Angelo, Kathy e Alencar;

A Emmerson e Lurdinha dois amigos maravilhosos que conquistei ao longo desse trabalho, sempre a disposição me ajudaram a realizar esse experimento com dedicação e bom humor. Obrigado pelo respeito, pela paciência, cumplicidade e amizade.

Aos funcionários do setor de piscicultura da UFPB - Zezinho e Assis sempre dispostos a contribuir na execução das atividades;

A toda equipe do LEAq, onde fui muito bem recebida, que contribuiu nas análises do fitoplâncton, na estatística, nos momentos divertidos, nos momentos angustiantes pela paciência, atenção e carinho Gaby, Gil, Kekel, Jany, Neto, Adriano, Iara, Klívia, Paty, Alessandra, Daniel, Aluska, Adriano, Ronaldo e Patrícia;

As alunas de Bia- Patrícia, Suzana, Elaine, Ruceline e Flávinha pelo apoio, estímulo, e bons conselhos nos momentos de desânimo;

A minha turma de mestrado, em especial aos amigos Lafayette, Nalva, Simone, Dani e Wanessa pela amizade, companheirismo nos momentos de estudo e de descontração;

As minhas tias em especial a Dina, Goda e Lúzia pelo carinho e dedicação, agradeço eternamente;

As minhas irmãs de coração Rosângela Alves Souto e Francinilda Araújo pela amizade, lealdade, incentivo, conselhos sábios e por dividir momentos difíceis e momentos de felicidade em minha vida;

A todos que não foram citados, mas que, contribuíram direta ou indiretamente na realização deste trabalho, peço desculpas pelo esquecimento (se houve) de alguém. Com certeza, não foi proposital e sim puro lapso de memória;

Por fim quero fazer um agradecimento especial a minha família, pelo amor incondicional em especial aos meus pais, Luís (in memoriam) a Tereza, e aos meus irmãos Alessandro, Luís Antônio e Cláudio; e principalmente a Deus, pela força e perseverança concedida ao longo da vida para superar os obstáculos e pela oportunidade em conhecer pessoas maravilhosas que me ajudaram muito!

RESUMO

MARACAJÁ, Maria Celina Sarmiento. **Qualidade da água e estrutura da comunidade fitoplanctônica em tanques de piscicultura sobre efeito de probióticos**– 2010. 83 F. Dissertação (Mestrado em Ciências e Tecnologia Ambiental) – Universidade Estadual da Paraíba- UEPB - Campina Grande, Paraíba, 2010.

O principal objetivo deste estudo foi avaliar a qualidade da água e da estrutura da comunidade fitoplanctônica em tanques de piscicultura sobre efeito de probiótico. O trabalho foi realizado na área do módulo de Piscicultura do Departamento de Zootecnia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Paraíba (MP/DZ/CCA/UFPB) em Areia/PB. Para o estudo foram utilizados três sistemas experimentais com três repetições cada, sendo um controle, um com água fertilizada com nitrogênio (N) e fósforo (P) e com probiótico e outro sem probiótico e a água fertilizada com nitrogênio e fósforo. Os probióticos foram aplicados na diluição de 1:10.000. Realizou-se coletas das amostras da água dos tanques a cada 28 dias para determinação dos parâmetros físicos e químicos, e também para determinação quantitativa e qualitativa das comunidades fitoplânctonica. Os dados foram analisados utilizando o software estatístico SAS. Para estabelecer o nível de significância das variações entre os tratamentos foram utilizadas análises de variância (ANOVA). Quando as médias entre os tratamentos diferiram estatisticamente entre si foi aplicado o teste de Duncan. Foram identificados 84 táxons sendo que, deste total, foram encontrados 63 nos tanques controles, 61 nos tanques fertilizados com probióticos, e 62 nos tanques fertilizados sem probióticos, o quais estiveram distribuídos em seis classes (Bacillariophyceae, Chlamydomonadales, Chlorophyceae, Cyanophyceae, Euglenophyceae e Zygnemaphyceae). Em relação à riqueza de espécies a maior contribuição foi da classe Chlorophyceae, seguida da Euglenophyceae, para todos os sistemas experimentais não apresentando diferenças estatística significativa ($p > 0,05$). As espécies descritoras com maiores valores de densidades a *Schroederia indica* (48%) e *Chlorella* sp.(24%) organismos típico de ambientes rasos e eutróficos ou hipertróficos se destacaram nos tratamentos. A espécie *Trachelomonas volvocinas* com alta afinidade por ambientes ricos em matéria orgânica se destacou nos tanques controles e nos tanques fertilizados com probióticos. As espécies *Scenedesmus quadricauda* e *Pediastrum tetras* foram representativas nos tanques fertilizados sem probióticos, espécie comum em ambientes altamente enriquecidos. Os tanques fertilizados e com probióticos apresentaram espécies intermediárias entre os tanques controles e os fertilizados sem probióticos. Os teores da taxa de DBO₅ constatadas nos ambientes com aplicação de probióticos apresentou-se reduzido, a aplicação semanal do composto microbiano potencializou a degradação da matéria orgânica melhorando a qualidade da água. Em relação ao desenvolvimento dos peixes embora não tenham ocorrido diferenças estatisticamente significativas entre os tratamentos, os maiores valores para o desenvolvimento dos peixes foram observados nos tanques fertilizados com aplicação de probiótico.

Palavras – chaves: piscicultura, qualidade da água, probióticos, fitoplâncton.

MARACAJÁ, Maria Celina Sarmiento. **Water quality and phytoplankton community structure in pisciculture tanks under probiotics influence** - 2010. 83 F. Dissertation (Master's degree in Environmental Science and Technology) Paraíba State University – UEPB – Campina Grande, Paraíba, 2010.

This study aims to evaluate the water quality and the phytoplankton community structure in pisciculture tanks under probiotics influence. The research was carried out at the Pisciculture Sector, Animal Science Department (MP/DZ/CCA/UEPB) in Areia – PB. In this study, three experimental systems were used with three repetitions each, with one being the witness, one being fertilized water with nitrogen (N), phosphorus (P) and probiotic, and the last being without probiotic and but with the fertilized water with nitrogen and phosphorus. The probiotics were applied in the dilution of 1:10.000. Water samples were collected from tanks each 28 days to determine the physical and chemical parameters, and also to the qualitative and quantitative determination of the phytoplankton community. Data was analyzed using SAS statistical software. To establish the significance level of the variations between treatments, variance analysis (ANOVA) was used. When the averages between treatments differed statistically, the Duncan test was applied. It has been identified 84 taxa being from this total, 63 have been found in witness tanks, 61 in the tanks fertilized with probiotics, and 62 in the tanks fertilized without probiotics, which were distributed in six classes (Bacillariophyceae, Chlamydomonadales, Chlorophyta, Cyanophyta, Euglenozoa e Zygnematales). Regarding the species richness the largest contribution was the class Chlorophyta, followed by Euglenozoa, to all experimental systems not showing significant statistic differences ($P > 0,05$). The described species with higher density values the *Schroederia indica* (48%) e *Chlorella* sp.(24%)--typical organisms from shallow eutrophic or hypertrophic environments-- stood out in the treatments. The species *Trachelomonas volvocinas* with high affinity for environments rich in organic matter, stood out in witness tanks and in tanks fertilized with probiotics. The species *Scenedesmus quadricauda* and *Pediastrum tetras* have been representative in tanks fertilized without probiotics, common species in highly enriched environments. The tanks fertilized with probiotics showed intermediate species among the witness tanks and the fertilized tanks without probiotics. The rate levels of DBO_5 found in environments with probiotics had been reduced, the microbial compost weekly application enhanced the degradation of organic matter improving the water quality. Regarding fish development, although statistically significant differences among treatments did not occur, the higher values of fish development were observed in tanks fertilized with probiotic application.

Key words: pisciculture, water quality, probiotics, phytoplankton.

LISTA DE FIGURAS

	página
Figura01: Município de Areia localizado no estado da Paraíba-PB.....	23
Figura02: Vista geral dos tanques de alvenaria com fundo de terra com sistema de abastecimento e escoamento individual (módulo de piscicultura – UFPB – Campus II).....	24
Figura03: Valores mensais de precipitação pluviométrica, da cidade de Areia- PB, nos meses de junho a novembro 2009. Fonte: AESA.	31
Figura04: Variação dos valores da temperatura da água em relação aos tratamentos e dias de observação.....	32
Figura05: Variação da transparência da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= tanques controles; FP= tanques fertilizados e com probióticos e F= tanques fertilizados e sem probióticos.....	33
Figura06: Variação dos valores da média geral da transparência em função dos dias de observação.....	33
Figura07: Variação dos valores do pH (a), dureza (b) e alcalinidade (c) da água dos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probiótico.....	35
Figura08: Variação dos valores médios da dureza (b) e alcalinidade dos tanques experimentais em relação aos dias de observação.....	36
Figura09: Variações do oxigênio dissolvido (a) e gás carbônico (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.....	37
Figura10: Variação da demanda bioquímica de oxigênio (DBO ₅) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probiótico.....	38
Figura11: Variações da condutividade elétrica da água nos tratamentos ao longo dos dias de observação C= tanques controles; FP= tanques fertilizados e com probióticos e F= tanques fertilizados e sem probióticos.....	39
Figura12: Variação do N- amoniacal (a), nitrito (b) e nitrato (c) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.....	40

Figura13: Variações do fósforo total (a), e ortofosfato (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.....	42
Figura14: Variação da clorofila <i>a</i> (a) feofitina (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.	43
Figura15: Variação do Índice de Estado Trófico ponderado (IET-médio) durante o período de estudo nos tanques experimentais. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.....	45
Figura16: Contribuição das classes fitoplanctônicas de espécies nos tratamentos.....	46
Figura17: Contribuição das diferentes espécies da comunidade fitoplanctônica nos tanques controles a), nos tanques fertilizados com probióticos b) e nos tanques fertilizados sem probióticos ao longo dos meses experimentais.....	50
Figura18: Relação de crescimento em peso (g) X comprimento (cm) nos tratamentos ao longo dos dias de observação. C= controle; FP= tanques fertilizados com probióticos e F= tanques fertilizados sem probióticos.....	51
Figura19: Relação da média geral dos valores de crescimento em peso (g) X comprimento (cm) dos peixes em relação aos dias de observação.....	52

Tabela01: Freqüências das fertilizações nos tratamentos.....	25
Tabela02: Variáveis físicas e químicas e metodologias de análises.....	27
Tabela03: Teste de Duncan para as médias da temperatura (°C) que diferiram estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.	32
Tabela04: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis temperatura e transparência da água dos tanques experimentais	34
Tabela05: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis pH, dureza e alcalinidade da água dos tanques experimentais.....	36
Tabela06: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis oxigênio dissolvido (O.D), gás carbônico (CO ₂), demanda bioquímica de oxigênio (DBO ₅) e condutividade elétrica água dos tanques experimentais	39
Tabela07: Resumo das da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis N- amoniacal, nitrito e nitrato da água dos tanques experimentais.....	41
Tabela08: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis fósforo total e ortofosfato da água dos tanques experimentais.....	42
Tabela09: Teste de Duncan para as médias das variáveis limnológicas que diferiram estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.....	43
Tabela10: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis clorofila e feofitina da água dos tanques experimentais.....	44
Tabela11: Teste de Duncan para as médias clorofila <i>a</i> que diferiu estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.....	44
Tabela12: Relação dos táxons genéricos e infra-genéricos identificados nos tratamentos.....	47
Tabela13: Densidades (ind m/L ⁻¹) das classes fitoplancônicas dos tanques experimentais.....	48
Tabela14: Densidades e contribuição relativa das espécies descritoras nos sistemas experimentais.....	49
Tabela15: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação biomassa e comprimento dos peixes.....	52
Tabela16: Correlação de Spearman (r) entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques controles.....	53
Tabela17: Correlação de Spearman (r) entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques fertilizados e com probióticos.....	53

Tabela18: Correlação de Spearman (r) entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques fertilizados e sem probióticos.....	54
---	-----------

Sumário

1.0	Introdução.....	04
1.1	Objetivos.....	06
2.0	Referencial Teórico.....	07
3.0	Material e Métodos.....	22
4.0	Resultados.....	31
5.0	Discussão.....	55
6.0	Conclusão.....	63
7.0	Referências.....	64

1.0 INTRODUÇÃO

A piscicultura é uma modalidade da aquicultura, que consiste na criação de peixes em ambientes artificiais. A criação de peixes pode significar uma excelente atividade de lazer e valor econômico agregado e ainda ser uma medida eficiente de preservação da natureza desde que o planejamento e as técnicas de manejo sejam adequados à realidade de cada região (ONO & KUBTIZA, 2003).

Durante o processo de produção piscícola, é inevitável o acúmulo de resíduos orgânicos e metabólicos nos tanques e viveiros. As principais fontes poluentes do ambiente aquático são as rações, metabólitos (substâncias químicas produzidas através de material orgânico) dos peixes e o uso inadequado dos fertilizantes provocando aumento nas concentrações de nitrogênio e fósforo principal obstáculos para o desenvolvimento intensivo dos peixes (KUBTIZA, 2003, ARANA, 2004).

O processo de eutrofização nos ecossistemas aquáticos pode desencadear uma série de efeitos indesejáveis, que em sua maioria resultam em mudanças na qualidade da água com: depleção do oxigênio dissolvido, perdas na biodiversidade aquática, perdas das qualidades cênicas, morte intensiva de peixes, aumento no crescimento de macrófitas aquáticas e da incidência de florações de microalgas e de cianobactérias (TUNDISI, 2003).

A adoção de boas práticas de manejo e o controle adequado da qualidade da água são medidas essenciais para manutenção das condições favoráveis do ambiente de cultivo, uma vez que as variações podem desencadear efeitos deletérios na saúde dos animais cultivados (BOYD, 2002).

A biotecnologia através do uso de probióticos vem sendo uma ferramenta de importância crescente nas atividades aquícolas, que contribui com o desenvolvimento de práticas que visem a redução de efeitos danoso ao meio ambiente, com intuito de minimizar a utilização de produtos químicos na melhoria da sanidade dos animais cultivados (GATSOUP, 1999; QI et al., 2009; DEVAJARA, 2002; BALCÁZAR, 2006; FARZANFAR, 2006; QI et al., 2009). Os probióticos são utilizados com finalidade de incrementar a microbiota heterotrófica do ambiente, com intuito de promover tanto o controle de microrganismos patogênicos como a biorremediação (GATSOUP, 1999; QI et al., 2009), através da estabilidade das variáveis físicas e químicas da água (DEVAJARA, 2002; BALCÁZAR, 2006) mantendo a diversidade da comunidade fitoplanctônica e a saúde dos animais cultivados (FARZANFAR, 2006; JANEIO et al., 2009).

Os probióticos utilizados neste trabalho são produzidos pela Fundação Mokiti Okada (FMO), são resultados de cultivo composto de microrganismos anaeróbios e aeróbios. São uma mistura de culturas de microrganismos benéficos e não patogênico pertencentes aos gêneros, *Saccharomyces* sp., *Lactobacillus* spp., *Mucor* sp., *Streptomyces* sp., e *Rodobacter* sp., que em sua grande maioria já são utilizados na industrialização de alimentos, e todos são inofensivos ao homem e ao ambiente (FMO, 2006; QI et al., 2009).

O probiótico EM4 se destaca pela sua capacidade de acelerar a degradação da matéria orgânica na agricultura produzindo efeitos benéficos por estabilizar as condições físicas, químicas e biológicas do solo, constituindo como um produto agrícola de baixo custo, sem afetar o ambiente e o consumidor (CASTILLO 2005; FMO, 2006; QI et al., 2009). Na aqüicultura, há registros que comprovam sua eficiência na melhoria da qualidade da água e do sistema imunológico dos peixes cultivados, refletindo um melhor desempenho animal (WU et al., 2004; YE et al., 2004; LIU et al., 2006; SILVA et al., 2008).

O aumento da demanda de produtos de pescado, a implementação de práticas capazes de assegurar a qualidade desde a água, da composição de rações formuladas, dos aspectos sanitários do processamento à comercialização dos peixes torna-se fundamental. A produção brasileira deve seguir a tendência da piscicultura do agronegócio globalizado com aplicação de processos de controle baseados em metodologias analíticas químicas e biológicas. O fato implica na inserção de práticas de manejo que visam à sustentabilidade e a minimização dos impactos, que atrelados as tecnologias de alto nível buscam um melhor desempenho técnico e econômico dos cultivos.

1.1 OBJETIVOS

Objetivo Geral

Avaliar a qualidade da água e a estrutura da comunidade fitoplanctônica em tanques de piscicultura com e sem adição de probióticos.

Objetivos Específicos

Analisar de forma comparativa espacial e temporal a qualidade da água dos tanques de piscicultura com e sem adição de probióticos.

Analisar as comunidades fitoplanctônicas que se desenvolveram nos tanques de piscicultura destacando as classes mais representativas.

Diferenciar as espécies fitoplanctônicas descritoras dos distintos tratamentos como prováveis bioindicadores das condições tróficas desses ambientes.

Avaliar a evolução do crescimento da tilápia em tanques de piscicultura com e sem adição de probióticos.

2.0 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Aquicultura no mundo

A piscicultura consiste na produção comercial de peixes em cativeiro, cujos aspectos inerentes dependem de rigoroso controle de qualidade em todas as etapas de cultivo e produção (SEAB, 2003). Esta atividade vem sendo desenvolvido rapidamente nos últimos anos, constituindo uma alternativa eficaz na obtenção de proteína nobre de baixo custo (ONO & KUBTIZA, 2003).

A piscicultura teve início na China há mais de 2.500 anos, sendo então praticada de maneira rústica, destinando a produção apenas para consumo doméstico. Do Oriente, a piscicultura expandiu-se por toda Europa através da Grécia e Itália. No continente europeu os peixes eram criados, inicialmente, em tanques para abastecimento dos refeitórios dos mosteiros. Somente no século passado esta atividade começou a ser praticada com fins comerciais no Japão, e pesquisas relacionadas com a nutrição de peixes tiveram início nos Estados Unidos da América, na década de 40 (CASTAGNOLLI, 1995).

Segundo Ostrensky (2002) na América do Sul, o primeiro país a introduzir a piscicultura foi à Argentina, que importou, em 1870, os primeiros reprodutores de carpa-comum (*Cyprinus carpio*) e carpa-espelho (*Cyprinus carpio specularis*). O acentuado crescimento da aqüicultura nos últimos anos tornou esta atividade de cultivo um importante agronegócio na escala mundial (ALVARADO, 2003). O referido autor afirma também que a aqüicultura, impulsionada pelo aumento da demanda e da diminuição dos estoques pesqueiros naturais, duplicou no último decênio gerando empregos e promovendo o desenvolvimento econômico em várias regiões do planeta.

O Brasil apresenta grande potencial para a aqüicultura, pois possui recursos hídricos abundantes e grande extensão territorial. Três quartos de sua área encontram-se na zona tropical, onde recebe energia solar abundante durante o ano todo. Há também um grande número de espécies nativas adequadas para a piscicultura (CASTAGNOLLI, 1995).

Segundo VALENTI (2000), a aqüicultura brasileira apresenta seis setores principais, definidos pelos grupos de organismos cultivados: peixes de águas doces, camarões marinhos, mexilhões, ostras, camarões de água doce e rãs. O setor peixes de água doce é o único presente em todos os Estados do país. A seguir vêm os camarões de água doce, que são cultivados em 20 Estados. Os demais setores estão restritos a determinadas regiões.

Tradicionalmente, o país exporta pescado para os EUA (70 %), Japão (20 %), Argentina (2 %), com perspectiva de ampliação no Mercosul na Comunidade Econômica Européia (CEE). A aqüicultura atualmente representa 5% da produção animal nacional. Uma análise comparativa do crescimento da aqüicultura com outros setores produtores de proteína no Brasil revelou uma taxa anual média, entre 1990 e 2003, de 23,3 % para a aqüicultura, frente às taxas de crescimento do setor de aves (10 %), bovinos (4 %), suínos (7,9 %) e soja (8,6 %). (ONO & KUBTIZA, 2003; KUTTY, 2005; CAO et al., 2007; SEAP, 2007).

Na piscicultura brasileira são comumente utilizadas mais de 30 espécies de peixes, com os mais variados hábitos alimentares e ambientes de criação (IBAMA, 2003). No entanto, a espécie *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758), é uma das mais visadas para produção em cativeiro, uma vez que apresenta boa aceitabilidade no mercado, tornando-se modelo zootécnico da piscicultura mundial, principalmente nas regiões tropicais (CASTAGNOLLI, 1995). Destaca-se dentre as demais por suportar elevadas temperaturas, baixas concentrações de oxigênio dissolvido, tolerância a altos níveis de amônia e nitrito, além de ser resistente a doenças, apresentar excelente desempenho de crescimento, possuir amplo espectro alimentar, reprodução controlada, carne de coloração branca e sabor suave (HAYASHI et al 2002).

2.2 Impacto ambiental da piscicultura

O requisito básico da água para o cultivo de peixes depende da perfeita interação entre o oxigênio disponível, a temperatura, a matéria orgânica, os nutrientes, e densidade e espécie de peixe mantida no sistema. Um dos principais problemas da piscicultura são as práticas de manejo inadequadas, tais como: excesso de fertilização, elevado arraçoamento, aporte de fezes e excretas nitrogenadas em sistemas com alta densidade de estocagem. Esses fatores consideradas como principal fator causador da rápida deterioração dos corpos da água, levando a problemas tanto ambientais quanto sanitários (SIPAÚBA-TAVARES, 1994; BOYD & TUCKER, 1998; KUBITZA, 2003; ARANA, 2004).

Em tanques e viveiros de piscicultura, costuma-se fertilizar a água com compostos nitrogenados e fosfatados para promover o crescimento do plâncton que constitui a principal fonte de alimentação dos peixes (VINATEA-ARANA,1997; KUBTIZA, 2003, ARANA, 2004). A manutenção de um fitoplâncton equilibrado e saudável contribui para a oxigenação do viveiro, para remoção do excesso de gás carbônico, redução de compostos tóxicos como o

nitrito, o metano e o gás sulfídrico. O uso inadequado desses fertilizantes acelera a degradação da qualidade da água, acarretando como conseqüências, a redução de oxigênio dissolvido, da transparência da água e da biodiversidade aquática, perda da qualidade cênica, morte extensiva de peixes e aumento da incidência de florações de microalgas e cianobactérias (HULOT et al., 2000; PAERL *et al.*, 2003; IRIGOIEN *et al.*, 2004, ROLLAND, 2005).

Embora não sendo a atividade mais impactante ao meio aquático (em comparação com a poluição causada pela agricultura, indústria e principalmente efluentes domésticos), a aquicultura contribui para a eutrofização, produzindo uma série de impactos econômicos, sociais e culturais (TUNDISI, 2008).

Dentre os fatores abióticos que irão interferir no ecossistema aquático, estão as variáveis físicas como temperatura e transparência e químicas como oxigênio dissolvido, pH, alcalinidade total, gás carbônico, condutividade elétrica, dureza, amônia, nitrito, nitrato e fósforo (KUBTIZA, 2003).

A temperatura influencia a quantidade de oxigênio presente na água de forma que águas frias têm maior disponibilidade de oxigênio (BARBOSA et al., 1989). Por outro lado, a elevação na temperatura contribui para diminuir a capacidade de retenção do oxigênio dissolvido pela água e aumenta o metabolismo dos peixes, vindo o consumo de oxigênio por parte deste, a aumentar em 10% a cada grau mais elevado na temperatura (SIPAÚBA-TAVARES, 1994). Com o aumento do metabolismo dos peixes, vem também o aumento na ingestão de alimentos, digestão, excreção e até mesmo no crescimento, acontecendo o inverso quando a temperatura diminui (KUBTIZA, 2003). O valor da temperatura ideal, para produção da maioria das espécies de peixes de clima tropical, está entre 25 e 28 °C e que, com a variação da temperatura para valores além dos limites da faixa ideal, os peixes reduzem, ou até cessam, a alimentação (ARANA, 2004).

A transparência indica a que profundidade a luz penetra na coluna da água. Muitos são os fatores que podem interferir na transparência da água, mas ela é determinada principalmente pela quantidade de materiais em suspensão, que podem ser partículas minerais (argila e silte) e partículas orgânicas (MEDEIROS, 2002). Para Kubitiza, (2003) a transparência indica o estado trófico da água, ou seja, ela estará alta quando tiver pouco nutriente e baixa quando os nutrientes forem abundantes.

Material em suspensão, principalmente silte e argila, são altamente prejudiciais aos peixes, podendo depositar-se na superfície de suas brânquias, ocasionando lesões e diminuição na sua capacidade respiratória (BOYD, 2002). Em viveiros e tanques de piscicultura a transparência deve-se apresentar entre 30-50 cm (ambientes eutróficos), contribui para redução dos problemas com baixo oxigênio dissolvido. Por outro lado, medidas de transparência acima de 60 cm (ambientes meso-oligotróficos) permite a penetração de grande quantidade de luz em profundidade, favorecendo o crescimento de plantas aquáticas submersas que ira competir pelo oxigênio dissolvido no período noturno com os peixes (KUBTIZA, 2003).

O oxigênio dissolvido (O_2D) é o elemento mais limitante em ambientes de cultivo de peixes e que deve receber maior atenção e, embora exista em abundância na atmosfera, ele é pouco solúvel na água (MOREIRA et al., 2001). Taxa fotossintética, temperatura, pressão atmosférica, turbidez, transparência, compostos nitrogenados, ácido carbônico e aspectos ligados a manejo são fatores que influenciam as concentrações deste na água (BOYD, 2002).

A quantidade de oxigênio então acumulada na água garante a respiração dos peixes e dos próprios vegetais no período noturno, atingindo o valor mínimo nas primeiras horas antes do nascer do sol, quando sua concentração pode atingir níveis iguais ou próximo à zero. Situações como estas podem acarretar mortalidade de peixes ou piora no seu desempenho. Tal fato é acentuado nas épocas quentes, devido à menor solubilidade do oxigênio na água e ao aumento do metabolismo dos peixes, que exige maior consumo de oxigênio à elevação de temperatura da água (SIPAÚBA- TAVARES, 1994).

De acordo com Castagnolli (1995), tanto a falta com o excesso de oxigênio dissolvido é prejudicial para produção piscícola, pois em água com grandes concentrações do oxigênio dissolvido existirá morte de peixes por embolia (bolhas de oxigênio no sangue), enquanto que com baixos teores ocorrerá por asfixia.

Para a maioria dos peixes cultivados no Brasil concentrações de oxigênio dissolvido à noite abaixo de 3 mg/L, causam impactos negativos no crescimento, diminuição da resistência, aumentando a incidência de doenças e mortalidades; abaixo de 1 mg/L e letais, entre 2 e 3 mg/L são estressantes e entre 4 e 6 mg/L é a faixa ideal (BOYD, 2002). A saturação adequada de oxigênio em tanques e viveiros deve ser superior a 60% ou seja, próximo a 5,0 mg/L (KUBTIZA, 2003).

As tilápias são consideradas tolerantes a baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água e quando as concentrações atingem 45 a 50% da saturação (aproximadamente 3 a 3,5 mg/L, a 28- 30°C elas começam a reduzir suas atividades e, conseqüentemente, a redução na demanda de oxigênio dissolvido (HAYASHI et al., 2002).

O gás carbônico (CO_2) é produzido principalmente pelo processo de respiração (OSTRENSKY & BOEGER, 1998). A doação de CO_2 da respiração ou a retirada dele pelo processo de fotossíntese, resulta em alteração no pH, levando a formação de carbonato ou bicarbonatos. Outro fator que o influencia é a temperatura, pois, o seu valor aumenta com a elevação da mesma (ESTEVES, 1998). Normalmente, as altas concentrações de CO_2 na água estão relacionadas com a baixa concentração de oxigênio dissolvido (BOYD, 2002).

O CO_2 é produzido a partir de uma série de processos químicos que acontecem naturalmente em tanques e viveiros, principalmente em condições de pH muito baixo podendo ser armazenada temporariamente na água como bicarbonato (HCO_3^-) e quando reage com os carbonatos em solos alcalinos, essa relação é relativamente rápida e reversível (KUBTIZA, 2003).

Sipaúba- Tavares, (1994) relata que, embora o CO_2 seja necessário à vida aquática, em altas concentrações ele pode tornar extremamente perigoso para os peixes. Mesmo o CO_2 sendo altamente solúvel, as concentrações na água são bastante baixas e menos de 1% de CO_2 dissolvido na água forma ácido carbônico. Boyd, (2002) relata que devem ser evitadas exposições de peixes por vários dias a concentrações de gás carbônico acima de 10 mg/L.

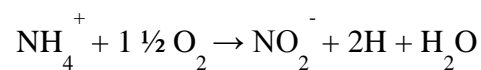
Os valores de pH da água indicam se esta possui reação ácida ou alcalina. O pH é definido como logaritmo negativo da concentração (em moles/L) dos íons H^+ na água. Os íons de H^+ apresentam reações ácidas, enquanto íons OH^- apresentam reações alcalinas ou básicas (SAWYER, 1994). Os principais fatores determinantes do pH na água são o dióxido de carbono (CO_2) e a concentração de sais em solução. No entanto, mesmo altas concentrações de CO_2 não são capazes de abaixar o pH da água para valores menores que 4,5. Condições de pH abaixo de 4,5 são resultantes da presença e diluição de ácidos minerais como o ácido sulfúrico (H_2SO_4), clorídrico (HCL) e nítrico (HNO_3), que são compostos tóxicos aos peixes (KUBTIZA, 2003).

Valores próximos à neutralidade (6,5 a 8,5) são adequados para tilápia e outros peixes tropicais. Abaixo de 4,5 e acima de 10,5 a mortalidade é significativa. Quando exposto a pH abaixo as tilápias mostram sinais de asfixia (abrindo a boca na superfície da água), aumento na secreção de muco e irritação do tecido branquial e quando morrem por esta causa, os

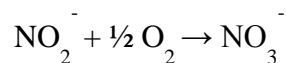
peixes ficam com a boca aberta e os olhos saltados. Os valores adequados de pH para peixes estão na faixa de 6,5 a 9,0 valores de pH menores que 4 e acima de 11, são letais porque reduzem o crescimento e a reprodução dos peixes (BOYD, 2002).

A acumulação dos derivados do nitrogênio na forma de amônia e de nitrito é um dos principais obstáculos para o desenvolvimento de peixes (KOCHBA et al., 1994;. PEREIRA & MERCANTE, 2005).

De acordo com Esteves, (1998) uma vez no ambiente aquático a amônia é oxidada, por bactérias do gênero *Nitrosomonas*, em nitrito (NO_2^-):

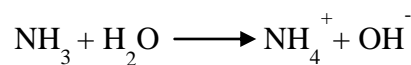


O nitrito, produto desta reação, irá sofrer oxidação por ação de bactérias do gênero *Nitrobacter*, sendo transformado em nitrato (NO_3^-), como segue:



Ambos os processos acima ocorrem em condições aeróbias e são conhecidos como nitrificação. Já a redução do nitrito para amônia é conhecida como desnitrificação e se realiza em condições anaeróbicas, próprias de ambientes eutrofizados, em que ocorre a decomposição da matéria orgânica (ESTEVES, 1998).

O nitrogênio amoniacal dissolvido na água encontra-se sob a forma ionizada, (NH_4^+), e não ionizada, (NH_3), que se relacionam entre si por uma reação ácido-básica (CARMOUZE, 1994):



A proporção da amônia não ionizada (NH_3) e amônia ionizada (NH_4^+) são dependentes principalmente, do pH, da temperatura e da salinidade. Quanto maior o pH, maior a proporção de amônia não ionizada (RANDALL & TSUI, 2002).

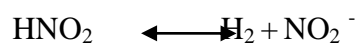
Os efeitos tóxicos da amônia presente na água para os peixes estão relacionados principalmente à forma não ionizada, devido à facilidade com que esta molécula atravessa as membranas celulares por difusão passiva. As membranas biológicas são permeáveis a amônia não ionizada (NH_3), mas relativamente impermeáveis ao íon amônio (NH_4^+) (RANDALL & TSUI, 2002). Dessa forma, qualquer pequeno aumento na concentração externa de amônia

não ionizada (NH_3), pode causar aumento na concentração interna de amônia total, excedendo as concentrações toleradas pelo organismo (DAS et al., 2004).

De acordo com Kubitzka (2003), valores de amônia não ionizada acima de 200 $\mu\text{g/L}$ já são suficientes para induzir toxicidade crônica e levar à diminuição do crescimento e da tolerância dos peixes às doenças. Níveis de amônia NH_3 entre 700 $\mu\text{g/L}$ e 2.400 $\mu\text{g/L}$ podem ser letais para os peixes, quando expostos por curto período. Exposição contínua ou freqüente a concentrações de amônia tóxica acima de 20 $\mu\text{g/L}$ pode causar intensa irritação e inflamação nas brânquias.

O nitrito ao contrário da amônia, que se torna tóxica em baixas concentrações, só apresenta toxicidade em altas concentrações (BOYD, 2002). Nunes, et. al, (2005) recomendam níveis inferiores a 1.000 $\mu\text{g/L}$ e para Boyd (2002), a concentração máxima aceitável é 300 $\mu\text{g/L}$.

No meio aquoso, o nitrito pode estar sob duas formas: ácido nítrico (HNO_3) e o nitrito ionizado (NO_2^-). O pH determina o equilíbrio entre essas duas formas na água, em pH ácido (2,5) cerca de 90% do total esta sob a forma de ácido nítrico. Em pH (4,5) em torno de 90% está sob a forma de nitrito e acima de pH (5,5) haverá apenas nitrito na água (ARANA, 2004). O ácido nítrico difunde-se livremente nas brânquias, enquanto o nitrito é transportado através da membrana branquial pelos co-transportadores competidores com o cloreto (BALDISSEROTTO, 2002). A reação de ionização do nitrito se expressa da seguinte forma (ARANA, 2004).



O nitrito chega ao sangue do peixe por difusão e sua toxicidade é devido à oxidação do Fe^{2+} (estado ferroso) funcional da hemoglobina em estado férrico Fe^{3+} (estado férrico), resultando na formação de meta-hemoglobina. A meta-hemoglobina, é incapaz de transportar oxigênio, estabelecendo-se um quadro de hipoxia e cianose (DUBOROW et al., 1997). Tal fenômeno pode levar o peixe à morte por asfixia, mesmo havendo oxigênio em abundância na água (JENSEN, 2003).

A dureza total é a concentração de todos os cátions divalentes na água, sendo o cálcio (Ca^{2+}) e o magnésio (Mg^{2+}) os cátions mais comuns em quase todos os sistemas de água doce. O valor recomendado de dureza total para a cultura de peixes em tanques é acima de $20\text{mg L}^{-1} \text{CaCO}_3$ (BOYD & EGNA, 1997). Este parâmetro influencia no crescimento do fitoplâncton na água e além disto, o Ca^{2+} é essencial para vários processos biológicos dos peixes como construção óssea e coagulação sanguínea, entre outras funções celulares, sendo sua ingestão regulada pela alimentação ou pela absorção branquial (FLIK & VERBOST, 1995).

Quanto à alcalinidade total da água, segundo Esteves (1988), ela representa a capacidade que um sistema aquoso tem de neutralizar ácidos, e esta capacidade depende de alguns compostos, principalmente carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos. A alcalinidade aumenta o pH e por conseqüência a amônia torna-se mais tóxica com o aumento da alcalinidade. Dureza e alcalinidade são relativamente estáveis, mas podem mudar com o tempo, geralmente semanas ou meses, dependendo do pH e do conteúdo mineral da água e do solo (WURTS & DURBOROW, 1992).

A condutividade elétrica pode ser usada para inferir importantes informações sobre o ecossistema aquático, como metabolismo e magnitude da concentração iônica, pois os íons mais diretamente responsáveis pela leitura desta variável são considerados dominantes (BOYD, 2000). Avalia a quantidade de nutrientes do meio aquático de forma que quanto maior a taxa de decomposição na água maior será a quantidade de sais dissolvidos e, conseqüentemente, a sua condutividade, por outro lado, valores reduzidos indicam acentuada produção primária (MOREIRA et al., 2001).

O conhecimento dos fatores físicos e químicos que limitam a produção em ambientes aquáticos é de fundamental importância para o planejamento das estratégias de manejo que permita o reuso das águas, incremento a produção de peixes reduzindo os riscos de poluição dos aquíferos a saúde humana e dos animais que minimizam os efeitos da eutrofização artificial.

2.3 Comunidade fitoplanctônica

A comunidade fitoplanctônica tem sido considerada como discriminador ambiental eficaz no diagnóstico do estado trófico de um corpo aquático (BEYRUTH, 1996; CALIJURI, 1998; TUNDISI, 2003). O conhecimento dos padrões de mudança de espécies ou da

composição dos gêneros em uma comunidade serve como importante instrumento para os estudos ecológicos e sanitários dos corpos d'água (MATSUZAKI et al. 2004).

Mudanças na composição de espécies do fitoplâncton podem ocorrer como resultado direto de influências externas (alogênicas), ou então como resultado de influências internas (autogênicas), por exemplo, consumo de nutrientes resultando em mudanças progressivas do ambiente (REYNOLDS, 1988).

Dessa maneira, a dinâmica do fitoplâncton pode ser controlada por uma combinação de vários processos hidrodinâmicos que atuam em diferentes escalas espaciais e temporais (CALIJURI 1998). Assim, a comunidade fitoplanctônica deve ser capaz de ajustar suas atividades metabólicas à grande amplitude de flutuações ambientais, que muitas vezes diferem sensivelmente de um dia para o outro.

As análises e avaliações do desenvolvimento temporal e espacial do fitoplâncton tornam-se por vezes difíceis devido a gama de fatores ambientais que é necessário considerar às propriedades fisiológicas de cada espécie. Entretanto, pode-se dizer que alguns fatores são fundamentais para a regulação do desenvolvimento do fitoplâncton: (1) luz e temperatura, (2) regulação da impulsão, como por exemplo, os meios utilizados para permanecer na zona fótica, alterando a taxa de sedimentação, (3) fatores relacionados com os nutrientes e (4) fatores biológicos como a competição pelos recursos disponíveis e a predação por outros organismos. Cada espécie fitoplanctônica possui uma série de mecanismos de tolerância e o desenvolvimento populacional é mais rápido quando se verifica a combinação ótima dos fatores interatuantes. A combinação ótima desses fatores é muito difícil de ser atingida nas condições naturais. A vantagem competitiva de uma espécie sobre a outra é relativa, podendo modificar-se quando se alteram as condições físicas e bióticas que condicionam o desenvolvimento (WETZEL 2001).

Além disso, segundo Reynolds (1984) o sucesso das populações fitoplanctônicas depende também da adequada razão superfície/volume dos organismos e, com base nisto, diversas estratégias tem sido adotadas evolutivamente pelas algas e cianobactérias. As estratégias de sobrevivência que correspondem aos mecanismos de otimização da utilização de energia pelas espécies, podem ser consideradas como o conjunto de características morfológicas, fisiológicas, reprodutivas e comportamentais similares que evoluíram entre as espécies ou populações permitindo melhores respostas a uma série de condições ambientais (CALIJURI, 1999).

De acordo com o tipo de estratégia de sobrevivência que apresentam, os organismos podem ser classificados e, nesta situação, leva-se em consideração se os organismos concentram seus esforços na reprodução ou na captação de recursos, sendo que a predominância de uma ou outra está relacionada às condições ambientais (REYNOLDS, 1998). De acordo com Odum (1988), se o ambiente apresenta baixa densidade populacional, a seleção favorecerá os organismos r-estrategistas, ou seja, aqueles com alta taxa reprodutiva. Entretanto, se a densidade populacional for alta, será favorecido os organismos k-estrategistas, que são aqueles com capacidade reprodutiva menor, mas que são mais aptos na utilização e competição por recursos escassos.

Reynolds (1998) propôs outra divisão a partir das estratégias de sobrevivência do fitoplâncton, onde: C-estrategistas (competidoras) são espécies mais adaptadas e com habilidade superior em dominar e explorar ambientes saturados em luz e nutrientes, excluem as demais, desde que as condições ambientais sejam ótimas; R-estrategistas (ruderal) espécies que sobressaem em ambientes com grande mistura vertical e especializadas em explorar ambientes turbulentos e com gradientes de luz; e S-estrategistas (“stress”) espécies que sobrevivem em ambientes com grande redução dos nutrientes e estabilidade física da coluna d’água.

As classes Chlorophyceae, Cyanophyceae, Euglenophyceae, Bacillariophyceae e Zygnemaphyceae como a Dinophyceae encontram-se entre as principais classes de algas presente em água doce (NOGUEIRA, 1996).

A classe Chlorophyceae é o grupo mais diverso de algas em tanques e viveiros de piscicultura, geralmente correspondendo a quase metade dos gêneros componentes do fitoplâncton. Os fatores ambientais limitantes para as Chlorophyceae, especialmente as não móveis, são o clima de luz subaquático, a estabilidade da coluna d’água que separa espacialmente luz e nutrientes, perdas por sedimentação e o autossombreamento das algas Macedo, (2004).

A classe Euglenophyceae é composta de algas com ampla distribuição ao redor do mundo, especialmente em ambientes continentais, e bem adaptadas em águas com elevados teores de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo (ALVES-DA-SILVA, 2004). Os fatos destes organismos poderem se movimentar é uma vantagem em ambientes túrbidos com relação à luz e permite, ainda, que estas algas possam utilizar nutrientes presentes em camadas mais profundas, podendo em seguida voltar para a região eufótica (GIANE, 1999).

As diatomáceas (Bacillariophyceae) são algas celulares ou filamentosas, desprovidas de flagelos com parede celular formada por duas metades sobrepostas e constituída, principalmente, por compostos de sílica (ESTEVES, 1998). A especificidade ecológica de muitas espécies de diatomáceas e a facilidade de agregar componentes das mesmas fazem com que as diatomáceas sejam utilizadas como indicadores ambientais da qualidade de água (ROUND et al., 1990).

Dentre a comunidade fitoplanctônica, as cianobactérias têm despertado grande interesse não só pela distribuição cosmopolita de várias espécies (KOMÁREK, 2001) e elevado número de espécies tóxicas, mas principalmente pelo crescimento maciço (floração) de populações deste grupo em ambientes eutrofizados (CARPENTER et al., 2001).

As cianobactérias ou cianofíceas são microrganismos aeróbios fotoautotróficos, popularmente conhecidas como algas azuis. Os processos vitais desses microrganismos requerem somente água, dióxido de carbono, substâncias inorgânicas e luz. A fotossíntese é o principal modo de obtenção de energia para o metabolismo de cianofíceas. A origem das cianobactérias foi estimada em cerca de 3,5 bilhões de anos, sendo provavelmente os primeiros produtores primários de matéria orgânica no planeta. Entretanto, a organização celular demonstra que estes organismos são procariontes e semelhantes bioquimicamente a bactérias (CHARMICHAEL, 1992).

No Nordeste as florações são mais intensas e freqüentes decorrente das elevadas temperaturas da água todo o ano e as longas horas de luz por dia, que estimulam a fotossíntese e a multiplicação das cianobactérias (BOUVY, et al. 2000; AZEVEDO, 2005).

Em tanques de piscicultura de água doce algumas espécies de cianobactérias dos gêneros *Anabaena* (Bory ex Flahault 1888), *Aphanizomenon* (Morren ex Bornet & Flahault 1888), *Microcystis* (Kutzing ex Lemmermann 1907) e *Oscillatoria* (Vaucher ex Gomont 1892) freqüentemente formam florações extensivas e persistentes nestes ambientes (PEARL & TUCKER 1995). Os referidos autores citam que as florações são consideradas indesejáveis, pois as cianobactérias são relativamente pobres como base para a cadeia trófica aquática, têm hábito de crescimento maciço, algumas espécies podem produzir metabólitos com odor e sabor indesejáveis no animal cultivado, ou ainda, podem produzir metabólitos secundários, sendo algum deles potencialmente tóxicos a variados organismos.

A presença de toxinas de cianobactérias, os peixes são mais resistentes tornando-se, veículos frequentes dessas substâncias para outros animais que deles se alimentam, tais como, aves aquáticas e mamíferos, além do próprio homem (MARSÁLEK & BLÁHA, 2004). Isto foi corroborado por Magalhães et al., (2003), que verificaram a bioacumulação de toxinas em tecido muscular de peixes. E esta acumulação ocorre rapidamente mesmo quando a espécie cultivada é exposta a florações de dias ou semanas (SMITH et al, 2008). Tencalla *et al.*, (1994) também observaram que as toxinas entram nos tecidos via trato gastro-intestinal e em menores proporções pelas brânquias ou pele. Outro agravante relacionado às florações de algas, a formação de mucilagem aderida às brânquias dos peixes causando morte por asfixia fato observado por Li et al., (2004), após ocorrência de floração de *Microcystis aeruginosa* em tanques de cultivo de tilápia.

2.4 Uso de probióticos na aquicultura

O uso de probióticos nas atividades da aquicultura visa diminuir o impacto ambiental causado por esta atividade, otimizando os recursos hídricos, com menores danos ao ambiente aquático. Os probióticos vêm sendo estratégicos no controle de microrganismos patogênicos, e na redução de compostos nitrogenados e fosfatados, o que promove a manutenção de uma boa qualidade da água em tanques e viveiros de cultivo de peixes e camarão (GOMEZ-GIL et al., 2000, IRIANTO et al., 2003, BALCAZAR et al., 2006 QI et al., 2009).

O termo probiótico é originário do latim “pro bios” e significa “em favor da vida”. Foi utilizado pela primeira vez nos anos 60 por Lilly & Stillwell e definidos como “substância produzida por um protozoário que estimula o crescimento de outro” (GASTESOUPE, 1999). Posteriormente, esta definição foi modificada por Fuller (1989), que considerou os probióticos como microrganismos vivos que ao serem usados como suplementos aos alimentos agem beneficemente no hospedeiro melhorando seu balanço intestinal.

Esta definição é insuficiente para aquicultura porque a interação entre o ambiente e o hospedeiro num ambiente aquático é complexa, pois os dois dividem o mesmo ecossistema, onde os microrganismos presentes na água influenciam a microbiota do intestino do hospedeiro e vice-versa. Neste sentido, Verschuere et al (2000) sugerem uma definição mais ampla para os probióticos: trata-se de um suplemento microbiano com microrganismos vivos com efeitos benéficos para o hospedeiro, pela modificação de sua comunidade microbiana associada ao ambiente de cultivo, o que assegura a melhoria no uso do alimento artificial e de

seu valor nutricional, promovendo uma melhor resposta do hospedeiro à doenças e também à qualidade do ambiente estabilizando os fatores físicos e químicos.

O mecanismo de ação dos probióticos na aquicultura ainda não está inteiramente elucidado. Alguns possíveis benefícios ligados à administração de probióticos já foram sugeridas como;

- Inibição da proliferação de bactérias patogênicas - antagonismo que pode ser explicado pelas competições por nutrientes ou por sítios de adesão de enzimas e de microrganismos e pela produção e liberação de metabólitos ou outras substâncias (MORIARTY, 1997; GOMEZ- GIL et al., 2000; BALCÁZAR et al., 2006; VINHA et al., 2004);
- Produção de enzimas digestivas e síntese de vitaminas (SAKATA, 1990; GARRIQUES AREVALO, 1995);
- Estimulação do sistema imunológico (IRIANTO & AUSTIN, 2002; BALCÁZAR et al., 2006);
- Melhora na qualidade da água estabilizando os fatores físicos e químicos (DEVAJARA et al., 2000; GOMEZ-GIL et al., 2000; GILL et al., 2001; PANIAGUA-MICHEL et al., 2003; BALCAZAR et al., 2004; VINHA et al., 2004; BALCAZAR, 2006; JANEJO et al., 2009; WANG et al., 2009).

Segundo Vieira, (2006), o isolamento e seleção de uma bactéria probiótica deve ser realizada do trato digestório de animais saudáveis. Depois de isolada as cepas devem passar por um processo seletivo in vitro. Estes testes incluem resistência às sais biliares para garantir a passagem das bactérias no trato intestinal (RAMIREZ, 2005). Este teste deve permitir que a cepa candidata a probiótico colonize o trato digestório, seja através da aplicação do probiótico na água e na ração/ ou alimento (LI et al., 2006; JATOBÁ et al., 2008).

Os microrganismos comumente utilizados como probióticos em aquicultura são bactérias Gram- positivas (ácido lácticas, *bacillus* spp. *lactobacillus* spp.), Gram- negativas (*Aeromonas*, *Alteromonas*, *Photorhodobacterium*, *Pseudomonas* e *Vibrio*), leveduras e microalgas, dentre outros (IRIANTO & AUSTIN, 2002; FARZANFAR, 2006)

Estudos realizados com aplicação de probióticos na água em cultivo de peixes e camarão constataram que a sua atuação promoveu a melhoria da qualidade da água e do sedimento de viveiros e tanques reforçando a decomposição de matéria orgânica. A redução da concentração de nitrogênio e fósforo, controle de amônia e nitrito, proporcionando um ambiente mais saudável com menor incidência de doenças aumentando a sobrevivência das espécies cultivadas (DEVAJARA et al., 2000, PANIAGUA-MICHEL et al., 2003, JANEJO et al., 2009; WANG et al., 2009). Janejo et al., (2008) além de constatar estabilização dos fatores físicos e químicos também evidenciaram riqueza de diversidade da biomassa fitoplanctônica nos ambientes com adição de probióticos.

De acordo com Balcázar (2006) estudos a cerca dos possíveis benefícios ligados a aplicação desses probióticos se referem à exclusão de bactérias patogênicas, contribuição enzimática para digestão e melhora da qualidade da água dentre outros que ainda estão sendo investigado. O referido autor enfoca que há limitações para o entendimento real do mecanismo de ação dos probióticos, devendo-se ter cuidado na escolha dos microrganismos a serem utilizados. Neste aspecto Watson et al (2007) consideram essencial que os microrganismos sejam inofensivos à espécie cultivada.

2.5 Probiótico EM4 (Effective Microorganisms 4)

O probiótico comercial testado o EM 4 (Effective Microorganisms 4), é uma mistura de culturas de microrganismos benéficos e não patogênico, pertencentes aos gêneros: *Saccharomyces* sp., *Lactobacillus* spp., *Mucor* sp., *Streptomyces* sp., e *Rodobacter* sp., que em sua grande maioria já são utilizados na industrialização de alimentos, são inofensivos ao homem (FMO, 2006; QI et al., 2009).

Foi conhecido internacionalmente em 1986, e divulgado pelo Dr. Teruo Higa, agrônomo japonês, o qual reconheceu a importância benéfica da utilização desses microrganismos na agricultura. O probiótico (EM4) se destaca pela sua capacidade de melhorar a utilização da matéria orgânica na agricultura produzindo melhores condições físicas, químicas e biológicas do solo, e por isso constituem um produto agrícola de baixo custo, que não afetar o ambiente e o consumidor (CASTILLO, 2005; FMO, 2006; QI et al., 2009).

Na aquicultura, o probiótico EM4 é usado em água doce e em água salgada em culturas de diversas espécies, como camarão, tartarugas, carpas e enguias (LIU et al., 2006). Estudos comprovam que a aplicação desses probióticos aumenta significativamente os teores

de aminoácidos e vitamina tipo B nos animais cultivados, e na água de cultivo diminuiu o nível de carbono orgânico dissolvido melhorando a sua qualidade (WU et al., 2004; YE et al., 2004). Silva et al., (2008), utilizando probiótico EM4 em tanques de piscicultura evidenciaram que os níveis de amônia foram reduzidos, não interferindo em outras variáveis: temperatura, oxigênio dissolvido, condutividade elétrica, dureza da água, gás carbônico e alcalinidade.

3.0 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de estudo

O experimento foi realizado no período de junho a novembro de 2009, no módulo de Piscicultura do Departamento de Zootecnia do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Paraíba (MP/DZ/CCA/UFPB), no município de Areia, localizado na Mesorregião do Agreste Paraibano ($6^{\circ} 57' 46''$ S, $35^{\circ} 41' 31''$ W). A cidade de Areia possui área territorial de 247 km². Esta na altitude aproximada de 623 metros, distando 92,9713 Km da capital do estado da Paraíba, PB. O clima é do tipo tropical chuvoso, com verão seco. A estação chuvosa se inicia em janeiro/fevereiro com término em setembro, com média pluviométrica anual de 1.400 mm (MAYO & FEVEREIRO, 1982).

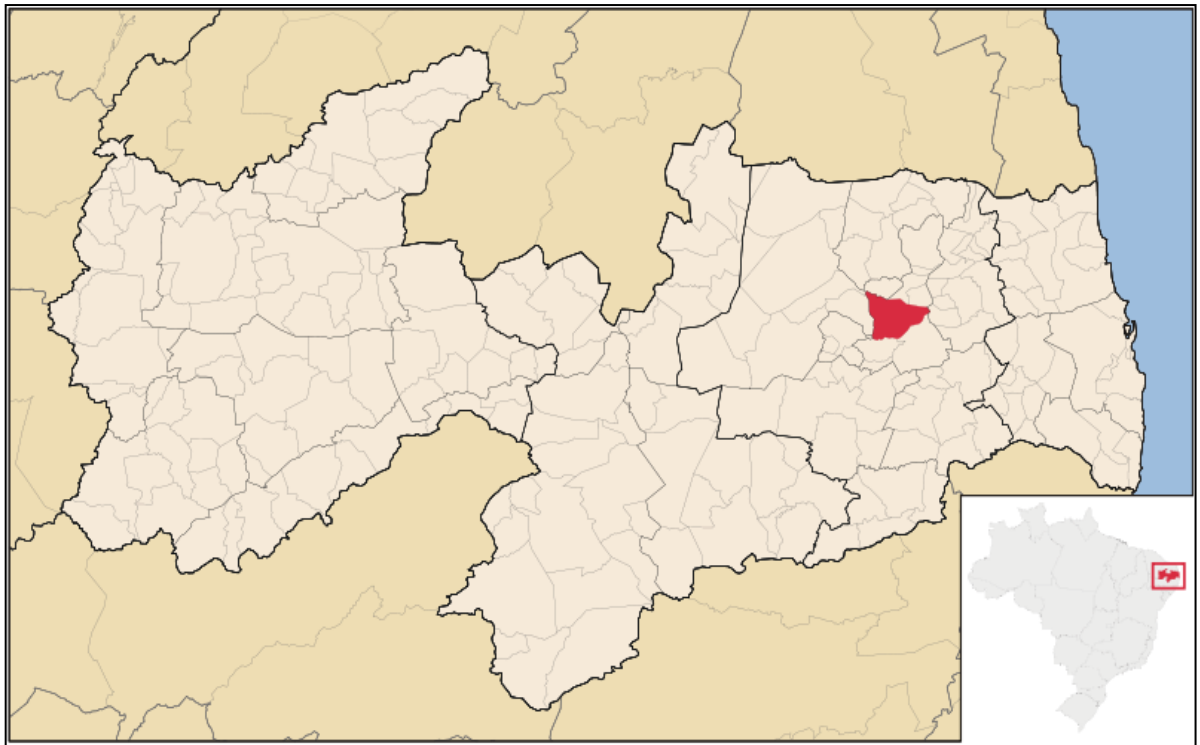


Figura 01: Município de Areia localizado no estado da Paraíba.

3.2 Instalações e preparo dos tanques

O experimento foi conduzido em nove tanques de alvenaria e fundo de terra, sendo quatro com área 100m^2 e volume 140 m^3 cada e os demais, com área correspondente a 50m^2 e volume 70m^3 .



Figura 02: Vista geral dos tanques de alvenaria com fundo de terra com sistema de abastecimento e escoamento individual (módulo de piscicultura – UFPB – Campus II).

Inicialmente, a vegetação interna e externa dos tanques e o excesso de sedimento foram retirados deixando o solo exposto ao sol por um período de três dias. Após a secagem, foram colhidas amostras de solo de cada tanque para determinação do pH. Posteriormente os tanques que apresentaram pH inferior a 7,0 foram submetidos a uma calagem com hidróxido de cálcio (aplicou-se 200 gramas da cal hidratada por m^2 dos tanques).

Buscando o estímulo e a manutenção da produção de microalgas e da microbiota ao longo do cultivo, foram efetuadas fertilizações de acordo com a necessidade dos tanques. Quando os tanques alcançaram 50% do seu volume útil, foi realizada a fertilização química. Esta fertilização foi feita com superfosfato simples ($3\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot \text{H}_2\text{O} + 7\text{CaSO}_4$) e sulfato de amônia ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$). Utilizou-se 1,43 kg de superfosfato simples e 0,47 kg de sulfato de amônia para cada 100m^2 (KUBTIZA, 2003). O fertilizante foi aplicado usando-se um saco

plástico com perfurações para que os mesmos fossem liberados gradativamente no meio aquoso.

O abastecimento de água foi feito através de tubulações já existentes no setor de piscicultura. A água foi proveniente do açude do setor, a renovação da água (10% do volume total) dos tanques foi realizada uma vez por semana ou apenas quando detectado níveis baixos de oxigênio dissolvido.

3.3 Tipos de tratamentos

Foram montados os tanques experimentais com três tratamentos e estes com três repetições cada:

- Tanques sem probiótico e com fertilização de manutenção (C);
- tanques com probiótico e fertilização forçada (FP);
- tanques sem probiótico e com fertilização forçada (F).

Tabela 01: Frequências das fertilizações nos sistemas experimentais.

Tratamentos	Número de fertilizações	Período
C	3	09/06, 09/09 e 11/11/20 09
FP e F	6	09/06, 07/07, 11/08 09/09, 07/10 e 11/11/2009

C= tanques controle; FP= tanques fertilizados e com probióticos e F= tanques fertilizados e sem probióticos.

O controle da fertilidade da água foi determinado duas vezes por semana, medindo a transparência com disco de Secchi seguindo as orientações de Kubitza (2003). O referido autor recomenda que a transparência seja de 20 a 40 cm, quando inferior a 20cm (água muito escura), a fertilização foi suspensa, evitando doses excessivas de nutrientes no viveiro que resultaria no desenvolvimento de densa massa fitoplanctônica ocasionando condições de hipoxia ou anaerobiose que compromete a sobrevivência da espécie cultivada.

3.4 Ativação do probiótico comercial (microrganismos eficazes EM-4)

Durante o período experimental foram realizadas aplicações do probiótico na diluição de 1litro: 1hectare, duas vezes por semana, para o tratamento da água dos tanques com probióticos e com fertilização forçada.

O probiótico EM-4 testado foi aplicado na diluição sugerida pelo fabricante (1:10.000). Para a ativação do probiótico foi necessário o preparo de uma solução mantendo a relação de 8:1:1 de água, melão e probiótico, respectivamente. A ativação do probiótico ocorre após cinco dias, tendo prazo de validade de 7 a 10 dias após o preparo. Em seguida o probiótico foi estendido (solução do probiótico ativado: melão: água dos tanques na proporção de 1:1:98) completadas 24 horas de fermentação, solução foi adicionada em cada tanque duas vezes por semana no período experimental.

3.5 Manejo do cultivo experimental

O peixamento foi realizado com a espécie tilápia-do-Nilo, na fase juvenil com 60 dias de desenvolvimento, e peso médio de 12 gramas. Todos os peixes foram revertidos sexualmente para macho chegando ao local após o período de aclimatação. Os peixes foram contados, pesados em lotes e estocados nos tanques na densidade de 1,5 peixes/m², perfazendo um total de 150 peixes nos tanques maiores e 75 peixes nos tanques menores.

Os peixes foram alimentados com ração comercial peletizada, na taxa de 5 % da biomassa por dia, até que eles atingissem peso médio de 100g. Então passaram a receber 3% e nos últimos dois meses de cultivo a alimentação de 1,5% do total. A ração foi fornecida três vezes ao dia (09:00, 12:00 e 15:00 horas) nos primeiros 45 dias de cultivo, passando então a duas vezes (09:00 e 15:00h) ou apenas em um horário quando o dia se encontrava chuvoso e a temperatura diminuía. Para o fornecimento da ração foi considerado o peso dos animais, sendo feito ajustes após cada biometria para evitar falta ou desperdício da ração.

3.6 Desempenho do peixe

Para acompanhar o desempenho dos peixes, no início do cultivo e a cada 28 dias, uma amostra de 20% da população foi capturada com rede de arrasto, para determinação do peso do lote (g) em uma balança digital, e comprimento total individual (cm), com ictiômetro para ajuste da taxa de alimentação. Os peixes coletados foram acondicionados em baldes plásticos

com água e, transportados para realização das determinações de comprimento total em centímetros e do peso total em gramas. Após esta operação, os peixes foram devolvidos para os tanques de origem.

3.7 Amostragem

As amostras da água foram coletadas a cada 28 dias, efetuando nos tanques dos sistemas experimentais. As coletas foram realizadas as 9:00 horas da manhã em um único ponto dos tanques.

3.8 Avaliação da qualidade da água

As amostras de água foram filtradas em filtros WHATMAN GF/C para análises de nutrientes dissolvidos (fósforo solúvel reativo- SRP, íon amônio – N-NH₄, nitrato N-NO₃ e nitrito – N-NO₂, que foram analisados conforme APHA (1998) (Tabela 2).

Tabela 02: Variáveis físicas e químicas e metodologia de análises.

Variáveis	Unidades	Método/Referência
Temperatura da água	°C	Oxímetro microprocessador AT- 150
Transparência	m	Disco de Secchi (ESTEVES, 1998)
Dureza	mg CaCO ₃ /L	Titulometria (EDTA e eriocromo negro) (KUBITZA,,2003)
Alcalinidade	mg CaCO ₃ /L	Titulometria (KUBITZA,, 2003)
CO ₂	mg/L	Titulometria (KUBITZA,, 2003)
Oxigênio dissolvido	mg/L	Winkler, modificação azida descrito em Golterman et al. (1978)
pH	unidades	pH metro portátil AT- 310
Condutividade elétrica	µS/cm	Condutivímetro AT 230
DBO ₅	mg/L	Frascos padrões (APHA 1998)
Amônia	µg/L	Espectrofotômetro do endofenol (APHA,1999)
Nitrito	µg/L	Bendschneider e Robinson (1952) descrita Golterman et al., (1978)
Nitrato	µg/L	Marckereth et al., (1978)
Fósforo total	µg/L	(APHA, 1992)
Fósforo solúvel reativo	µg/L	Mackereth et al.,(1978)

3.9 Parâmetros Biológicos

A) Análise Qualitativa do Fitoplâncton: Para estudo qualitativo, as amostras foram coletadas com rede de plâncton com abertura de malha de 20 μ m, através de arrasto horizontal na superfície da água. As amostras coletadas foram acondicionadas em frascos de polietileno de 300ml e preservadas com formol a 4% neutralizado com bórax. Para a identificação dos organismos utilizou-se microscópio binocular Olympus CBA, com até 400 vezes de aumento, equipado com câmara clara e aparelho fotográfico. Os táxons foram identificados sempre que possível a níveis específicos e infra-específicos. O sistema de classificação para as classes e gêneros de acordo com as indicações de Bicudo e Menezes (2006).

B) Análise Quantitativa do Fitoplâncton: A contagem do fitoplâncton foi realizada em microscópio invertido com aumento de 400 vezes pelo método da sedimentação de Utermöhl (1958). Através de transectos horizontais e verticais, tantos quanto foram necessários para que fossem contados, no mínimo, 100 indivíduos da espécie mais freqüente, de modo que o erro fosse inferior a 20% e o coeficiente de confiança acima de 95%. O tempo de sedimentação foi de três horas para cada centímetro de altura da câmara (MARGALEF, 1983). Os resultados foram expressos em densidade (ind.ml⁻¹) e calculados de acordo com a fórmula descrita por Ross (1979).

$$\text{Ind. ml}^{-1} = [n / (s \cdot c)] \cdot [1/h] \cdot F$$

Onde:

n= número de indivíduos contados

s= superfície do campo (mm²)

c= número de campos contados

h= altura da câmara de sedimentação

F= fator de correção para mililitro (10³ mm³. ml⁻¹)

C) Espécies descritoras: utilizou-se o conceito de espécie descritora considerando-se um nível de corte de 5% da densidade total da comunidade fitoplanctônica dos tanques estudados. Este nível de corte consegue selecionar espécies que contribuíram com 70% ou mais para a biomassa total, de acordo com Sommer et al.,(1993).

D) Clorofila-a: As amostras foram coletadas em frascos de polietileno e concentradas sob pressão negativa, em filtros de fibra de vidro Whatman GF/C de 47 mm de diâmetro. Como solvente foi utilizado acetona 90%. Após 24 horas de extração, no escuro e à baixa temperatura, as medidas de absorvância dos extratos foram lidas em espectrofotômetro a 665nm e 750nm de comprimento de onda, antes e após a acidificação com HCl a 1N. As concentrações de clorofila-a e feofitina foram obtidas através da fórmula proposta por Nusch (1980):

$$\text{Clorofila a } (\mu\text{gL}^{-1}) = 29,6 * (A_b^{665} - A_a^{665}) * (v / (V * 1))$$

$$\text{Feofitina } (\mu\text{gL}^{-1}) = 20,8 * (A_a^{665}) * (v / (V * 1)) - \text{Clor a}$$

Onde: $A_b = A_b^{665} - A_b^{750}$ = Absorvância antes da acidificação

$A_a = A_a^{665} - A_a^{750}$ = Absorvância após acidificação

v = volume do extrato (mL)

V = volume filtrado (L)

1 = comprimento da cubeta (cm)

4.0 Índice de Estado Trófico (IET)

O Índice do Estado Trófico adotado foi o de Carlson (1977) modificado por Toledo Jr *et al.* (1983) para ambientes tropicais, a partir de fórmulas que consideram as medidas de visibilidade do disco de Secchi e as concentrações de clorofila a, fósforo solúvel reativo e fósforo total. Também foi calculado o IET médio de todos os ecossistemas avaliados. As fórmulas são descritas a seguir:

$$\text{IET (DS)} = 10 (6 - \frac{0,64 + \ln \text{DS}}{\ln 2})$$

$\ln 2$

$$\text{IET (CHL)} = 10 (6 - \frac{2,04 - 0,695 \ln \text{CHL}}{\ln 2})$$

$\ln 2$

$$\text{IET (PSR)} = 10 (6 - \frac{\ln (21,67 / \text{PSR})}{\ln 2})$$

$\ln 2$

$$\mathbf{IET (PT)} = 10 (6 - \ln(80,32/PT))$$

ln2

$$\mathbf{IET (m)} = \frac{\mathbf{IET (DS)} + 2[(\mathbf{IET (PT)} + \mathbf{IET (PSR)} + \mathbf{IET (CHL)})]}{7}$$

7

Onde:

IET (DS) = índice de estado trófico para o disco de Secchi

IET (CHL) = índice de estado trófico para a clorofila *a*

IET (PSR) = índice de estado trófico para o fósforo solúvel reativo

IET (PT) = índice de estado trófico para o fósforo total

IET (m) = índice de estado trófico médio

O critério para a classificação de acordo com este índice foi: oligotrófico ($IET \leq 44$), mesotrófico ($44 \leq IET \leq 54$) e eutrófico ($IET \geq 54$).

3.10 Tratamento estatístico

A comparação entre os tratamentos para avaliar a eficiência dos probióticos foi realizada através do estudo de parcelas subdivididas no tempo, com três tratamentos e na subparcela os períodos experimentais tratados como efeito secundário, no delineamento inteiramente casualizado com 3 repetições, totalizando 18 parcelas. Os dados foram analisados pelo programa estatístico SAS (2003).

Para que pudesse ser feito a ANOVA foi necessário que os dados atendessem algumas pressuposições. Assim, testou-se a normalidade pelo teste de Shapiro-Wilk. Quando o resultado indicou que não havia desvio significativo da normalidade, testou-se a homocedasticidade pelo teste de Levene. Satisfeita essas premissas, foi aplicado a ANOVA para comparar se as médias diferem estatisticamente entre si. Quando as médias entre os tratamentos diferiram estatisticamente entre si ao nível de significância de 5%, foi aplicado o teste de Duncan. De acordo com o teste de Duncan, duas médias são estatisticamente diferentes toda vez que o valor absoluto da diferença entre elas for igual ou maior que a

diferença mínima significativa. Para verificar a força de associação entre duas variáveis foi utilizada a análise de correlação de Spearman.

4.0 RESULTADOS

4.1 Precipitação

Os valores de pluviosidade relacionados com os períodos em que foram realizadas as coletas estão mostrados na figura 03.

Os valores obtidos estão de acordo com o padrão climático que o Município de Areia/PB apresenta, onde ocorrem dois períodos distintos, um chuvoso e de clima mais frio durante os meses de junho a agosto; e um período mais quente e menor pluviosidade, que inicia em setembro (MAYO & FEVEREIRO, 1981). Os maiores valores de precipitação ocorreram nos meses de junho (212,2 mm), julho (319,6) e agosto (183,4 mm)

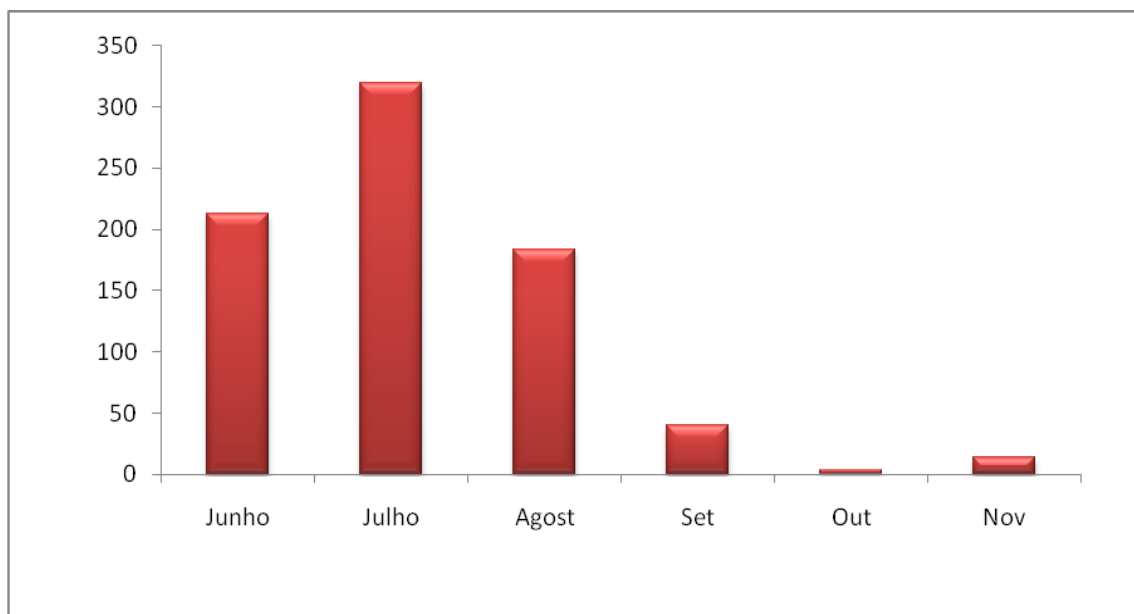


Figura 03: Valores mensais de precipitação pluviométrica, da cidade de Areia- PB, dos meses de junho a novembro 2009. Fonte: AESA.

4.2 Aspectos físicos da água

4.2.1 Temperatura e transparência da água

A temperatura da água foi mais elevada durante o período seco, em função das condições climáticas locais, correspondendo ao verão, o que evidenciou diferença significativa ($p < 0,01$) ao longo do tempo para todos os tratamentos (figura 04).

Os tanques fertilizados com e sem probióticos revelaram diferença significativa para as médias, em relação aos tanques controles ($p < 0,05$) de acordo com a tabela 04. A identificação dessas diferenças foi constatada pelo teste de Duncan, conforme mostrado na

tabela 03. Esta diferença de temperaturas deve-se ao fato dos tanques controles estarem localizados em uma região mais arborizada, dessa forma a radiação solar foi atenuada e a água apresentou menores temperaturas.

Esta variável apresentou forte correlação nos diferentes tratamentos, com a biomassa dos peixes e com o fósforo total (tabelas 14, 15 e 16).

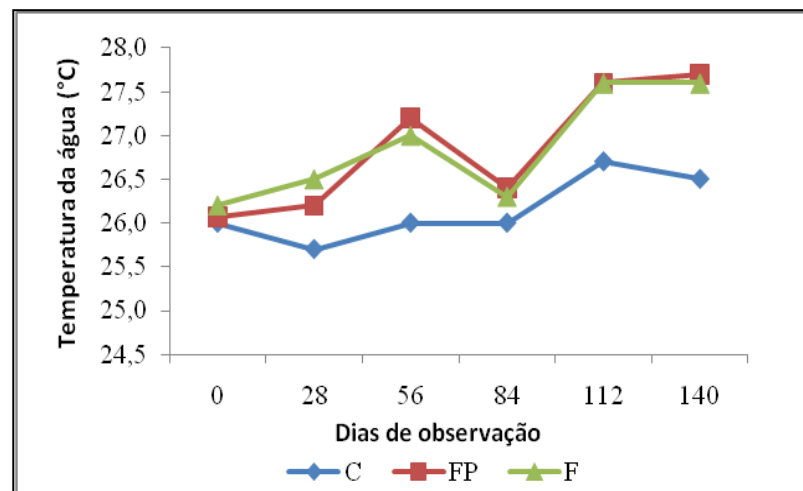


Figura 04: Variação dos valores da temperatura (°C) da água nos tanques experimentais a cada 28 dias. C=Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

Tabela03: Teste de Duncan para as médias da temperatura (°C) que diferiram estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.

Variável	Médias dos Tratamentos		
	C	FP	F
Temperatura (°C)	26,17a	26,87b	26,90b

*Médias seguidas pela mesma letra, dentro da mesma linha, não diferem entre si.

C= controle; FP= tanques fertilizados com probióticos e F= tanques fertilizados sem probióticos

A transparência da água teve valores médios similares para os tanques experimentais controles e os fertilizados com e sem probióticos, sem diferenças estatística ($p < 0,05$) (tabela 04).

O padrão de variação da transparência da água diferiu ao longo dos dias de observação ($p < 0,01$) (figura 05 e 06). Observou-se que esta variável foi mais acentuada nos primeiros meses, declinando nos meses de chuvas com valores baixos até o início da estação seca quando houve aumento com variação até o final dos meses que apresentaram menores índices pluviométrico.

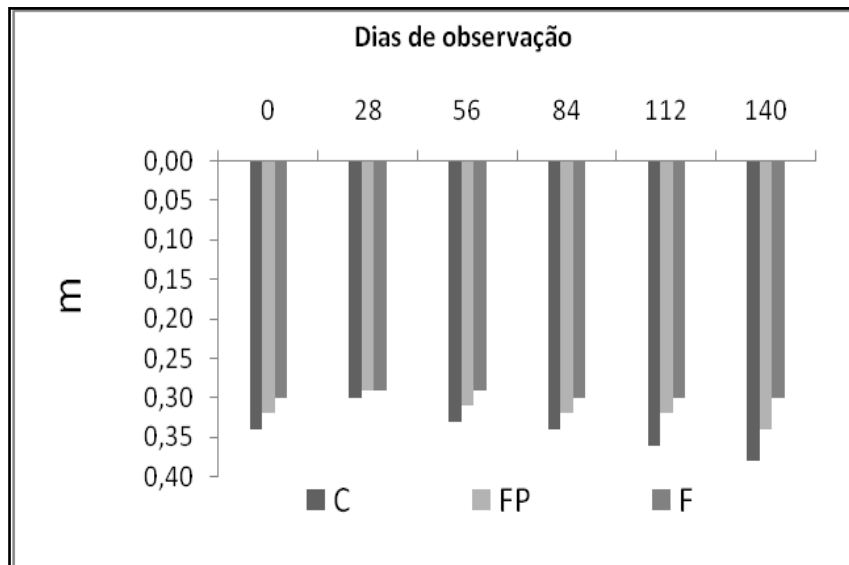


Figura 05: Variação dos valores da transparência da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= tanques controles; FP= tanques fertilizados e com probióticos e F= tanques fertilizados e sem probióticos.

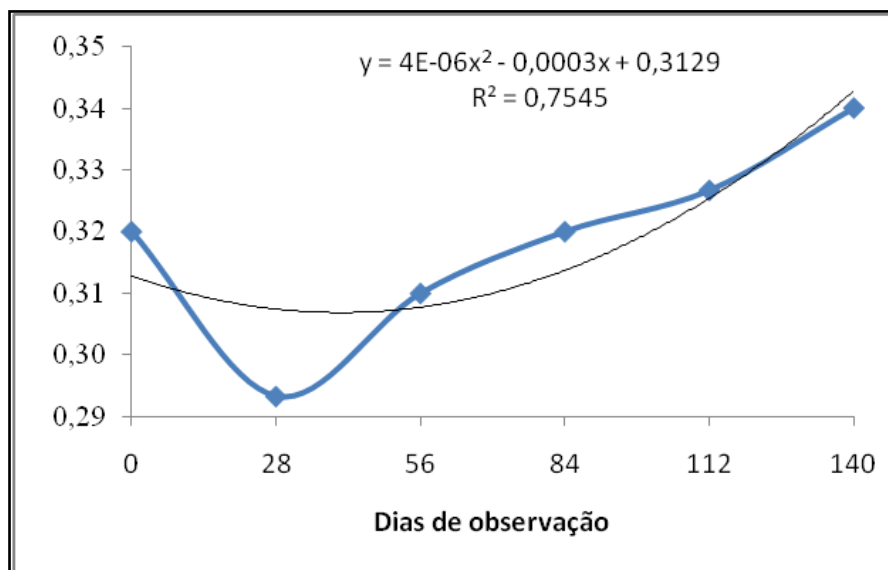


Figura 06: Variação dos valores da média geral da transparência a cada 28 dias de observação.

Tabela 04: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis temperatura e transparência da água dos tanques experimentais.

	Temperatura	Transparência
Estadística	(°C)	(m)
Tratamentos(T)	22,90 ^{**}	0,98 ^{ns}
Dias de observação (D)	13,73 ^{**}	28,46 ^{**}
Interação TxD	0,89 ^{ns}	5,85 ^{**}
CV% (Tratamento)	1,76	5,53
Dias	Médias	
0	27,27	0,32
28	25,3	0,29
56	25,92	0,31
84	25,93	0,32
112	25,92	0,33
140	27,05	0,34
Linear	**	*
Quadrática	ns	**
R ² (%)	78	88

* Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

4.3 Química da água

As médias de pH variaram de aproximadamente neutro (6,5), inicialmente, à levemente alcalino (8,0) no final do estudo com diferenças estatística significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$) (tabela 05).

Considerando a variação temporal em todos os tratamentos, com um aumento no 28° e no 84°, quando atingiu o valor máximo, posteriormente decrescendo e novamente elevando os valores até o final do experimento. O período em que ocorreu aumento nos valores de pH foi quando se observou aumento da clorofila-a, o que se explica pela fato do processo fotossintetizante ter promovido a redução da concentração de gás carbônico. Os valores do pH embora tenham apresentado forte correlação negativa com o gás carbônico (tabelas 14, 15 e 16), se manteve mais neutro que alcalino mesmo quando a clorofila -a se encontrava alta. Este fato foi decorrente dos valores da alcalinidade que exerceu ação tamponante.

A alcalinidade apresentou valores com variações em intervalos próximos nos tanques experimentais, controles e os fertilizados com e sem probióticos diferindo ao longo do tempo ($p < 0,05$) (tabela 05) representado na figura 07 e 08 –b. Houve valores mais elevados no início

do experimento, provavelmente devido à aplicação da calagem (cal virgem) para desinfecção e calcário dolomítico para fertilização, realizada antes da entrada dos peixes.

Provavelmente a dureza total como a alcalinidade, apresentou comportamento similar entre os tratamentos, com maiores valores no início do experimento, decorrente também da aplicação da calagem (figura 07 e 08 -c). Os valores médios para esta variável, quando comparado entre os tratamentos e ao longo do tempo foram consideradas sem significância estatística ($p>0,05$) (tabela 05).

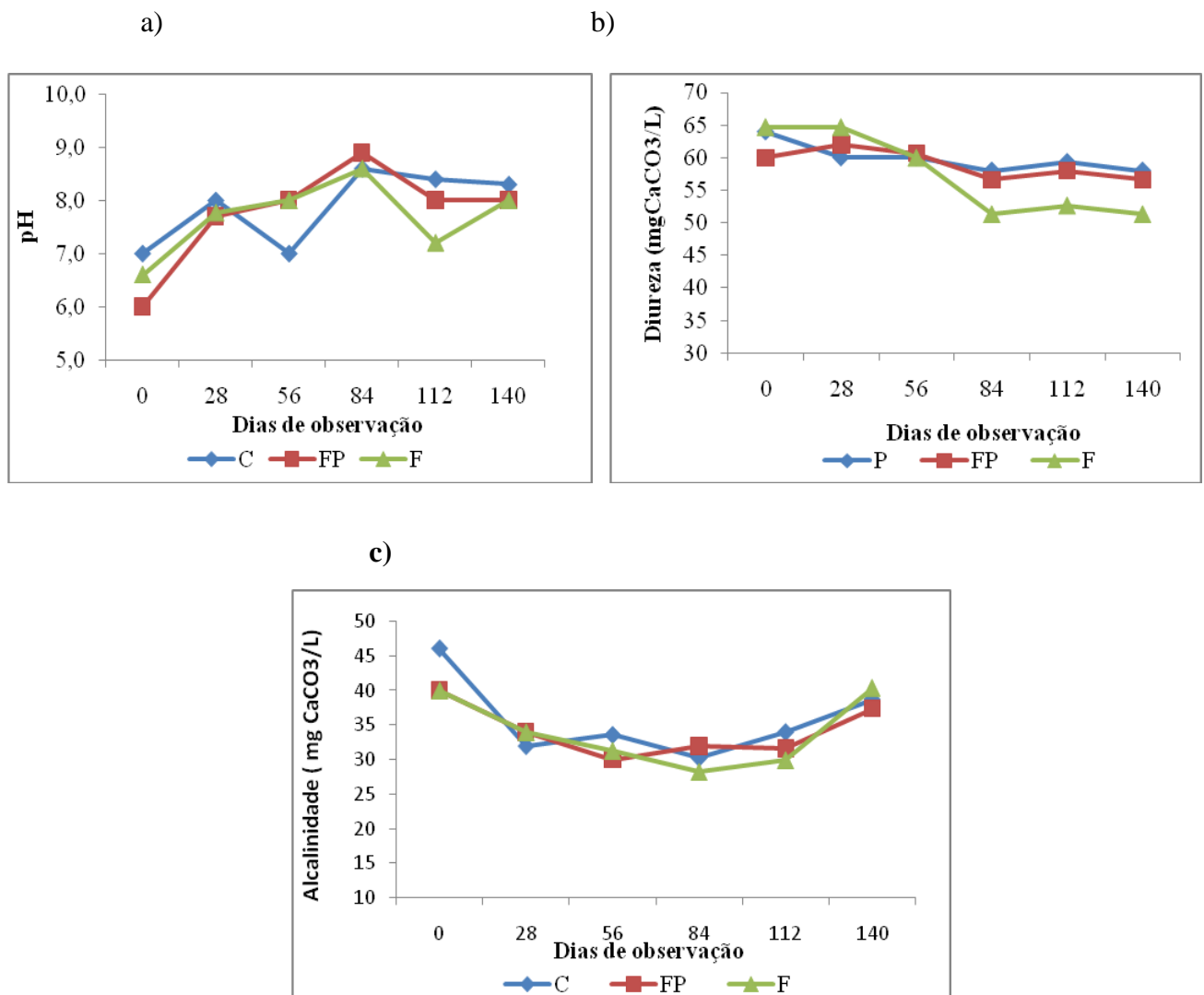


Figura07: Variação dos valores do pH (a), dureza (b) e alcalinidade (c) da água dos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

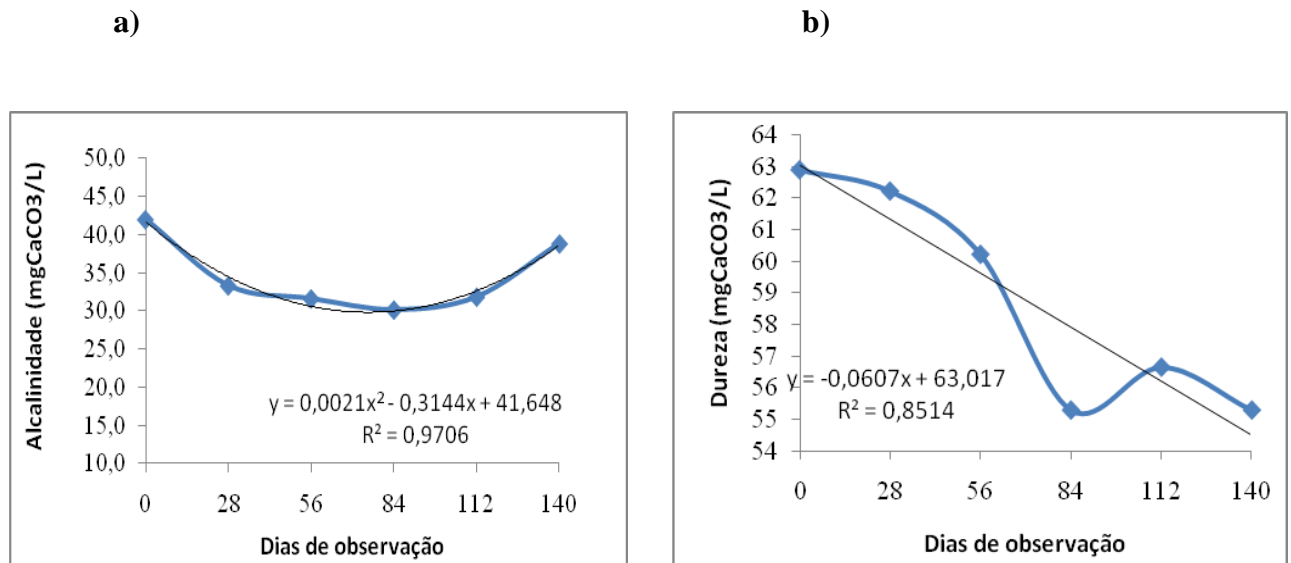


Figura 08: Variação dos valores da média geral da alcalinidade (a) e dureza (b) da água dos tanques experimentais às observação feitas a cada 28 dias.

Tabela 05: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis pH, dureza e alcalinidade da água dos tanques experimentais.

Estatística	Variáveis		
	pH	Dureza (mgCaCO ₃ /L)	Alcalinidade (mgCaCO ₃ /L)
Tratamentos (T)	9,73 [*]	0,01 ^{ns}	0,03 ^{ns}
Dias (D)	23,09 ^{**}	3,01 [*]	4,50 ^{**}
Interação T x D	6,22 ^{**}	1,24 ^{ns}	0,67 ^{ns}
CV % (Tratamento)	5,55	18,9	14,74
Dias	Médias		
0	6,5	62,89	42
28	7,4	62,22	33,33
56	7,7	60,22	31,64
84	8,7	55,31	30,18
112	7,9	56,66	31,87
140	7,4	55,31	38,83
Linear	*	ns	ns
Quadrática	**	*	**
R² (%)	41	8	11

* Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

As águas dos tanques apresentaram-se bem oxigenadas (figura 09-a) ocorrendo médias que diferiram estatisticamente entre os sistemas experimentais (>0,05) (tabela 06 e 09). Os tanques controles apresentaram valores mais elevados em relação aos tanques fertilizados com e sem probióticos. Essas diferenças se atribuem ao fato dos tanques controles terem sido submetidos à menor número de fertilização.

Durante o período de cultivo houve diferenças estatísticas significativas da concentração de oxigênio dissolvido na água de todos os tanques experimentais ($p < 0,01$) (figura 09 –a). Constatou-se menores valores no início e no final do experimento. O valor máximo ocorreu no 84º dia. Os valores de oxigênio dissolvido apresentaram-se positivamente correlacionados com o aumento da clorofila *a* (tabela 14, 15 e 16).

As concentrações de gás carbônico nos tanques com os diferentes tratamentos (figura 09-b) apresentaram perfis inversos às concentrações do oxigênio dissolvido: menores valores nos controles e maiores nos tanques experimentais fertilizados com e sem probióticos. Os valores das médias para esta variável foram consideradas estatisticamente significativas ($p > 0,05$) (tabela 06). As diferenças entre as médias dos diferentes tratamentos foram registradas pelo teste de Duncan (tabela 09).

Foram observadas diferenças significativas para os dias de análise ($p < 0,05$) indicando forte influência do tempo (tabela 06). Constatou-se aumento significativo no 56º dia nos tanques controles, diferente dos tanques fertilizados com e sem probióticos os quais apresentaram o mesmo padrão. Ocorreu aumento nos valores da concentração de gás carbônico também houve diminuição da densidade fitoplanctônica, constatado pela forte correlação negativa entre gás carbônico e clorofila-a (tabela 14, 15 e 16.).

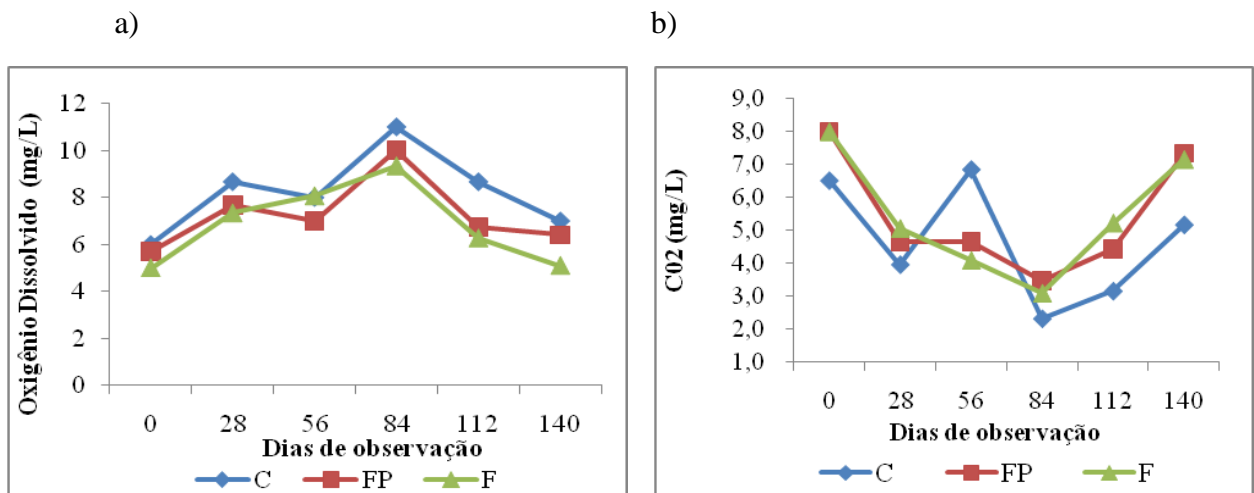


Figura 09: Variação dos valores do oxigênio dissolvido (a) e gás carbônico (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

A DBO_5 diferiu estatisticamente ($< 0,05$) tanto entre os tratamentos como ao longo do período experimental (tabela 06). Os valores médios mais elevados foram registrados nos tanques fertilizados e sem probióticos (figura 10). Também se observou maiores valores médios para os tanques controles e as menores médias para os tanques fertilizados e com

probióticos . A identificação dessas diferenças foi registrada pelo teste de Duncan, conforme mostrada na tabela 09.

Ao longo do período de observação os valores elevaram-se de forma acentuada nos primeiros 28 dias do experimento e declinaram no 56º dias aumentando novamente no 84º para todos os tratamentos. Houve nova redução no 112º dia, destacando os tanques fertilizados e com probióticos que apresentaram uma redução significativa em relação aos tanques controles e aos tanques fertilizados e sem probióticos (figura 10). Os maiores aumentos em termos de DBO₅, nos tanques de piscicultura, são provocados por despejos de origem predominantemente orgânica decorrente de restos da ração não consumida somada aos dejetos dos peixes.

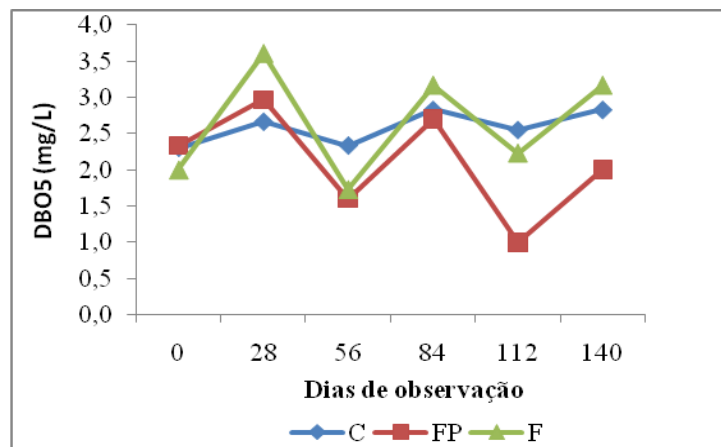


Figura 10: Variação dos valores da demanda bioquímica de oxigênio (DBO₅) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

Em relação à condutividade elétrica observa-se na tabela através do teste ANOVA ($p < 0,01$) que os dados apresentaram variação temporal significativo (tabela 06).

As amostras de água coletadas nos tanques controles apresentaram menores valores em relação aos tanques fertilizados com e sem probiótico (figura 11). Os valores elevados para condutividade elétrica nos tanques experimentais fertilizados com e sem probióticos estão relacionados à adição de fertilizantes que foram mais freqüentes que nos tanques controles, acarretando acréscimo na concentração de íons nestes ambientes.

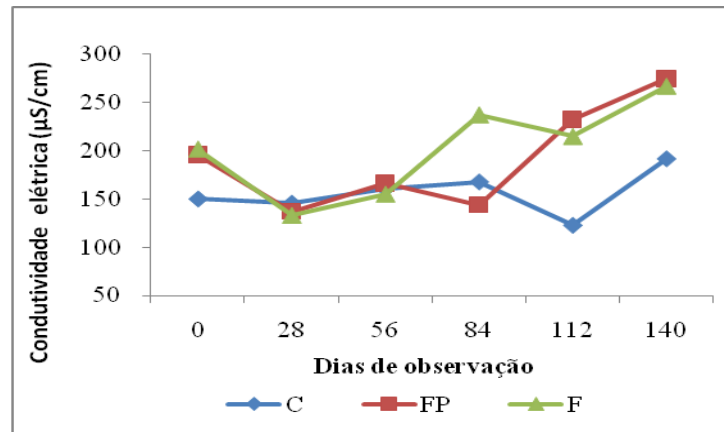


Figura11: Variação dos valores da condutividade elétrica da água nos tratamentos e a cada 28 dias de observação C= tanques controles; FP= tanques fertilizados e com probióticos e F= tanques fertilizados e sem probióticos.

Tabela 06: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis oxigênio dissolvido (O.D), gás carbônico (CO₂), demanda bioquímica de oxigênio (DBO₅) e condutividade elétrica água dos tanques experimentais.

Estatística	Variáveis			
	O.D (mg/L)	CO ₂ (mg/L)	DBO ₅ (mg/L)	Condutividade elétrica (µS/cm)
Tratamentos(T)	5,30*	18,14*	5,9*	21,16**
Dias (D)	49,88**	57,11**	4,52**	24,80**
Interação T x D	5,75**	6,90**	0,94 ^{ns}	7,08**
CV%(Tratamento)	10,18	12,47	30	11,63
Dias	Médias			
0	5,6	7,5	2,2	182,67
28	7,9	4,6	3,1	138,67
56	7,1	5,2	1,9	160,67
84	10,7	3,0	2,9	183,00
112	7,2	4,3	1,9	190,00
140	6,2	6,6	2,7	244,33
Linear	ns	ns	ns	**
Quadrática	**	**	ns	**
R ² (%)	40	56	-	39

*Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

4.3.1 Série nitrogenada

Em relação aos nutrientes nitrogenados inorgânicos o teste ANOVA não constatou diferenças significativas ($p > 0,05$) entre as médias dos tratamentos (tabela 07). Ao longo dos meses verificou-se diferenças significativas para N-amoniaco. Observou aumentos e quedas nas concentrações de N-amoniaco durante todo período experimental. Esse aumento resultou

do acúmulo da adição desses nutrientes pela fertilização principalmente nos tanques fertilizados com e sem probióticos e os períodos de reduções pode ser vista como consumo desses nutrientes pelo fitoplâncton.

O N- amoniacal foi à forma predominante, seguida de nitrato e nitrito, nos três tratamentos (figura 12 a, b e c).

Os valores de nitrito apresentaram pequenas oscilações se comportando de forma bastante irregular. Este comportamento é explicado pela sua instabilidade na presença de oxigênio. As concentrações de nitrato apresentaram médias similares nos tanques experimentais, observou que as concentrações de nitrato foram mais elevadas que as concentrações de nitrito este fato nos permitem inferir que existe grande ação de bactérias nitrificantes.

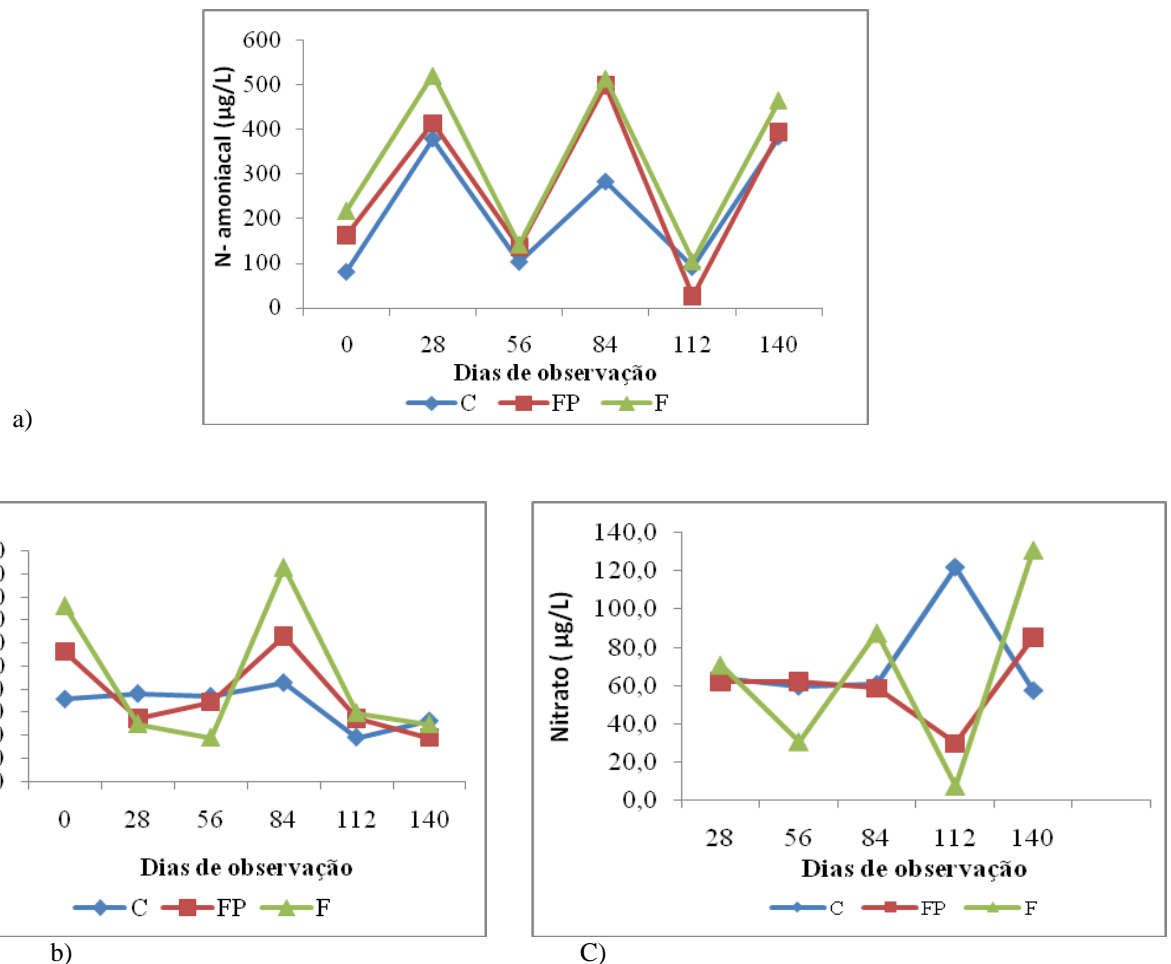


Figura 12: Variação dos valores do N- amoniacal (a), nitrito (b) e nitrato (c) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

Tabela 07: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis N- amoniacal, nitrito e nitrato da água dos tanques experimentais.

Estatísticas	Variáveis		
	N- amoniacal (µg/L)	Nitrito (µg/L)	Nitrato (µg/L)
Tratamentos(T)	3,23 ^{ns}	0,02 ^{ns}	1,11 ^{ns}
Dias (D)	4,43 ^{**}	0,62 ^{ns}	2,12 ^{sn}
Interação TxD	0,22 ^{ns}	1,46 ^{ns}	0,45 ^{ns}
CV% (Tratamento)	86,55	83,84	96,34
Dias	Médias		
0	154,0	11,2	64,3
28	438,8	6,0	65,6
56	127,3	6,0	50,8
84	433,0	13,2	68,9
112	73,8	5,1	53,1
140	415,1	4,7	91,2
Linear	ns	ns	ns
Quadrática	ns	ns	ns
R ² (%)	-	-	-

*Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

4.3.2 Série fosfatada

Os compostos fosfatados apresentaram diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos e os dias de observação (tabela 08).

As concentrações de fósforo total (figura 13-a) se mantiveram de forma crescente durante todo o período experimental. Os tanques fertilizados sem probiótico exibiram um acréscimo significativo no início do experimento. A partir do mês de setembro os valores de fósforo total aumentaram gradativamente em todos os tratamentos. O comportamento em relação às concentrações de fósforo total evidenciou que além do acúmulo desse nutriente resultante das fertilizações, os peixes influenciou no ciclo do fósforo, evidenciada correlação positiva significativa (tabelas 14, 15 e 16).

Através da aplicação do teste de Duncan foi possível observar que a média dos tanques controles diferiu estatisticamente em relação aos tanques experimentais fertilizados com e sem probióticos (tabela 09). Assim, esta diferença pode estar relacionada à assimilação do ortofosfato pelo fitoplâncton em diferentes momentos do experimento, podendo ser evidenciada através da correlação de Spearman, indicando forte correlação negativa dessa variável com a clorofila *a* nos tanques controles e nos tanques fertilizados com e sem probióticos (tabelas 14, 15 e 16).

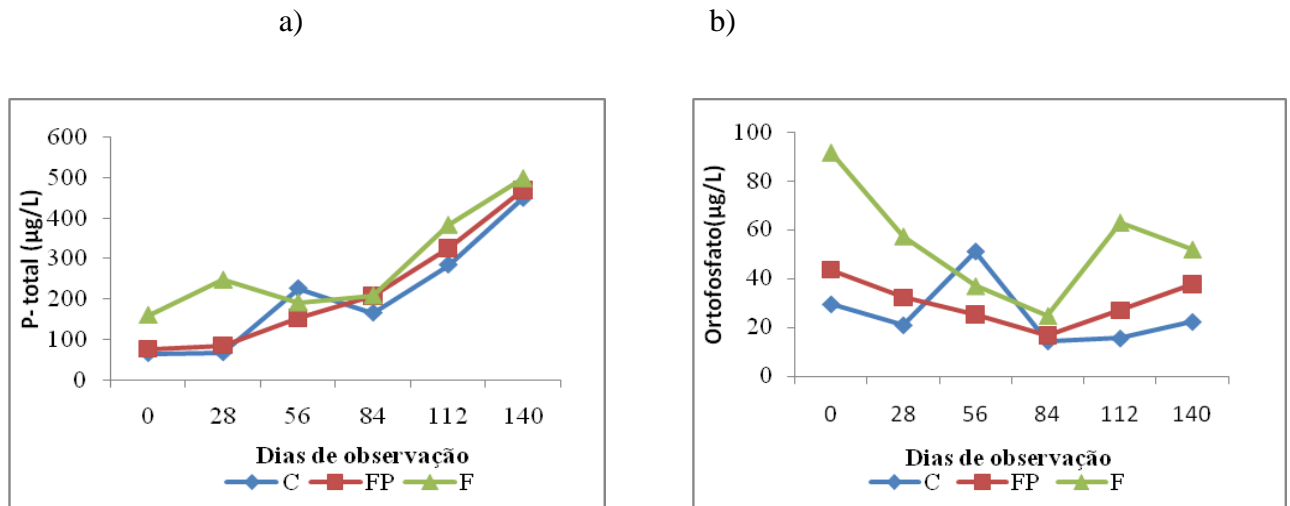


Figura 13: Variação dos valores do fósforo total (a), e ortofosfato (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

Tabela 08: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis fósforo total e ortofosfato da água dos tanques experimentais.

Estatística	Fósforo total	Ortofosfato
	(µg/L)	(µg/L)
Tratamentos(T)	9,37*	46,9**
Dias (D)	19,54**	10,12*
CV% (Trat)	36,62	29,95
Dias	Médias	Médias
0	101,2	54,9
28	133,6	36,8
56	190,5	37,8
84	194,1	18,6
112	330,7	35,2
140	472,1	37,3
Linear	**	*
Quadrática	**	**
R ² (%)	41	18

* Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

Tabela 09: Teste de Duncan para as médias das variáveis limnológicas que diferiram estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.

Variáveis	Médias dos Tratamentos		
	C	FP	F
pH	7,98a	7,62b	7,40b
O ₂ D	7,7a	7,69a	6,83b
CO ₂	4,66a	5,42b	5,45b
DBO ₅	2,55ab	2,11a	2,65b
Condutividade elétrica	156,33a	191,88b	201,7b
Fósforo total	209,51a	221,84ab	281,40b
Ortofosfato	25,05a	30,0a	53,88b

*Médias seguidas pela mesma letra, dentro da mesma linha, não diferem entre si.

C= controle; FP= tanques fertilizados com probióticos e F= tanques fertilizados sem probióticos

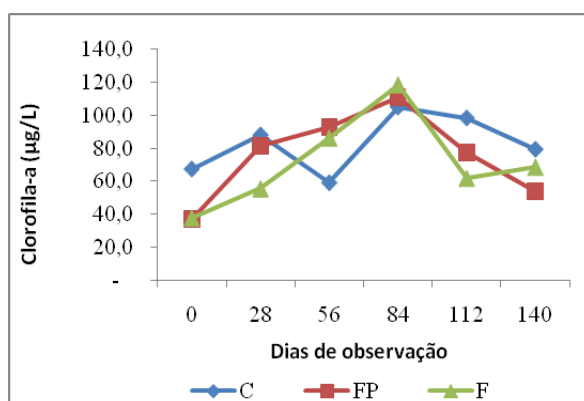
4.4 Parâmetros Biológicos

4.4.1 Clorofila *a*

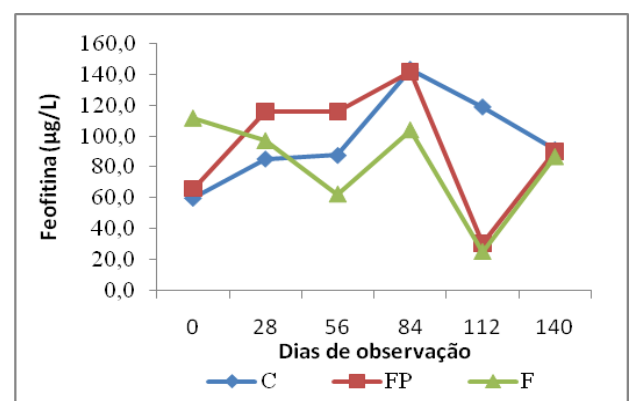
A clorofila *a* teve forte registro de forte correlação negativa com o ortofosfato (tabela 14, 15 e 16).

O padrão de variação da clorofila *a*, nos tanques experimentais diferiram estatisticamente entre si, ao nível de 5 % de significância, e ao longo dos dias de observação (tabela 10 e 11).

Entretanto as concentrações de feofitina não apresentaram diferenças estatisticamente significativas entre os tratamentos (tabela 10), diferindo significativamente ao longo dos dias de cultivo (fig.14-b).



a)



b)

Figura 14: Variação dos valores da clorofila *a* (a) feofitina (b) da água nos tanques experimentais em relação aos tratamentos e a cada 28 dias de observação. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

Tabela10: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis clorofila a e feofitina da água dos tanques experimentais.

Estatísticas	Variáveis	
	Clorofila (µg/L)	Feofitina (µg/L)
Tratamentos(T)	10,13**	2,25 ^{ns}
Dias (D)	74,66**	5,24**
Interação TxD	14,36**	2,87 ^{ns}
CV% (Tratamento)	9,41	34,11
Dias	Médias	
0	47,56	79,22
28	75,00	99,44
56	79,33	88,56
84	111,44	129,67
112	79,22	58,22
140	67,33	89,33
Linear	*	ns
Quadrática	**	ns
R ² (%)	50	-

* Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

Tabela 11: Teste de Duncan para as médias da clorofila que diferiu estatisticamente pelo teste ANOVA ao nível de significância de 5%.

Variáveis	Médias dos Tratamentos		
	C	FP	F
Clorofila <i>a</i>	82,83a	75,61b	71,5b

*Médias seguidas pela mesma letra, dentro da mesma linha, não diferem entre si.

C= controle; FP= tanques fertilizados com probióticos e F= tanques fertilizados sem probióticos.

4.4.2 Índice do estado trófico

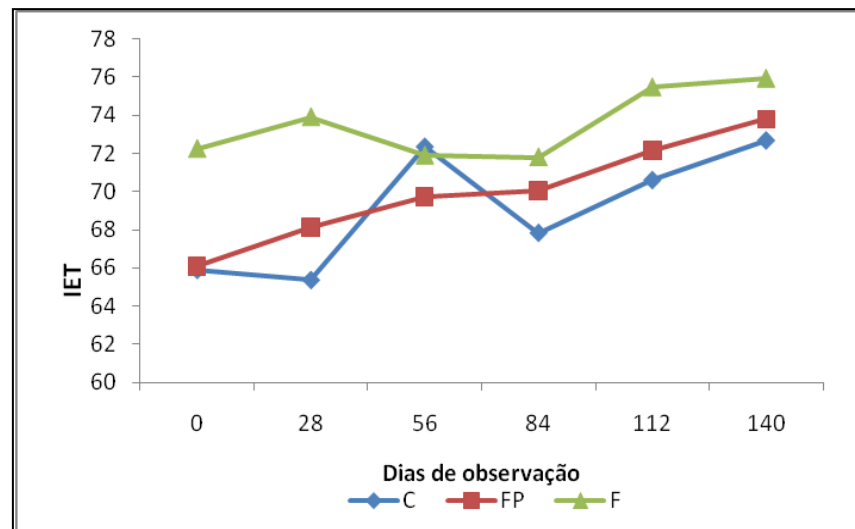


Figura 15: Variação do Índice de Estado Trófico ponderado (IET-médio) durante o período de estudo nos tanques experimentais. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

A média anual do IET ponderado (IET-médio) nos tanques experimentais esteve na faixa de condições hipereutrófica (figura 15). Os IETs obtidos dos dados de visibilidade do Disco de Sechi, Fósforo Total e clorofila *a* apontaram condições hipereutróficas, enquanto os dados obtidos do Fósforo Reativo Solúvel refletiram condições oligotróficas, em sua maioria (13-b). Isto se deve, em parte, ao fato destes ambientes enriquecidos com fósforo favorecendo aumento da clorofila *a*, e baixos valores de transparência.

4.5 Comunidade Fitoplanctônica

4.5.1 Composição da comunidade fitoplanctônica

A composição da comunidade fitoplanctônica dos três sistemas experimentais totalizou 84 táxons genéricos e infra- genéricos pertencentes a sete classes taxonômicas (figura 16), sendo identificados 63 táxons no controle, 61 táxons nos tanques fertilizados com probióticos, e 62 táxons nos tanques fertilizados sem probióticos. Para os três tratamentos a maior representação foi da classe Chlorophyceae (48%) seguida da classe Euglenophyceae

(24%), Bacillariophyceae (12%), Cyanobacteria(8%), Chlamydomphyceae (4%), Zygnemaphyceae (3%) e Dynophyceae (1%).

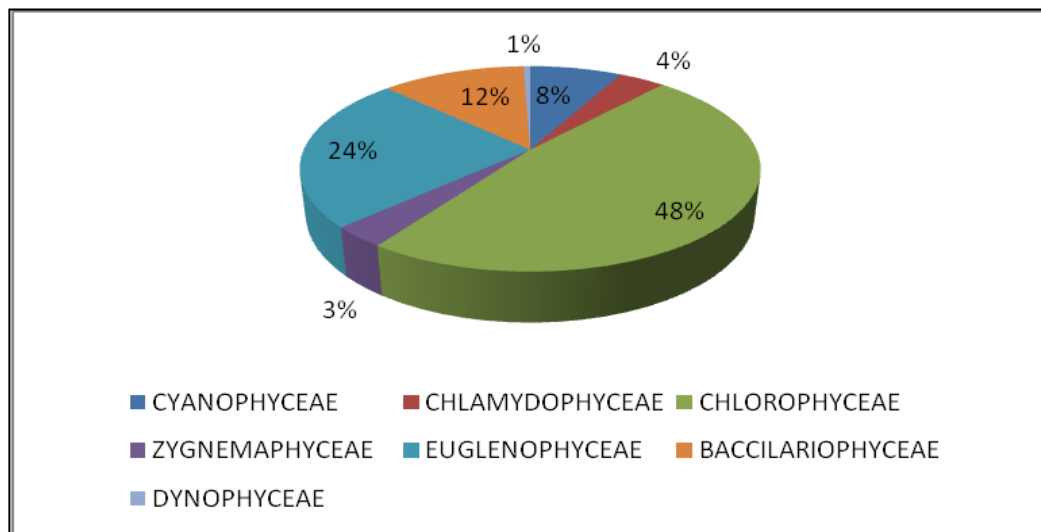


Figura 16: Contribuição das classes fitoplanctônica de espécies nos tratamentos.

De acordo com o teste ANOVA, não foram observadas diferenças significativas entre as médias dos sistemas experimentais, em relação à riqueza das espécies ($p > 0,05$). As espécies *Eudorina elegans*, *Pandorina morum*, *Actinastrum hantzschii*, *Coelastrum microporum*, *Closterium parvulum*, *Crucigenia crucífera*, *Oocystes lacustre*, *Pediastrum duplex*, *Scenedesmus acuminatus*, *Scenedesmus quadricauda*, *Schroederia indica*, *Tetraedron minimum*, *Chlorella sp.*, *Euglena caudata*, *Trachelomonas volvocina*, *Aulacoseira itálica*, *Staurastrum tetracerum* foram freqüentes nos três tratamentos. *Quadrigula pfitzeri*, *Scenedesmus bijugas*, *Scenedesmus dimorphus*, *Euglena acus*, *Phacus arbuticularis*, *Aulacoseira granulata*, *Gomphonema parvulum*, *Pinnularia viridis* presentes nos tanques controles e fertilizados com probióticos. E *Chroococcus sp.*, *Merismopedia punctata*, *Ankistrodemus bibraianus*, *Botryococcus braunii*, *Scenedesmus armatus*, *Scenedesmus bicaudatus*, *Gomphonema gracile* *Amphora copulata* ocorreram apenas nos tanques fertilizados sem probióticos (tabela 12).

Tabela 12: Relação dos táxons genéricos e infra-genéricos identificados nos tratamentos.**CYANOPHYCEAE**

Anabaena sp (Bory ex Flahault 1888)
Aphanocapsa elachista (Nageli 1849)
Chroococcus sp (Nageli 1849)
Cylindrospermopsis raciborskii (Woloszynska)
 Seenayya & Subba Raju 1972)
Merismopedia punctata (Meyen 1839)
Merismopedia sp (Meyen 1839)
Oscillatoria tenuis (Vaucher ex Gomont 1892)
Pseudoanabaena sp (Laurterborn 1915)
Spirulina laxissima (Turpin ex Gomont 1892)

CHLAMYDOPHYCEAE

Eudorina elegans (Ehrenberg 1832)
Pandorina morum (Bory de St. Vicent 1824)

CHLOROPHYCEAE

Actinastrum hantzschii (Lagerheim 1882)
Ankistrodemus bibratianus (Corda 1838)
Ankistrodesmus falcatus (Corda 1838)
Botryococcus braunii (Kutzing 1849)
Chlorella sp (Beijerinck 1890)
Coelastrum microporium (Nageli in Kutzing 1849)
Coelastrum reticulatum (Nageli in Kutzing 1849)
Crucigenia fenestrada (Morrem 1830)
Crucigenia rectangularis (Morrem 1830)
Crucigenia tetrapedia (Morrem 1830)
Dictyophaerium pulchellum (Nageli 1849)
Micractinium pussillum (Fresenius 1858)
Monoraphidium arcuatum (Komárková- Legnerová 1869)
Oocystis borgei (Nageli 1855)
Oocystis lacustre (Nageli 1855)
Pediastrum duplex (Meyen 1829)
Pediastrum tetras (Meyen 1829)
Quadrigula pfützeri (Printz 1915)
Scenedesmus acuminatus (Meyen 1829)
Scenedesmus arcuatus (Meyen 1829)
Scenedesmus armatus (Meyen 1829)
Scenedesmus bicaudatus (Meyen 1829)
Scenedesmus bijugas (Meyen 1829)
Scenedesmus dimorphus (Meyen 1829)
Scenedesmus ecornis (Meyen 1829)
Scenedesmus quadricauda (Meyen 1829)
Schroederia indica (Lemmermann 1898)
Tetraedron caudatum (Kutzing 1845)
Tetraedron gracilis (Kutzing 1845)
Tetraedron minimum (Kutzing 1845)
Tetraedron regulare (Kutzing 1845)
Tetraedron sp (Kutzing 1845)
Tetraedron trigonum (Kutzing 1845)

Tetraedron victoriae (Kutzing 1845)

Tetrastrum elegans (Kutzing 1845)

ZYGNEMAPHYCEAE

Closterium parvulum (Nitzschb ex Ralfs 1848)
Closterium sp (Nitzschb ex Ralfs 1848)
Staurastrum leptocladum (Meyen ex Ralfs 1848)
Staurastrum tetracerum (Meyen ex Ralfs 1848)

EUGLENOPHYCEAE

Euglena acus (Ehrenberg 1830)
Euglena amphypyrrhenica (Ehrenberg 1830)
Euglena caudata (Ehrenberg 1830)
Euglena ehrenbergii (Ehrenberg 1830)
Euglena oxyuris (Ehrenberg 1830)
Euglena spirogyra var. *spirogyra* (Ehrenberg 1830)
Euglena spirgyra var. *fusca* (Ehrenberg 1830)
Lepocincles salina (Perty 1852)
Lepocinclis ovum (Perty 1852)
Lepocinclis salina (Perty 1852)
Phacus arbuticularis (Dujardin 1941)
Phacus curvicauda (Dujardin 1941)
Phacus longicauda (Dujardin 1941)
Phacus sp (Dujardin 1941)
Strombomonas fluvicittis (Deflandre 1930)
Trachelomonas armata (Ehrenberg 1833)
Trachelomonas bacillifera (Ehrenberg 1833)
Trachelomonas klebsii (Ehrenberg 1833)
Trachelomonas raciborskii (Ehrenberg 1833)
Trachelomonas volvocina (Ehrenberg 1833)
Trachelomonas volvocinopsis (Ehrenberg 1833)

DYNOPHYCEAE

Peridinium umbaratum (Ehrenberg 1832)

BACILLARIOPHYCEAE

Amphora copulata (Ehrenberg ex Kutzing 1844)
Aulacoseria granulata (Thwaites 1848)
Aulacoseira italica (Thwaites 1848)
Cyclotella meneghiniana ((Kutzing) Brébisson 1838)
Diadesmis sp (Kutzing 1844)
Fragilaria capucina (Lyngbya 1819)
Gomphonema gracile (Ehrenberg 1832)
Gomphonema parvulum (Ehrenberg 1832)
Gyrosigma jason (Hassall 1845)
Navicula sp (Bory 1822)
Pinnularia viridis (Ehrenberg 1843)
Synedra ulna ((Nitzsch) Ehrenberg 1932)

4.5.2 Densidade fitoplanctônica:

De modo geral, a densidade fitoplanctônica foi maior nos tanques fertilizados e sem probióticos 18487 ind.ml⁻¹, em relação aos fertilizados e com probióticos 18085 ind.ml⁻¹ e os controles 16742 ind.ml⁻¹, ausência de diferenças significativas para os três tratamentos foram observadas (p>0,05).

A classe que mais contribuiu para a densidade total foi Chlorophyceae (61%) seguida da classe Euglenophyceae (21%), Bacillariophyceae (12%), Cyanobacteria (3%), Zygnemaphyceae (1%) e Chlamydoephyceae (0,5%), nos tratamentos (tabela 13).

Tabela 13: Densidades (ind m/L⁻¹) das classes fitoplanctônicas dos tanques experimentais.

Classes	C	FP	P
Chlorophyceae	7.456	12.878	12.812
Euglenophyceae	5.000	3.393	3.060
Bacillariophyceae	3.673	1.298	1.755
Cyanobacteria	456	340	754
Zygnemaphyceae	133	119	58
Chlamydoephyceae	24	57	48
Densidade Total	16.742	18.085	18.487

C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos

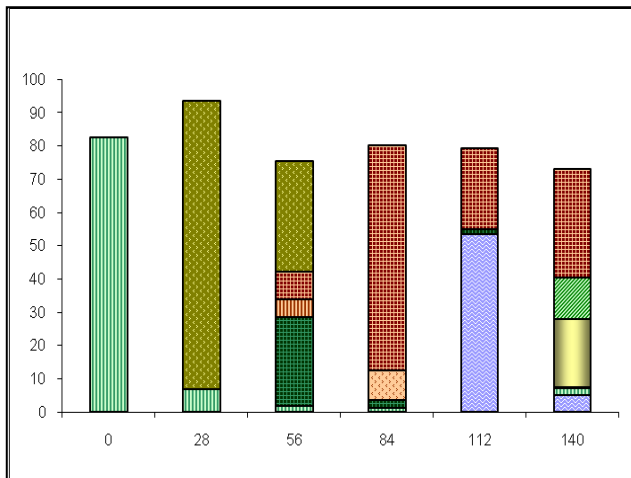
4.5.3 Espécies descritoras:

A abundância e a biomassa do fitoplâncton variaram ao longo do período experimental para todos os tratamentos. Nos tratamentos controles, as espécies mais representativas foram *Trachelomonas volvocina* (27%), *Aulacoseira italica* (24%), *Schroederia indica* (19,0%) e *Pseudoanabaena sp* (12%). Nos tanques fertilizados e com probióticos além de *S. indica* (26%), *T. volvocina* (24%), *A. italica* (8,1%) e, as espécies *Chlorella sp* (15,3%), e *Oocystis borgei* (13,9%) contribuíram expressivamente (tabela 14 e figura 17- a).

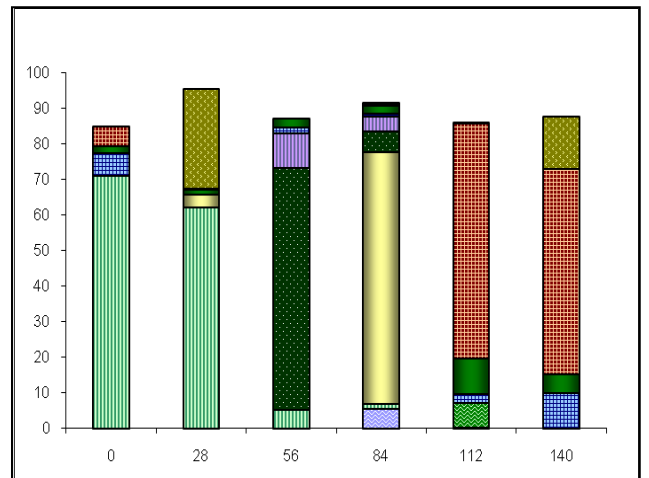
Os tanques fertilizados sem probiótico apresentaram em comum com os controles e com os tanques fertilizados com probióticos, as espécies *Scenedesmus quadricauda* (15,7%), *A. italica* (12,9%) *S. indica* (12,8%), *Chlorella sp* (12%) e *Trachelomonas volvocina* (5,5%) mento. As densidades de *S. quadricauda* revelaram diferenças significativas entre os tratamentos (P < 0,05). As espécies *Anabaena* (3%), *Euglena oxyuris* (1,1%), *Lepocinclis salina* (3,6%) e *Phacus orbicularis* (10,3%), foram exclusivas desse tratamento (tabela 14 e figura 17–a, b e c).

Tabela 14: Densidade e contribuição relativa das espécies descritoras nos sistemas experimentais. C= Controle, FP= tanques fertilizados e com probióticos e F = tanques fertilizados e sem probióticos.

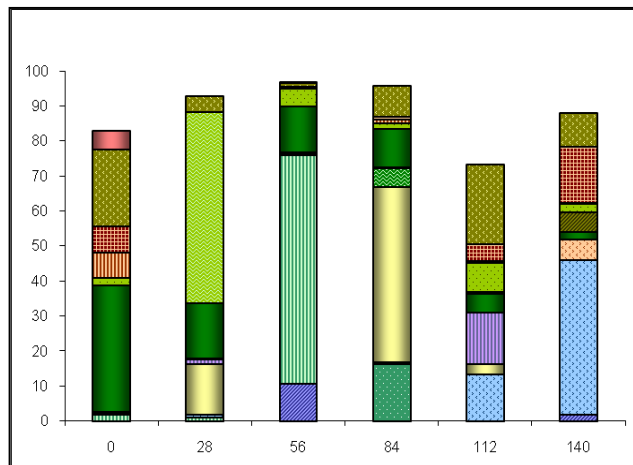
Táxon	C		FP		F	
	ind/ml	%	ind/ml	%	ind/ml	%
Cyanophyceae						
<i>Anabaena</i>					16,1	3,0
<i>Chroococcus</i> sp					12,4	2,3
<i>Pseudoanabaena</i> sp	58,7	12	5,3	0,9		
Chlorophyceae						
<i>Actinastrum hantzschii</i>	12,5	2,5				
<i>Chlorella</i> sp	20,3	4,2	74,4	15,3	67,0	12,0
<i>Crucigenia fenestrada</i>			13,8	2,5	16,1	3,0
<i>Crucigenia tetrapedia</i>			21,1	3,9		
<i>Pediastrum tetras</i>					59,6	11,2
<i>Oocystis borgei</i>			74,0	13,9		
<i>Oocystis lacustre</i>			7,1	1,3	59,6	0,9
<i>Schoederia indica</i>	94,6	19	139,7	26	67,8	12,8
<i>Scenedesmus acuminatus</i>	8,7	1,8			5,6	1,3
<i>Scenedesmus quadricauda</i>			23,8	4,4	83,3	15,7
<i>Tetraedron minimum</i>	31	6,4				
Euglenophyceae						
<i>Euglena oxyuris</i>					6,3	1,1
<i>Lepocinclis salina</i>					19,5	3,6
<i>Phacus orbicularis</i>					54,6	10,32
<i>Trachelomonas volvocinopsis</i>	5,3	1,1			9,5	1,8
<i>Trachelomonas volvocina</i>	132,7	27	129,8	24	29,6	5,59
Bacillariophyceae						
<i>Aulacoseira italica</i>	120,0	24	43,3	8,1	68,4	12,9
<i>Cyclotella meneghiana</i>					5,6	1,05



a)



b)



c)

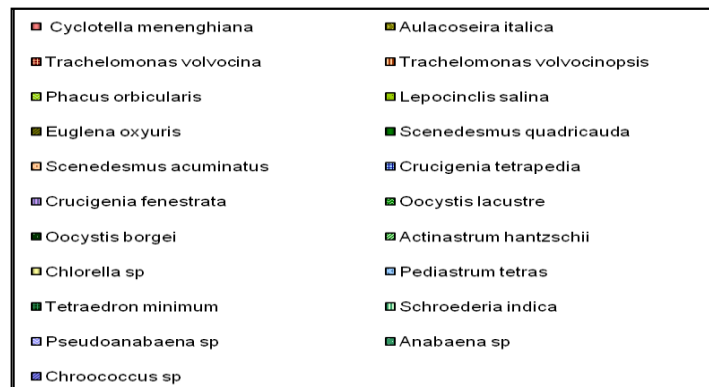


Figura 17: Contribuição das diferentes espécies da comunidade fitoplânctônica nos tanques controles a), nos tanques fertilizados com probióticos b) e nos tanques fertilizados sem probióticos ao longo dos meses experimentais.

4.6 Peixe

A tilápia nilótica apresentou aumento crescente em comprimento e peso corporal do início para o final do experimento nos três tratamentos. Houve diferenças estatísticas significativas ao longo dos dias de experimento ($p < 0,05$) (tabela 13).

Os maiores valores médios de biomassa do peixe, ao final do experimento (140 dias), foram observados nos tanques fertilizados e com probióticos (175g; DP= 137), seguido dos tanques fertilizados e sem probióticos (143g; DP= 115) e nos controles (137g; DP= 112) (figura 21) os quais não diferiram estatisticamente ($p > 0,05$) (figura 18).

A biomassa piscívora dos tanques fertilizados e com probióticos esteve associada à temperatura da água ($r = 0,78$) e fósforo total ($r = 0,75$). Para os tanques fertilizados e sem probióticos também foram observadas correlações entre a biomassa dos peixes e valores de temperatura ($r = 0,63$), condutividade elétrica ($r = 0,69$) e fósforo total ($r = 0,70$). Nos tanques controles temperatura da água ($r = 0,54$), concentrações de fósforo total ($r = 0,78$) foram às variáveis correlacionadas à biomassa do peixe (tabelas 14, 15 e 16).

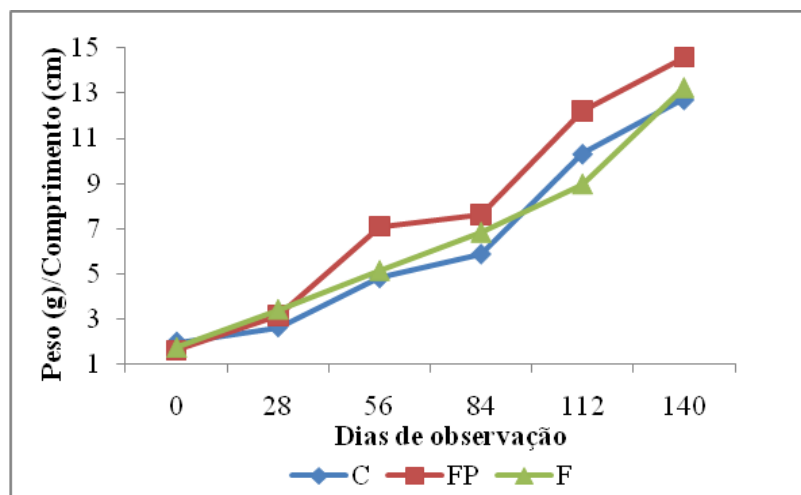


Figura 18: Relação de crescimento em peso (g) X comprimento (cm) nos três tratamentos em ao longo dos períodoa cada 28 dias de observação. C= controle; FP= tanques fertilizados com probióticos e F= tanques fertilizados sem probióticos.

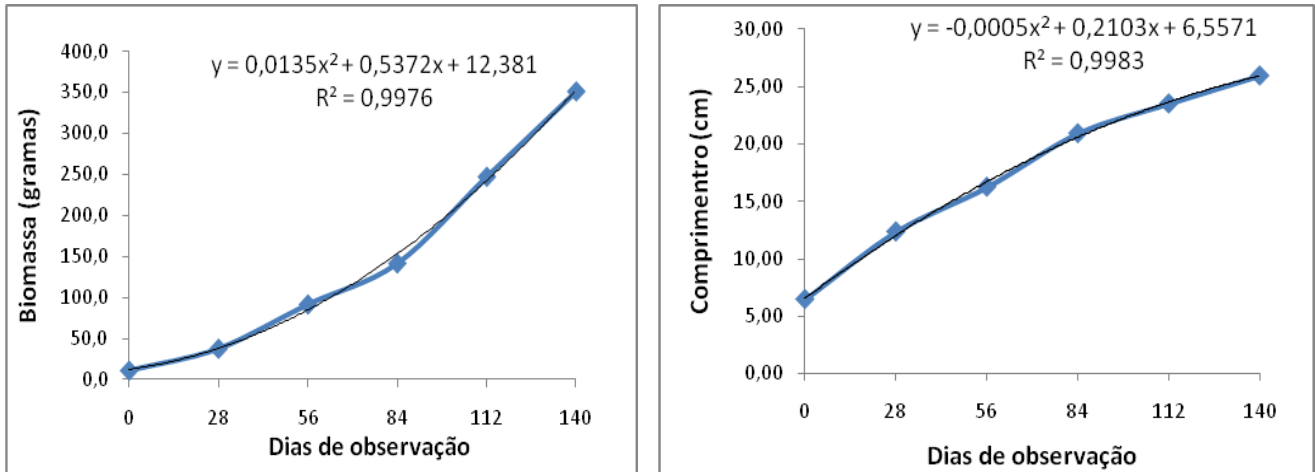


Figura 19: Relação da média geral dos valores de crescimento em peso (g) X comprimento (cm) dos peixes em relação a cada 28 dias de observação.

Tabela 15: Resumo da análise de variância ANOVA, valores de F e coeficiente de variação das variáveis biomassa e comprimento dos peixes.

Estatísticas	Variáveis	
	Peso (g)	Comprimento (cm)
Tratamentos(T)	3,25 ^{ns}	1,82 ^{ns}
Dias (D)	291**	359**
Interação TxD	2,13 ^{ns}	1,33 ^{ns}
CV% (Tratamento)	15,55	6,51
Dias	Médias	
0	11,9	6,5
28	38,2	12,4
56	92,3	16,3
84	142,6	20,9
112	248,2	23,5
140	351,7	26,0
Linear	**	**
Quadrática	**	**
R ² (%)	93	95

* Valor de F significativo a nível de 1 %.

** Valor de F significativo a nível de 5%.

Tabela 16: Correlação de Spearman (r) obtido para expressaras correlações entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques controles.

	Temp	pH	Alcalinidade	Dureza	O2D	CO2	Condutivid	Transp	Fósf.total	Ortof.	N_amoniacal	Nitrito	Nitrato	DBO5	Clorofil_a	feofitina	Biomassa (peixe)
Temperatura	1,00																
pH	0,02	1,00															
Alcalinidade	0,13	-0,18	1,00														
Dureza	-0,08	-0,11	0,23	1,00													
O2D	0,08	0,77	-0,38	-0,26	1,00												
CO2	-0,04	-0,81	0,24	0,29	-0,92	1,00											
Condutividade	-0,01	0,06	0,29	0,17	-0,21	0,08	1,00										
Transparência	0,15	0,07	0,40	-0,06	-0,14	-0,03	0,34	1,00									
Fósforo total	0,57	0,07	0,54	0,08	-0,14	0,06	0,28	0,54	1,00								
Ortofosfato	-0,21	-0,84	0,35	0,18	-0,84	0,84	0,19	-0,02	-0,07	1,00							
N_amoniacal	0,12	0,20	0,07	0,15	0,43	-0,31	0,30	0,02	0,02	-0,11	1,00						
Nitrito	-0,15	-0,25	0,28	-0,04	-0,07	-0,04	0,22	-0,39	-0,10	0,20	0,14	1,00					
Nitrato	0,03	0,19	-0,05	-0,11	0,14	-0,25	0,06	0,10	0,02	-0,21	-0,05	0,04	1,00				
DBO5	0,29	0,15	0,23	0,09	0,36	-0,30	0,13	0,09	0,19	-0,14	0,30	0,25	-0,23	1,00			
Clorofil_a	0,24	0,81	-0,29	-0,36	0,94	-0,93	-0,18	-0,01	-0,01	-0,90	0,25	-0,14	0,19	0,25	1,00		
Feofitina	0,20	0,34	-0,22	-0,69	0,39	-0,51	-0,04	0,25	0,17	-0,37	0,34	-0,21	0,07	0,26	0,42	1,00	
Biomassa (peixe)	0,54	0,47	0,32	-0,07	0,27	-0,34	0,34	0,48	0,79	-0,45	0,21	-0,31	0,24	0,32	0,42	0,36	1,00

Tabela 17: Correlação de Spearman (r) obtido para expressaras correlações entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques fertilizados e com probióticos.

	Temp	pH	Alcalinidade	Dureza	O2D	CO2	Condutivid	Transp	Fósf.total	Ortof.	N_amoniacal	Nitrito	Nitrato	DBO5	Clorofil_a	feofitina	Biomassa (peixe)
Temperatura	1																
pH	0,16	1,00															
Alcalinidade	0,04	-0,29	1,00														
Dureza	0,37	-0,11	0,17	1,00													
O2D	-0,12	0,82	-0,26	-0,29	1,00												
CO2	-0,11	-0,85	0,38	0,16	-0,76	1,00											
Condutividade	0,54	-0,43	0,54	0,28	-0,64	0,44	1,00										
Transparência	0,49	-0,37	0,31	0,39	-0,87	0,67	0,82	1,00									
Fósforo total	0,75	-0,01	0,25	0,42	-0,27	0,04	0,74	0,58	1,00								
Ortofosfato	-0,18	-0,94	0,23	0,09	-0,82	0,91	0,41	0,69	0,00	1,00							
N_amoniacal	-0,40	0,12	-0,09	-0,13	0,43	-0,18	-0,33	-0,41	-0,18	-0,01	1,00						
Nitrito	-0,37	0,11	0,25	-0,05	-0,01	-0,07	-0,18	-0,26	-0,33	-0,03	0,08	1,00					
Nitrato	0,09	-0,26	0,03	0,29	-0,36	0,34	0,00	0,23	0,04	0,37	0,03	0,22	1,00				
DBO5	-0,44	0,05	-0,17	-0,24	0,33	-0,09	-0,33	-0,37	-0,18	0,08	0,40	0,07	0,09	1,00			
Clorofil_a	0,02	0,90	-0,30	-0,09	0,90	-0,82	-0,62	-0,40	-0,14	-0,90	0,25	0,12	-0,22	0,20	1,00		
Feofitina	-0,31	0,40	-0,02	-0,17	0,32	-0,37	-0,47	-0,62	-0,21	-0,36	0,79	-0,10	-0,14	0,78	0,55	1,00	
Biomassa (peixe)	0,78	0,27	0,01	0,46	0,01	-0,19	0,52	0,36	0,76	-0,28	-0,16	-0,44	-0,15	-0,33	0,09	-0,19	1,00

Tabela 18: Correlação de Spearman (r) obtido para expressar as correlações entre as variáveis físicas, químicas e biológicas da água dos tanques fertilizados e sem probióticos

	Temp	pH	Alcalinidade	Dureza	O2D	CO2	Condutivid	Transp	Fósf. total	Ortof.	N_amoniacal	Nitrito	Nitrato	DBO5	Clorofil_a	feofitina	Biomassa (peixe)
Temperatura	1,00																
pH	0,07	1,00															
Alcalinidade	0,16	-0,07	1,00														
Dureza	0,04	-0,25	0,43	1,00													
O2D	-0,10	0,73	-0,44	-0,28	1,00												
CO2	0,01	-0,83	0,30	0,22	-0,93	1,00											
Condutividade	0,24	0,10	0,02	-0,05	-0,35	0,12	1,00										
Transparência	0,46	-0,18	0,22	0,02	-0,65	0,47	0,45	1,00									
Fósforo total	0,51	-0,15	0,04	-0,20	-0,32	0,18	0,53	0,46	1,00								
Ortofosfato	-0,07	-0,85	0,30	0,31	-0,82	0,85	-0,04	0,24	0,10	1,00							
N_amoniacal	-0,18	-0,08	-0,30	-0,05	0,14	-0,12	0,31	-0,04	0,29	-0,27	1,00						
Nitrito	-0,09	-0,13	-0,33	0,11	0,08	0,04	0,02	-0,20	-0,19	0,12	0,12	1,00					
Nitrato	-0,02	-0,04	0,05	-0,26	0,00	0,07	0,11	-0,09	0,14	-0,12	0,28	-0,15	1,00				
DBO5	-0,20	-0,26	-0,44	-0,02	0,19	-0,12	0,13	-0,24	0,24	-0,11	0,46	0,22	0,34	1,00			
Clorofil_a	0,23	0,87	-0,13	-0,18	0,68	-0,81	0,27	-0,05	0,06	-0,94	0,24	-0,13	0,09	0,06	1,00		
Feofitina	-0,54	-0,08	-0,12	-0,04	0,16	-0,08	-0,07	-0,37	-0,24	-0,12	0,68	0,01	0,33	0,58	0,04	1,00	
Biomassa (peixe)	0,64	0,25	-0,14	-0,26	0,02	-0,20	0,70	0,48	0,70	-0,35	0,26	-0,02	0,22	0,16	0,40	-0,31	1,00

5.0 Discussão

O uso de compostos de microrganismos aeróbios e anaeróbios selecionados (probióticos) para a melhoria da qualidade da água, bem como, o controle de microrganismos patogênicos, tem crescido substancialmente nos últimos anos (GOMEZ-GIL et al., 2000, IRIANTO et al., 2003, BALCAZAR et al., 2006 QI et al., 2009), apresentando relativo sucesso na minimização do aporte de nutrientes decorrente do manejo inadequado em tanques e viveiros de piscicultura (KUBITZA, 2003, ARANA, 2004). Entretanto a utilização desses probióticos vem sendo, na maioria das vezes, realizadas de forma empírica com resultados inconclusivos (BALCÁZAR et al., 2006). São poucos os trabalhos envolvendo a inclusão de probióticos no cultivo da tilápia do Nilo e, sobretudo, quando adicionados diretamente na água (VERSCHUERE et al, 2000).

Considerando as características limnológicas dos sistemas experimentais estudados observou-se que os valores da DBO₅, sofreram influencia da ação dos probióticos. A aplicação semanal do composto microbiano proporcionou maior estabilidade na demanda bioquímica de oxigênio (DBO₅) tendo ação biorremediadora sobre a matéria orgânica a qual apresentou redução. Os valores de DBO₅ foram baixos se comparados aos obtidos por Santos (2008), que investigou o uso de probióticos em viveiros com cultivo semi-intensivo de camarão. O referido autor registrou em viveiros com aplicação de probióticos valores médios de DBO₅ de 6,0mg.L⁻¹, inferior aos viveiros controle sem adição de probiótico (17,23mg.l⁻¹) os teores de matéria orgânica no sedimento tiveram uma redução gradativa do início ao final do cultivo constatando uma redução superior a 50%. Neste caso, a adição dos probióticos apresentou uma eficiente remoção de matéria orgânica biodegradável.

Os valores encontrados nos tratamentos permaneceram inferiores para DBO₅, de 5mg/L limite estabelecido pelo CONAMA n° 357 de 2005 para águas doces classe 2, que são água apropriadas para aquicultura.

O parâmetro temperatura da água foi influenciada pelas condições climáticas da região, apresentando valores maiores no período seco e menores na época chuvosa. Observou que a faixa medida da temperatura da água nos tanques experimentais influenciou nas taxas metabólicas dos peixes, acelerando seu metabolismo, como conseqüente aumento da ingestão de alimentos o que favoreceu o seu crescimento (PEZZATO et al., 2004).

A concentração média de oxigênio dissolvido se manteve nos níveis adequados para o cultivo de peixes (> 5,0mg/L) (KUBITZA, 2003). Considerando o horário no qual foram

realizadas as coletas (as 9:00h da manhã), a qual é caracterizado por intensa atividade fotossintética respondendo por aproximadamente 90% do oxigênio produzido. Além disso, a pouca profundidade dos tanques analisados (1,5m), favoreceu a ação dos ventos, através da difusão de gases na interface ar/água (SIPAÚBA-TAVARES, 1997). Estes fatores propiciaram valores relativamente altos para esta variável mesmo quando os sistemas apresentaram altos teores de fósforo e nitrogênio principalmente quando favorecido pelas fertilizações.

Os valores médios de pH se diferenciaram nos tratamentos, entretanto permaneceram na faixa adequada para aquicultura (6,0 a 9,0) (KUBITZA, 2003). Estes valores encontraram-se diretamente relacionado à atividade fotossintética, a qual interferiu de diferentes maneiras, através da assimilação de CO₂ disponível na água proporciona aumento dos valores do pH em conjunto com a do oxigênio dissolvido do meio e vice versa, processo freqüente em águas com baixa alcalinidade. No entanto, nos ambientes estudados a alcalinidade apresentou-se adequado poder tampão, o pH se manteve mais neutro que alcalino mesmo em período com alta produtividade primária. Trabalhos em tanques de piscicultura também mostraram associação entre o aumento do pH, com elevação do oxigênio dissolvido e redução do CO₂ pelo seu consumo pelo fitoplâncton que apresentou aumento da densidade (GENTIL, 2007).

A alcalinidade apresentou valores similares nos três tratamentos: acima de 20 mg.L⁻¹ de CaCO₃, o que é considerado por Boyd & Tucker (1998) como adequado para aquicultura. A alcalinidade exerce pouco efeito sobre os organismos aquáticos: peixes e camarões são cultivados em faixas muito grandes de alcalinidade sem nenhuma consequência aparente (BOYD & TUCKER, 1998). O principal efeito da alcalinidade em tanques e viveiros de cultivo é o tamponamento para evitar variações acentuadas no pH dadas pelos processos de assimilação e eliminação de CO₂ pelos organismos (KUBITZA, 2003).

Em relação aos valores de dureza total nos tanques com três tratamentos foram mais elevados que a alcalinidade total. A dureza total representa a concentração de íons, principalmente de cálcio e magnésio presentes na água (KUBITZA, 2003). Boyd (2002) e Esteves (1998) relatam que o cálcio tem importância no processo de osmorregulação dos peixes: reduz a toxidez da amônia, interfere diretamente no pH da água, influência a ciclagem de elementos como o fosfato. Em águas naturais, a dureza geralmente se equipara à alcalinidade total, porque tanto o cálcio (Ca⁺) como o magnésio (Mg⁺) encontram-se associados aos íons bicarbonatos e carbonatos (ARANA, 2004). De acordo com Sipaúba-Tavares (1997) no caso em que a dureza é maior que a alcalinidade parte dos íons Ca⁺ e Mg⁺

se encontram associados a sulfatos, o que não é desejável para a criação de peixes. Por outro lado as concentrações de dureza total observadas nos tratamentos desta pesquisa são consideradas favoráveis ao cultivo de peixes de água doce (KUBITZA, 2003).

Nos tanques dos sistemas experimentais os valores para condutividade elétrica apresentaram-se elevados, superando os valores recomendados ($23-71\mu\text{S}/\text{cm}$) para aquicultura de acordo com Sipaúba- Tavares, (1999). Valores elevados deste parâmetro estão relacionados à ressuspensão do material do fundo do tanque, ao aumento da taxa de decomposição, à ração oferecida aos peixes, à excreção de íons pelos mesmos e à baixa renovação da água, que era feita uma vez por semana. Todos esses fatores podem contribuir para o aumento da concentração de íons na água. Nos tanques fertilizados com e sem probióticos houve incremento em determinados momentos dos nutrientes na água pelas fertilizações que foram mais frequentes e foi este fator favorável a elevação da condutividade. Em estudo realizado por Figueredo (2000) foi observado aumento da condutividade em tanques de piscicultura, relacionado com incremento das atividades metabólicas dos peixes (*Tilapia rendalli*, *Lepomis macrochirus* e *Colossoma macropomum*).

Nitrogênio e fósforo são elementos essenciais para os seres vivos, assumindo importante papel em seu metabolismo (ESTEVES, 1998). As concentrações desses nutrientes nos tanques controle e nos tanques fertilizados com e sem probióticos, em determinados momentos apresentaram-se elevadas, decorrentes de diversos fatores, com destaque para o elevado aporte desses elementos advindos das fertilizações, do arraçoamento, do metabolismo dos peixes e da sua liberação na coluna d'água, em consequência da degradação da matéria orgânica dos organismos mortos, inclusive as algas. Ainda, o revolvimento do sedimento pelos peixes contribuiu para que estes nutrientes retornassem à coluna d'água pela sua pouca profundidade (KITAMURA et al.,1999).

O N-amoniaco se apresenta nos tanques em duas formas: a ionizada (NH_4^+ - íon amônio) e não ionizada (NH_3 - amônia) sendo esta última a principal responsável pela toxicidade dos peixes. A razão $[\text{NH}_3]/[\text{NH}_4^+]$ depende do pH e do valor de uma constante de equilíbrio (K), sendo esta, função da temperatura e da composição iônica da água. Quando o pH é inferior a 8,5, ou seja, quando o meio passa de alcalino a neutro ou ácido, verifica-se que NH_4^+ predomina, enquanto NH_3 prevalece quando o pH está acima de 10, ou seja, quando o meio é alcalino(BOYD, 2002).

Nos três tratamentos a amônia total se apresentou em concentrações consideradas letais (700 a $2.400\mu\text{g}/\text{L}$) em determinados momentos, entretanto o pH predominante foi neutro

favorecendo aumento da concentração da amônia ionizada em detrimento a concentração da amônia não ionizada que intensifica sua concentração em pH alcalino, adequado para um bom crescimento dos peixes (BOYD, 2002).

A oxidação do amônio leva a formação do nitrito, primeiro passo no processo de nitrificação. Arana (1997) recomendam como concentração segura de nitrito valor de até 300µg/L. As medições realizadas para este parâmetro evidenciaram que nos níveis se mantiveram abaixo desses valores durante todo período estudado nos três tratamentos. O segundo passo da nitrificação leva a formação do nitrato, substância que pode degradar a qualidade da água dos tanques pela liberação de H^+ e consumo de oxigênio durante a oxidação. Altas concentrações de nitrato não é considerada problema para os peixes e por isso são pouco os trabalhos realizados para medir seu efeito (ARANA,2004).

A eficiência do processo de nitrificação no interior dos tanques foi corroborada pelos baixos valores de nitrito, que é um composto intermediário no processo de nitrificação. Sua presença nos ambientes aquáticos tende a ser sempre baixa e só aumenta quando as reações de nitrificação são bloqueadas pela baixa concentração de oxigênio (BOYD & TUCKER, 1998). Os valores baixos obtidos neste trabalho indicam que o processo de nitrificação ocorreu regularmente nos tanques, isto é corroborado pelos valores elevados de nitrato concordando com resultado encontrado por PADILHA, (2005).

Janeo et al.,(2009), analisando tanques de cultivo intensivo de camarão num período de 120-180 dias com aplicação de probióticos quatro vezes semanal constataram que estes reforçaram a redução das concentrações de amônia, que apresentou valor médio de 718µg/L, sem esgotar os nutrientes necessários para o crescimento do fitoplâncton, e observaram melhoras na qualidade da água para o cultivo de camarão. Os probióticos utilizados, ricos em bactérias nitrificantes, as quais aceleraram a conversão de amônia a nitrito e reduziram em torno de 50% as concentrações de amônia.

Nos tanques experimentais o fósforo total apresentou alta correlação positiva com a biomassa dos peixes. De acordo com Figueredo (2000), o ciclo do fósforo é influenciado pelos peixes de duas maneiras: atua como fonte de nutrientes, liberando íons para a coluna d'água ou atuando como estoque, acumulando nutrientes em seus tecidos (KRAFT, 1992). Os peixes liberam fósforo para a coluna d'água revolvendo o sedimento ou pelo resultado das atividades metabólicas (excreção e defecação) (NICHOLLS et al., 1996).

Nos tanques estudados, o ortofosfato diminuiu em diferentes momentos, observou-se correlação negativa com o oxigênio dissolvido, o qual sugeri que o ortofosfato foi consumido durante a fotossíntese. A concentração do ortofosfato diminuiu quando a fotossíntese foi mais intensa.

São considerados tanques e viveiros produtivos, aqueles com teores de clorofila *a* entre 50 e 200 $\mu\text{g/L}$ (BOYD, 2002). Valores semelhantes de clorofila *a* do presente trabalho foram encontrados por Cavalcanti (2003) em cultivos semintensivo de camarão sem uso de probiótico. O autor registrou para biomassa fitoplanctônica variação de 60,60 $\mu\text{g/L}$ a 104,66 $\mu\text{g/L}$.

Li et al.,(2006) em cultivos de camarão na Malásia com aplicação de bactérias comerciais, encontraram diferenças significativas entre os tratamentos, registrando médias de clorofila *a* mais elevadas para os viveiros com probióticos (115, 19 $\mu\text{g/L}$). Maia (2004), em sistema de cultivos de peixes tratados com probióticos não encontrou diferenças significativas de concentrações de clorofila *a*, e considerou que a aplicação do composto comercial não interfere significativamente na biomassa fitoplanctônica de forma semelhante aos resultados encontrados neste trabalho.

Comunidade Fitoplanctônica

O crescimento do fitoplâncton depende de dois fatores principais: disponibilidade de luz e de nutrientes (REYNOLDS, 2000). Em ambientes rasos como são os tanques de piscicultura, a profundidade da zona eufótica e a quantidade de nutrientes disponíveis introduzidos artificialmente, não constituíram fatores limitantes ao desenvolvimento do fitoplâncton.

Considerando a contribuição das diferentes classes fitoplanctônica nos tanques experimentais, as classes Chlorophyceae e Euglenophyceae foram as que mais se destacaram tanto quantitativamente quanto qualitativamente. Trabalhos realizados em tanques de piscicultura relacionam as concentrações elevadas de nitrogênio e fósforo como importantes fatores que favoreceram a boa expressividade dessas classes (GENTIL, 2007; LUNCHI & SIPAÚBA- TAVARES, 2006; LUNCHI & SIPAÚBA- TAVARES, 2008).

Embora as cianobactérias sejam conhecidas como grupo favorecido em ambientes eutróficos, elas não foram dominantes na presente pesquisa. Resultados semelhantes foram observados por Gomes, (2005) em um estudo experimental avaliando os efeitos do

enriquecimento artificial por nitrogênio e fósforo sobre a estrutura da comunidade fitoplanctônica em mesocosmos com tilápias. O autor observou que a preferência das cianobactérias foi em mesocosmos oligo-mesotrófico. A dominância das cianobactérias nestes ambientes pode estar relacionada a alguns fatores ambientais e hidrológicos característicos, tais como: baixas concentrações de nitrogênio inorgânico dissolvido (BLOMQUIST et al., 2001); baixas razões N/P (SMITH, 1983), além do fato das cianobactérias apresentarem vantagens adaptativas para estocar fósforo (PETTERSSON et al., 1993); habilidade em minimizar herbivoria (HANEY, 1987).

As clorofíceas são compostas pelo fitoplâncton pequeno, com alta relação superfície/volume, rápido crescimento, as quais são selecionadas por condições satisfatórias de luz e nutrientes. As cianobactérias apresentam crescimento lento, grandes células ou colônias, baixa relação superfície/volume e são aptas a dominarem sob condições de boa disponibilidade de luz e deficiência de nutrientes; (S-estrategistas, segundo REYNOLDS, 1997). Os tanques experimentais estudados apresentaram grande disponibilidade de nutrientes, principalmente fósforo, o que provavelmente favoreceu a diversidade e densidade das clorofíceas nestes ambientes. González (2000) constatou em seus experimentos que mesocosmos com adição isolada (+P) e combinada (+NP) de fósforo estimulou as clorofíceas em densidade e riqueza de espécies.

A comunidade fitoplanctônica dos tanques de piscicultura da cidade de Jaboticabal—SP foi analisada ao longo de um ano, e mostrou forte relação destes organismos com valores acentuados de fósforo e nitrogênio da água, com ocorrência de clorofíceas cocóides como *Schroederia indica* e *Chlorella* sp. (SETO & SIPAÚBA-TAVARES, 2007). Essas espécies foram representativas em todos os tratamentos. Ambas as espécies são C-estrategistas e de acordo com Padisák et al. (2006) é típico de ambientes rasos eutróficos ou hipertróficos. Espécies competitivas em ambientes eutróficos e estáveis, como tanques de criação de peixes (BURLIGA, 2010).

Entre as Euglenophyceae, *Trachelomonas volvocina* foi à espécie que mais se destacou, especialmente nos tanques controles e nos tanques fertilizados com aplicação de probióticos. Sipaúba-Tavares & Collus (1997) encontraram alta representatividade do gênero *Trachelomonas* em viveiros de piscicultura, sendo característico de ambientes ricos em matéria orgânica, portanto, um indicativo das condições eutróficas deste ambientes.

Na divisão Bacillariophyta, *Aulacoseira italica* foi o táxon mais importante, ocorrendo em todos os sistemas experimentais, a sua boa representatividade está associada as suas adaptações morfológicas e estratégias adaptativas as condições ambientais presente.

Macedo & Sipaúba (2005) encontraram *Aulacoseira* sp como a diatomácea mais freqüente nos períodos de seca e chuva em viveiros de criação de peixes.

As espécies *Scenedesmus quadricauda* e *Pediastrum tetras*, incluídas especialmente nos tanques fertilizados e sem adição de probióticos. Essas clorofíceas apresentaram afinidade ambiental por colunas d'água estáveis e enriquecidas por nitrogênio e fósforo, como observado nestes ambientes. Espécies do gênero *Scenedesmus* são comuns em ambientes de piscicultura, principalmente nos mais fertilizados (FARIA et al., 2001).

Os tanques fertilizados e com aplicação de probiótico apresentou abundância relativa das espécies descritoras intermediária entre a abundância observada nos taques controles e nos tanques fertilizados sem aplicação de probióticos, refletindo condições semelhantes. A adição do probióticos não exerceu efeito sobre a composição das espécies da comunidade fitoplanctônica.

Peixe

O desenvolvimento das tilápias nos sistemas experimentais refletiu boas condições de crescimento. Com isto mesmo com os valores acentuados, em determinados momentos de amônia e fósforo total na água o crescimento dos animais não foi afetado, o que evidenciou a capacidade da tilápia em se adaptar rapidamente as condições do meio. As tilápias são mais tolerantes a elevada temperatura da água, ao baixo teor de oxigênio dissolvido e a altas concentrações de amônia que a maioria das espécies de peixes de água doce cultivada (HAYASHI, 2002).

Padilha, (2005), avaliando o mesmo probiótico (EM4) sob condições ambientais adequadas para o desenvolvimento dos peixes em relação à qualidade da água inferida pela estabilidade do pH (7,5), e concentrações de amônia (290µg/L), de nitrito (67µg/L) e DBO₅ (2,0mg/L) que permaneceram estáveis durante o período de estudo. Constatou que as tilápias, quando mantidas em condições adequadas de manejo (nutricionais e sanitárias), muitas vezes não são verificados efeitos da inclusão de probióticos sobre seu desempenho (LIMA et al., 2003).

Lara-Flores et al., (2003) avaliaram dois tipos de probióticos (*Saccharomyces cerevisiae* e uma mistura de *Streptococcus faecium* e *Lactobacillus acidophilus*) e concluíram que esta adição proporcionou melhor desempenho de alevinos de tilápia quando expostos a fatores estressantes, como baixa percentagem de proteína na ração e maior densidade populacional, após um período experimental de nove semanas de cultivo. Esta situação de estresse imposta

pelos autores, provavelmente foi o diferencial entre os resultados obtidos nos referidos estudos.

A eficiência dos probióticos (aditivos microbianos) em tanques e viveiros de cultivo se torna complexa, pois os mesmos tem que disputar espaço com a microbiota residente e amplamente distribuída no viveiro e que pode promover resistência à colonização de novas células. Ao ser aplicado o probiótico dilui-se no meio de cultivo, a concentração de células adicionadas proporcionalmente pequena em relação ao número de células das espécies residentes. Isso acarreta condições de concorrência desvantajosas dificultando sua implantação. A microbiota introduzida teria que ter elevada capacidade competitiva sendo obrigatório nesse caso um monitoramento constante com análises microbiológicas do produto e da água dos tanques antes da aplicação e depois, para evitar seu uso durante fase inadequada, o que diminuiria ainda mais sua eficiência (MADIGAN et al, 2003).

6.0 CONCLUSÃO

Com base nos resultados obtidos pode-se concluir que:

- Os probióticos nos tanques proporcionaram redução na taxa da DBO₅, favorecendo melhor qualidade da água;
- A adição de nutrientes pelos processos de fertilizações nos tratamentos provocou: aumento da condutividade elétrica, aumento da concentração de nitrogênio e fósforo total. Estes parâmetros da qualidade da água não sofreram influência dos probióticos;
- A presença das tilápias e a sua dieta alteraram as características físicas, químicas e biológicas da água nos tratamentos. Algumas destas foram afetadas diretamente (condutividade elétrica e fósforo total);
- As classes Chlorophyceae e Euglenophyceae contribuíram com a maior riqueza das espécies descritoras adaptadas a ambientes eutróficos e rasos refletindo as condições ambientais dos tratamentos;
- O crescimento do peixe não foi influenciado pela ação dos probióticos.

7.0 REFERÊNCIAS

- ALVES-DA-SILVA, S.M. & BRIDI, F.C.. **Euglenophyta no Parque Estadual Delta do Jacuí**, Rio Grande do Sul, Sul do Brasil. 3. Strombomonas Defl. Acta Botanica Brasilica p. 555-572, 2004.
- ALVARADO, C.E.G. **Sobrevivencia e aspectos economicos do treinamento alimentar de juvenis de pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* (Agassiz, 1829), em laboratório**. 2003. 66p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2003.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. Compendium of methods for the microbiological examination of foods. Washington: **APHA**,1208p, 1992.
- AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION. Standard methods for the examination of water and waste water. 19ed. Washington D.C.: **APHA** - AWWA-WPCF. 953p. 1999.
- AZEVEDO, S. M. F. O; BRANDÃO, C. C. S.; AZEVEDO, L. O., MARINHO, M. M.; MAGALHÃES, V.F.; HUSZAr, V. L. de M.; OLIVEIRA A. C. P. de O.; GOMES, A. M. da A. Efeitos de fatores físicos e químicos no crescimento de cianobactérias e proposição de técnicas de tratamento de água para remoção de cianobactérias e cianotoxinas. **Relatório apresentado à Funasa**. Brasília: Fundação Nacional de Saúde, 2005.
- ARANA, L.V.. **Fundamentos de aqüicultura**. Florianópolis Ed.UFSC, p. 349. 2004.
- BACCARIN, A.E.; CAMARGO, A.F.M. Characterization and evaluation of the impact of feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.48, p.81-90, 2005.
- BALCÁZAR, J.L., de BLAS, I., RUIZ-ZARZUELA, I., CUNNINGHAM, D., VENDRELLI, D., MÚZQUIZ, J.L.The role of probiotics in aquaculture. **Vet. Microbiol.** v.114, pp. 173–186, 2006.
- BALDISSEROTO, B. **Fisiologia de Peixes Aplicada à Piscicultura**. Editora da Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS.2002.
- BARBOSA, F. A. R.; TUNDISI, J. G. **Diel variations in a shallow tropical Brazilian Lake I. The influence of temperature variation on the distribution of dissolved oxygen and nutrients**. Archiv fur Hydrobiologie. v. 116, n. 3, p. 333-349, 1989.
- BEARDMORE, A., G.C. Mair and R.I. Lewis. Biodiversity in aquatic systems in relation to aquaculture. **Aquacult. Res.** 28:829-839. 1997.
- BENDSCHNEIDER, K.; ROBINSON, R.J. A new spectrophotometric method for the determination of nitrite in sea water. **Journal of Marine Research**, v.11, p.87-96, 1952.

BEYRUTH, Z. Comunidade fitoplanctônica da Represa de Guarapiranga: 1991-1992. **Aspectos ecológicos, sanitários e subsídios para reabilitação da qualidade ambiental** [tese de doutorado]. São Paulo: Faculdade de Saúde Pública da USP; 1996.

BICUDO, C. E. De M; MENEZES, M. Gêneros de Algas de águas continentais do Brasil. São Carlos: **RIMA**, 2006.

BLOMQUIST, P. Phytoplankton responses to biomanipulated grazing pressure and nutrient additions – enclosure studies in unlimed and limed Lake Njupfatet, central Sweden. **Environ. Pollution**, 111: 333-348. 2000.

BOSCOLO, W. R. et al. Digestibilidade aparente da energia e proteína bruta de alguns alimentos pela tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Rev. Bras. Zootec.**, Viçosa, v.31, n.2, p.539-545, 2002.

BOUVY, M., FALCÃO, D., MARINHO, M., PAGANO, M. and MOURA, A. Occurrence of *Cylindrospermopsis* (Cyanobacteria) in 39 brazilian tropical reservoirs during the 1998 drought. **Aquatic Microbiology Ecology**, 23, 13-27. 2000.

BOYD, C.E.; EGNA, H.I. **Dynamics of pond aquaculture**. Boca Raton, New York: CRC Press, 1997.

BOYD, C. Water quality in ponds for aquaculture. Auburn University, Alabama. **Birmingham Publishing Co. Alabama**, 482 p, 1990.

BOYD, C. E. Parâmetros da qualidade de água: oxigênio dissolvido. **Revista ABCC**, Recife, ano 4, n. 1, p. 66-69, 2002.

BOYD, C. E. e TUCKER, C.S. Pond aquaculture water quality management. Massachusetts: **Kluwer Academic Publishers**. p.700, 1998.

BRUNE, D.E. & TOMASSO J.R. Aquaculture and water quality. The World Aquaculture Society. 605 pp. Fao. 1992. Pond construction for freshwater fish culture. **Pond-farm structures and layouts**. Fao Training Series 20/2. 214 pp, 1991.

BURLIGA, A. L. Abordagem de grupos funcionais nos estudos do perifíton e do fitoplâncton. In: FRANCESCHINI, I. M; BURLIGA, A. L.; REVIERS, B.; PRADO, J. F. & RÉZIG, S. H. (Eds). **Algas: Uma abordagem filogenética, taxonômica e ecológica**. Porto Alegre: Artmed, 2010. cap. 5. p. 233-258.

CALIJURI, M.C. **Respostas Físioecológicas da Comunidade Fitoplanctônica e Fatores Ecológicos em Ecossistemas com Diferentes Estágios de Eutrofização**. Tese de Doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, SP, 293 p. 1988.

CALIJURI, M. do C. **A comunidade fitoplanctônica em um reservatório tropical (Barra Bonita, SP)**. 211f. Tese (Livre Docência) – Universidade de São Carlos, São Paulo. 1999.

CAO, L; WANG, W.; YANG, Y.; YANG, C.; YUAN Z.; XIONG, S.; DIANA, J. Environmental Impact of Aquaculture and Countermeasures to Aquaculture Pollution in China. **Env. Sci. Pollut. Res.** 14, 7, 452-462. 2007.

CARPENTER, S. R.; COLE, J. J.; HODGSON, J. R.; KITCHELL, J. F.; PACE, M. L.; BADE, D.; COTTINGHAM, K. L.; ESSINGTON, T. E.; HOUSER, J. N. & SCHINDLER, D. E. Trophic cascades, nutrients, and lake productivity: whole-lake experiments. **Ecological Monographs**. 71 (2): 163- 186, 2001.

CARMICHAEL, W.W. Cyanobacteria secondary metabolites – **The Cyanotoxins**. **J.Appl.Bact.**, 72: 445-459.1992.

CARMOUZE, J.P. **O metabolismo dos ecossistemas aquáticos**. 1. ed. São Paulo: Edgard Blücher .Fapesp. 253p. 1994.

CARVALHO, A. P.; MORAES NETO, J. M.; LIMA, V. L. A.; SOUSA, R. F.; SILVA, D. G. K. C.; ARAÚJO, F. D. Aspectos qualitativos da água do açude de Bodocongó em Campina Grande – PB. **Engenharia Ambiental** – Espírito Santo do Pinhal, v.5, n.2, p.094-109, mai/ago 2008.

CASTAGNOLLI, N. Status of Aquaculture in Brazil. **World Aquaculture**, v. 26, n. 4, p. 35-39, 1995.

CASTILLO, H. M. R. **Capacidad degradativa de los consórcios microbianos del desecho pesquero Sanguaza contaminante del Puerto Malabrigo, Perú**. Trujillo, Peru: **Universidad Nacional de Trujillo**. Tese (Doutorado em Meio Ambiente) - Universidad Nacional de Trujillo, p. 73, 2005.

CASTAGNOLLI, N. Status of Aquaculture in Brazil. **World Aquaculture**, v. 26, n. 4, p. 35-39, 1995.

CAVALCANTI, L.B. **Variação das condições hidrológicas e da clorofila *a* associada ao cultivo do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, na região estuarina do rio Paraíba do Norte**. Tese (Doutorado em Oceanografia) Universidade Federal de Pernambuco. Recife, 2003

CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE. **Resolução no 357, de 17 de março de 2005**. Diário Oficial da União, Brasília, 18/03, p.58, 2005.

CRONBERG, G. & KOMÁREK, J.. **Some nostocalean Cyanoprokaryotes from lentic habitats of Eastern and Southern Africa**. Nova Hedwigia 78(1-2): 71-106. 2004.

DAS, P.C.; AYYAPPAN, S.; JENA, J.K.; DAS, B. K. Acute toxicity of ammonia and its sub-lethal effects on selected haematological and enzymatic parameters of mrigal, *Cirrhinus mrigala* (Hamilton). **Aquaculture Research** 35: 134-143, 2004.

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

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

DUBOROW, R. M.; CROSBY, D. M.; BRUNSON, M. W. Ammonia in fish ponds. **Southern Regional Aquaculture Center**, [S.l.], n. 463, June 1997.

ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; ESPÍNDOLA, E. A.; NOGUEIRA, A. M.; MILANI, T. J. Avaliação sócia econômica dos empreendimentos de pesque-pague. In: ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. L. G. (Ed.). Avaliação dos impactos de pesquepague: uma análise da atividade na bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu. São Carlos: **RIMA**, p. 29-77, 2006.

ELER, M. N., CECARELLI, P.S., BUFON, A.G.M. & ESPÍNDOLA, E.L.G. Mortandade de peixes (matrinxã, *Brycon cephalus*, e pacu, *Piaractus mesopotamicus*) associada a uma floração de cianobactérias em pesque-pague, município de Descalvado, Estado de São Paulo, Brasil. **Boletim Técnico do Centro Nacional de Pesquisa de Peixes Tropicais, Pirassununga** 14: 35-45. 2001.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de limnologia**- 2. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 1988.

FAO FISHERIES DIVISION. **State of World Aquaculture FAO Fisheries Technical paper**, v. 500. FAO, Rome, 134 pp, 2006.

FARIA, A. C. E. A.; *et al.* Avaliação dos grupos zooplancônicos em tanques experimentais submetidos a adubação com diferentes substratos orgânicos. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 22, no. 3, p. 375-381, 2000.

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

FERRAGUT, C. **Respostas das algas perifíticas e planctônicas à manipulação de nutrientes (N e P) em reservatório urbano (Lago do IAG, São Paulo)**. Tese de doutorado, Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 184 p. 2004.

FIGUEREDO, C. C. **Efeitos da tilápia (*Oreochomis niloticus*) nas características físicas e químicas e estrutura da comunidade fitoplanctônica do Reservatório da Usina Hidrelétrica de Furnas (MG)**. Dissertação de mestrado. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Minas Gerais. 150p. 2000.

FLIK, G.; VERBOST, P.M. Celular mechanisms in calcium transport and homeostasis in fishes. **Biochemistry and Molecular Biology of Fishes**, v.5, p.252-263, 1995.

F.M.O. - Fundação Mokiti Okada. Microorganismos eficazes EM na Pecuária. Ed. **Fundação Mokiti Okada**. São Paulo, SP. 39p. 1999.

F.M.O. - **Fundação Mokiti Okada. Sistema FMO**. Departamento de Saneamento e meio ambiente - centro de Pesquisa. 2006. Disponível em <http://www.cpmo.org.br/pesquisa/Sistema FMOSaneamento.pdf>>. Acesso em 15 set. 2008.

FULLER, R., Probiotic in man and animals. **J. Appl. Bacteriol.** 66, 365–378. 1989.

FURTADO, R.D. & DE LUCAS, S.J. Técnicas de Cultivo de arroz irrigado: Relação com a qualidade de água, protozoários e diversidade fitoplanctônica. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental** 7: 165-172, 2003.

GARRIQUES D. & AREVALO G. An evaluation of the production and use of a live bacterial isolate to manipulate the microbial flora in the commercial production of *Penaeus vannamei* post-larvae in Ecuador. In: Browdy C. L., Hopkins J.S. (Eds.), *Swinning through troubled water. Proceedings of the special session on shrimp farming, aquaculture*. **Baton Rouge, World Aquaculture Society**, 53-59. 1995.

GATESOUBE, F.J. The use of probiotics in aquaculture. **Aquaculture**. v.180, p. 147–165.2000.

GAUTIER, D. et al. The relative importance of natural food and pelleted feed in the gut content of *Litopenaeus vannamei* raised in semi-intensive ponds: role of benthic diatoms. In: **Aquaculture 2001**, [Pekin]. Abstracts World Aquaculture Society. Pekin: World Aquaculture Society, 2001, p. 247.

GENTIL, R. C. **Estrutura da comunidade fitoplanctônica de pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo, SP, em dois períodos: primavera e verão** (tese de doutorado). São Paulo-- Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, 201 p, 2007.

GENTIL, R.C. **Variação sazonal do fitoplâncton de um lago subtropical eutrófico e aspectos sanitários**, São Paulo, SP. Dissertação de mestrado, Faculdade de Saúde Pública da USP, São Paulo, 134 p. 2000.

GIANE, ALESSANDRA; FIGUEREDO, CLEBER C. and ETEROVICK, PAULA C.. Algas planctônicas do reservatório da Pampulha (MG): Euglenophyta, Chrysophyta, Pyrrophyta, Cyanobacteria. **Rev. bras. Bot.** online. 1999.

GOLTERMAN, H. L., CLYMO, R. S. & OHNSTAD, M. A. M. **Methods for physical and chemical analysis of freshwaters**: Oxford. Blackwell Scientific Publications, v.I.B.P. Handbook. 8. 213 p. 1978.

GOMES, A. M. **Impacto da Atividade de Piscicultura Intensiva e da Adição de Nutrientes Inorgânicos (N e P) na Qualidade da Água do Reservatório de Ribeirão das Lajes – RJ** / Dissertação de mestrado, Universidade Federal do Rio de Janeiro, UFRJ, 2005.

GOMEZ-GIL, B., ROQUE, A., TUMBULL, J.F., The use and selection of probiotic bacteria for use in the culture of larval aquatic organisms. **Aquaculture**. V.191, pp. 259–270. 2000.

GÓMEZ, R. GEOVANNY, D.; BALCÁZAR, J. L.; MA, S. Probiotics as Control Agents in Aquaculture. **Journal of Ocean University of China (Oceanic and Coastal Sea Research)**. v.6, pp.76-79. 2007.

GONZÁLEZ, E, J. Nutrient enrichment and zooplankton effects on phytoplankton community in microcosms from El Andino reservoir (Venezuela). **Hydrobiol.**, 434: 81-96. 2000.

HANEY, J. F. 1987. Field studies on zooplankton-Cyanobacteria interactions. **N.Z.J. Mar. Freshwat. Res.**, 21: 467-475.

HAYASHI, C. et al. Exigência de proteína digestível para larvas de tilápia do Nilo no período de reversão sexual. **Rev. Bras. Zootec.**, Viçosa, v.31, n.2, p.823-828, 2002.

HULOT, F. D., LACROIX, G., LESCHER-MOUTOUÉ & LOREAU, M. Funcional diversity governs ecosystem response to nutrient enrichment. **Nature**. v.405, pp.340-344. 2000.

IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais, 2004. Estatística da Pesca – Ano de 2002. Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/recursospesqueiros/downloads/estati2002.zip>. Acesso em 15 janeiro de 2008.

IRIANTO, A.; AUSTIN, B. Review: Probiotics in aquaculture. **Journal of Fish Diseases**, v. 25, p.633–642, 2002.

IRIGOYEN, X., HUISMAN, J. & HARRIS, R. P. Global biodiversity patterns of marine phytoplankton and zooplankton. **Nature**. V. 429, pp. 863-867. 2004.

JANEO, R. L.; CORRE. V. L., SAKATA. T. Water quality and phytoplankton stability in response to application frequency of bioaugmentation agent in shrimp ponds. **Aquaculture engineering**. v. 40, p. 120- 125. 2009.

JATOBÁ, A.; VIEIRA, F,N.; BUGLIONE, C.; MOURINO, J.L.P; JERÔNIMO, G.T.; DOTTA, G.; MARTINS, M.L. **Utilização de bactérias ácido lácticas isoladas do trato intestinal de tilápia- do- Nilo como probiótico Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 43 (9), 1201- 1207. 2008.

JENSEN, F.B. Nitrite disrupts multiple physiological functions in aquatic animals. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, v.135, p.9-24, 2003.

KITAMURA, P.C.; SILVEIRA, M.A.; FERRÁZ, J.M.G.; BUSCHINELLI, C.C.A.; CASTRO, V.L.S.S.; CHAIM, A.; CORRALES, F.M.; MIRANDA, J.I. **Diagnóstico agro-ambiental da microbacia hidrográfica do Taquara Branca - Sumaré, SP**. Jaguariúna : Embrapa-CNPMA, 25p. (Embrapa-CNPMA. Documentos, 17) 1999.

KOCHBA, M. et al. Modeling of nitrogen transformation in intensively aerated fish ponds. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 120, p. 95-104, 1994.

KOMÁREK, J. & CRONBERG, G. **Some chroococcalean and oscillatorialean Cyanoprokaryotes from southern African lakes, ponds and pools**. Nova Hedwigia. 73(1-2): 129-160.2001.

KRAFT, C. 1992. Estimates of phosphorus and nitrogen cycling by fish using a bioenergetics approach. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 46: 2596-2604.

KUBITZA, F. **Qualidade da água na produção de peixes**. 3. ed. Jundiaí: Degaspari. 97p, 1999.

KUBITZA, F. **Qualidade da água no cultivo de camarões e peixes**. Jundiaí: CIP – USP Editora. 2003.

KUTTY, M. N. Towards sustainable freshwater prawn aquaculture -lessons from shrimp, with special reference to Índia. **Aquaculture Research**, v36.pp 255-263. 2005.

LARA-FLORES, M.; OLVEA-NOVOA, M.A.; GUZMAN-MENDEZ, B.E.; et al. Use of bacteria *Streptococcus faecium* and *Lactobacillus acidophilus*, and the yeast *Saccharomyces cerevisiae* as growth promoters in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). **Aquaculture**, v. 216,n.1-4, p.193-201, 2003.

LILLY D. M; STILLWEEL R. H. Probiotics: growth promoting substances produced by microorganisms. **Science**; v. 147, pp. 747-748, 1965.

LIMA, A.C.F.; PIZAURO JR., J.M.; MACARI, M. et al. Efeito do uso de probiótico sobre o desempenho e atividade de enzimas digestivas de frangos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.32, n.1, p.200-207, 2003.

LIN, Y.C; CHEN, J.C. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 224, p. 193- 201, 2003.

LI, J.; TAN, B.; MAI, K.; Q.; ZHANG, W.; XU, W.; LIUFU, Z.; MA, H.; Comparative study between probiotic bacterium *Arthrobacter* XE- 7 and chloramphenicol on protection of *Peanaeus chinensis* post- larvae pathogenic vibrios **Aquaculture**, v. 253, p.140 -147,2006.

LIU, CH.; CHEN, J.C. Efect of ammonia on the immune response of white shrimp *litopenaeus vannamei* and its susceptibility to vibrio alginolyticus, **Fish & Shellfish immunology**, v.16, p. 321-34, 2004.

LIU, S.X., Xie, Q.S., Yang, Z.C. **Status and prospect of application EM in aquaculture.****Hebei Fish.** 12, 5-7 2006. (in Chinese).

LI, X.Y.; CHUNG, I.K. JUNG; KIM, J.I. & LEE, J.A. Subchronic oral toxicity of microcystin in common carp (*Cyprinus carpio* L.) exposed to *Microcystis* under laboratory conditions. **Toxicon**, v.44, pp.821-827. 2004.

LODDI, M.M.; GONZALES, E.; TAKITA, T.S. et al. Uso de probiótico sobre o desempenho, o rendimento e a qualidade de carcaça de frangos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.29, n.4, p.1124-1131, 2000.

LUNCHI, G. B.; SIPAÚBA- TAVARES, L. H. Qualidade da água fitoplanctônica de um viveiro de piscicultura utilizado para fins de pesca esportiva e irrigação. **B. Inst. Pesca**, 34(1): pp. 29- 38, 2008.

MACEDO, C. F. **Qualidade da água em viveiros de criação de peixes com sistema de fluxo contínuo.** Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, Jaboticabal. 136p. 2004.

MACEDO & SIPAÚBA – TAVARES, L.H. Comunidade fitoplanctônica em viveiros de criação de peixes. Em disposição seqüencial.**B. Inst. Pesca**, 31(1):21-27, 2005.

MACKERETH, F. J. H., HERON, J. & TALLING, J. F. **Water analysis: some revised methods for limnologists.** 1978.

- MADIGAN, M.T **Microbiologia de Brock. Tradução e revisão técnica de Cynthia Maria Kiaw.** Sao Paulo: prentice Hall, 608 pp.2004.
- MAIA, E. P. **Avaliação do uso de probiótico no cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) em viveiros de terra em sistemas fechados.** Fortaleza. Dissertação (Mestrado em Ciências Marinhas Tropicais). Unoversidade Federal do Ceará, 127p. 2004.
- MAYO, S.J. & V.P.B. FEVEREIRO.. **Mata do Pau-Ferro, a pilot study of the brejo forest.**Royal Botanic Gardens, Kew. 1982
- MAINARDES-PINTO, C.S.R. & MERCANTE, C.T.J. Avaliação de variáveis limnológicas e suas relações com uma floração de Euglenaceae pigmentada em viveiro povoado com tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus), São Paulo, Brasil. **Acta Scientiarum Biological Sciences** **25**: 323-328, 2003.
- MANOEL, R.M., PISSINATTO, L.B., TOKESHI, H. Tratamento de água residuária de lavagem e despolpa de café através da implantação do sistema FMO. In 31º Congresso Brasileiro de Pesquisas Cafeeiras. 10/2005, Guarapari, ES. **Anais**.2005.
- MAGALHÃES, V.F., MARINHO, M.M.; DOMINGOS, P.; OLIVEIRA, A.C .; COSTA, S.M.; AZEVEDO, S.M.F.O. Microcystins (cyanobacteria hepatotoxicas) Bioaccumulation in fish na crustaceans fron sepetiba bay (Brasil, RJ) **Toxicon.** v. 42 pp. 289- 295. 2003.
- MARGALEF, R. **Limnologia.** Barcelona: Omega; 1983.
- MARSÁLEK, B. BLÁHA, L. Comparison of 17 biotest for detection of cyanobacterial toxicity. Environ. **Toxicol.** v.19, pp.310- 317. 2004.
- MATHEUS, C.E. & BARBIERI, G.. Interações entre os peixes e as comunidades fito e zooplantônicas em tanques de piscicultura: bases teóricas para o manejo: Considerações sobre o nitrogênio em tanques de cultivo de peixes. **Boletim Técnico do Instituto de Pesca** 27, São Paulo, 22 p. 1999.
- MATSUZAKI, Mayla; MUCCI, José Luiz Negrão and ROCHA, Aristides Almeida. Comunidade fitoplanctônica de um pesqueiro na cidade de São Paulo. **Rev. Saúde Pública** [online]. v. 38, n.5.2004.
- MEDEIROS, F. C. **Tanque- rede: mais tecnologia e lucro na piscicultura.** Cuiabá, 110p. 2002.
- MEURER, F. **Digestibilidade aparente dos nutrientes e energia de alguns alimentos protéicos para juvenis de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* L.), e efeito do processamento da ração durante a reversão sexual.** 2002. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós - Graduação em Zootecnia, Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 2002.
- MOREIRA, H. L. M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R.; ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da moderna aquicultura.** Canoas: ULBRA, 200P. 2001.

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

MUR, L. R., SKULBERG, O. M., UTKILEN, H. - **Cyanobacteria in the environment**", in **Toxic Cyanobacteria in Water**. A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management, editado por Ingrid Chorus e Jamie Bartram, London, E & FN SPON, pp 15-34. 1999.

NEW, M: CSAVAS. I. Will there be enough fish meal for fish meals. **Aquaculture**. Europa, v. 19, n.3, p. 6-13, 1995.

NICHOLLS, K. H., MICHALSKI, M. F. P. & GIBSON, W. M. 1996. An experimental demonstration of trophic interactions affecting water quality of Rice Lake, Ontario (Canada). **Hydrobiol.** 319: 73-85.

NOGUEIRA, M.G.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Limnologia de um sistema artificial raso (Represa do Monjolinho – São Carlos, SP). Dinâmica das populações planctônicas. **Acta Limnologica Brasiliensia**. V. 8, pp. 149-168. 1996.

NUNES, A. J. P., GESTEIRA, T. C. V., OLIVEIRA, G. G., LIMA, R. C.; MIRANDA, P. T. C.; MADRID, R. M. **Princípios para boas práticas de manejo na engorda de camarão marinho no Estado do Ceará**. Instituto de Ciências do Mar (Labomar/ UFC). Programa de Zoneamento Ecológico Econômico (ZEE) do Estado do Ceará, Fortaleza, Ceará, 109 p, 2005.

NUSCH, E. A. Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigment determination. **Arch. Fur Hydrobiol.**, Vol. 14, p. 14-36, 1980.

OLIVEIRA, A.G. **Desempenho de alevinos de tilapia (*Oreochromis niloticus*) e qualidade de efluentes de piscicultura tratados com microorganismos eficazes**. Monografia. Curso de Zootecnia, Centro de Ciências Agrárias, UFPB 206.

OLIVEIRA, D.B.S., SIPAÚBA -TAVARES, L.H. & DURIGAN, J.G.. Estudo limnológico em tanques de piscicultura. Parte II: Variação semanal de fatores físicos, químicos e biológicos. **Acta Limnologica Brasiliensia** Vol. IV: 123-137, 1992.

OLIVER, R.L. & GANF, G.G. 2000. Freshwater blooms. *In* The Ecology of Cyanobacteria- Their Diversity in Time and Space. (B.A. Whitton & M. Potts, eds.). Kluwer **Academic Publishers**, London, p. 149-194.

ONGLEY, E.D. **Controle da poluição da água pelas atividades agrícolas**. Tradução Gheyi H. R.; Damasceno, F.A.V.; Brito, L.T. de L. Campina Grande:UFPB, 2001, 92p.

ONO, E.A. KUBITZA, F., **Cultivo de peixes em tanques-rede**. 2ª ed.Jundiaí, SP: Esalq-USP. 68 pp. 2003.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 211 p1998.

OSTRENSKY, A. Os número da piscicultura paranaense. Folhas Técnicas em Aqüicultura. **Série Gestão**, Curitiba, n.3, p.1-2, dez. 2002. Disponível em: <<http://gia.bio.ufpr.br>>. Acesso em 24 de janeiro de 2010.

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 *Litopenaeus vannamei*. Dissertação (Mestrado em Aquicultura).** Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, 2005.

PADISÁK, J., BORICS, G., GRIGORSZKY, I. & SORÓCZKI-PINTÉR, E.. Use of phytoplankton assemblages for monitoring ecological status of lakes within the Water Framework Directive: the assemblage index. **Hydrobiologia** 553: 1-14. 2006

PAERL, H. W., DYBLE, J., MOISANDER, P. H., NOBLE, R. T., PIEHLER, M. F., PINCKNEY, J. L., STEPPE, T. F., TWOMEY, L. & VALDES, L. M. Microbial indicators of aquatic ecosystem change: current applications to eutrophication studies. **FEMS Microbiol. Ecol.**, v.46, pp. 233-246. 2003.

PAERL, H.W., TUCKER, C.S. Ecology of blue-green algae in aquaculture ponds. **J World Aquaculture Soc.**;v.6, pp109-31.1995.

PÁEZ-OZUNA, F. The environment impact of shrimp aquaculture: A global perspective. **Env. Pollution**. v.32, pp. 229-231. 2001.

PANIAGUA-MICHEL, J. GARCIA, O. Ex- situ of shrimp culture effluent using constructed microbial mats. **Aquaculture engineering**. v. 28, p 131-139. 2003.

PEREIRA, L. P. F; MERCANTE, C. T. J. A amônia nos sistemas de criação de peixes e seus efeitos sobre a qualidade da água. Uma revisão. **B. Inst. Pesca**, São Paulo, 31 (1): 81-88, 2005.

PEREIRA, I.; REYES, G. & KRAMM, V. Cyanophyceae, Euglenophyceae, Chlorophyceae, Zygnematophyceae & Charophyceae em arrozales de Chile. **Gayana: Botánica** 57: 29-53, 2000.

_____, J.E., _____, C., _____, L., Nirchio, M. **Riesgos de la introducción de tilapias (*Oreochromis sp.*) (Perciformes: Cichlidae) en ecosistemas acuáticos de Chile.** Rev. chil. hist. nat. Santiago, v. 77, n. 1, 2004.

PETTERSSON, K., HERLITZ, E. & ISTVANOVICS, V. The role of Gloeotrichia echinulata in the transfer of phosphorus from sediments to water in lake Erken. **Hydrobiol.**, 25: 123-129. 1993.

PEZZATO, L.E., MIRANDA, E.C., BARROS, M.M., FURUYA, W.M., PINTO, L.G.Q. Digestibilidade aparente da matéria seca e da proteína e a energia digestível de alguns alimentos alternativos pela tilápia do Nilo (*O. niloticus*). **Acta Scientiarum Animal Science**,v.26, p.329 – 337. 2004.

PISSINATTO, L.B., ZMBELLE, J.C., OTA, H., FERREIRA, N., GUIRARDÉLLO, R. adjustment of wastewater treatment pond from a gelatin industry, using applied microbiology techniques. In 2º Congresso do Mercosul em Engenharia Química - ENPROMER, 08/2005. Mangaratiba, RJ. **Anais**. 2005.

- PROENÇA, C. E. M.; BITTENCOURT, P. R. L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: Ibama, 196 p1994.
- QI, Z.; ZHANG, X. H.; BOON, N.; BOSSIER, P. Probiotics in aquaculture of China — Current state, problems and prospect. **Aquaculture**. v. xxx , pp. xxx–xxx. 2009.
- REYNOLDS, C.S. What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic status. **Hydrobiologia**, 369/370: 11-26. 1998.
- REYNOLDS, C.S., Huszar, V., Kruk, C., Naselli-Flores, L., and Melo, S. **Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton**. *J. Plankton Res.* 24: 417-428. 2002.
- RAMIREZ, C. **Uso de bactérias lácticas probióticas na alimentação de camarões *litopenaeus vannamei* como inibidores de microrganismos patogênicos e estimulantes do sistema imune**. 2005, Tese (Doutorado em Processo Biotecnológicos), Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2005.
- RANDALL, D.J., and T.K.N. TSUI. **Ammonia toxicity in fish**. *Marine Pollution Bulletin*, 45: 17-23. 2002.
- ROLLAND A., BIRD D., GIANI A. Effects of environmental factors and composition of cyanobacterial communities on the occurrence of hepatotoxic blooms in the Eastern Townships, Quebec. **Journal of Plankton Research**. v.27 pp. 683-694. 2005.
- ROUND, F.E.; R.M. CRAWFORD, AND D.G. MANN. **The Diatoms Biology and Morphology of the Genera**. Cambridge, Cambridge University Press. pp.747. 1990.
- SAKATA, T. Microflora in the digestive tract and shellfish. In: Lesel, R. (Ed.). **Microbiology in Poecilotherms**, p. 171-176, 1990.
- SANTOS, G.P.C. **Avaliação hidrobiológica de cultivos de camarão *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) sob uso de probiótico**. Recife- PE- Dissertação de mestrado. Instituto de Tecnologia do Estado de Pernambuco. 115p. 2008.
- SANT'ANNA, C. L.; AZEVEDO, M. T. P.; SENNA, P. A. C.; KOMÁREK, J. KOMÁRKOVA, J. Cianobactérias planctônicas do estado de São Paulo, Brasil: Chroococcales. **Ver. Bras. Bot.** 27 (2): 213-227. 2004.
- SANT'ANNA, C.L., GENTILI, R.C. & SILVA, D. Comunidade fitoplanctônica de pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo. In: K.E. Esteves & C.L. Sant'Anna (orgs.). *Pesqueiros sob uma visão integrada de meio ambiente, saúde pública e manejo*. **Rima**, São Carlos, pp. 49-62, 2006.
- SAWYER, Clair N.; MCCARTY, Perry L.; PARKIN, Gene F. **Chemistry for environmental engineering**. 4th ed. New York: McGraw-Hill Inc., 641 p. 1994.
- SEAB - Secretaria da Agricultura e do Abastecimento do Paraná. **Aspectos da Agropecuária Paranaense Piscicultura**. Acesso:<: <http://www.pr.gov.br/seab/aspectos/piscicu.html/>>. Acesso em: 01/09/2003.

SEAP – SECRETARIA ESPECIAL DE AQUICULTURA E PESCA. Diretoria de **Desenvolvimento da Aqüicultura, Aqüicultura no Brasil**. Acesso:< : http://www.presidencia.gov.br/estrutura_presidencia/seap/aqui/> em 28 de abril de 2007.

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

SETO, L.M.; SIPAÚBA- TAVARES, L.H.; CARNEIRO, D.J.; CANDEIRA, P.G.P. Uso de tanques- rede em viveiros de criação de peixes. *AquaCiências* 2006. **Resumo: Bento Gonçalves**, Rio Grande do Sul, 2006.

SILVA, D. A. de; OLIVEIRA, A. S. RODRIGUES, M. L. et al. Avaliação de parâmetros físico-químicos de efluentes de piscicultura tratados com microorganismos eficazes. In: XVIII Congresso Nacional de Zootecnia, 2008, João Pessoa, PB. **Anais...ZOOTEC**, 2008. (CD-rom).

SILVA, D. **Dinâmica de populações de Microcystis (Cyanobacteria) em pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo, SP, Brasil**. Dissertação de mestrado, Instituto de Botânica de São Paulo, São Paulo, 146 p, 2005.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. e COLLUS, D.S. de O. Estrutura da comunidade fitoplanctônica e zooplanctônica em dois viveiros de cultivo semi-intensivo de peixes (Jaboticabal, Brasil). **Bol. Lab. Hidrobiol.**, 10: 51-64, 1997.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.E. **Limnologia aplicada à aquicultura**. Jaboticabal, Funep, 1994.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. e BRAGA, F.M.S. **Study on feeding habits of *Piaractus mesopotamicus* (Pacu) Larvae in fish ponds.** *Naga, the ICLARM Quarterly*, 22(1): 24-30.1999.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; GOMES, J.P.F.; BRAGA, F.M. de S. Effect of liming management on the water quality in *Colossoma macropomum* (“Tambaqui”) ponds. **Acta Limnologica Brasiliensia**, 15(3): 95-103, 2003.

SMITH, J.L.;BOYER, G. L.; ZIMBA, P. V. A review of cyanobacterial odorous and bioactive metabolites: Impacts and management alternatives in aquaculture. **Aquaculture**. v. 280 pp. 5–20, 2008.

SOMMER, U., PADISÁK, J., REYNOLDS, C.S. & JUHÁSZ-NAGY, P. 1993. Hutchinson’s heritage: the diversity-disturbance relationship in phytoplankton. In: J. Padisák, C.S. Reynolds & U. Sommer(eds.). **Intermediate disturbance hypothesis in phytoplankton ecology**. **Kluwer Academic Publishers**, Belgica, pp. 1-7.

SOTOMAYOR, M.A., BALCAZAR, L. J.,. Inhibicion de vibrios patógenos de camaron por mezclas de cepas probióticas. **Revista aquatic** 19, 9-15. 2003.

STEVENSON, R.J. & SMOL, J.P. Use of algae in environmental assessments. In: J.D.Wehr &R.G. Sheath (eds.). **Freshwater algae of North America: ecology and classification**. Academic Press, San Diego, pp. 775-804. 2003.

TENCALLA, F.G., DIETRICH, D.R.; SCHLATTER, C. Toxicity of *Microcystis aeruginosa* peptide toxin to yearling rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*). **Aquatic Toxicology**. v .30, pp. 215-224. 1994.

TUNDISI, J.G. **O futuro dos Recursos**. Ed. Multi Ciência, 691 pp. 2003.

TUNDISI, J. G.; MATSUMURA-TUNDISI, T. **Limnologia**. São Paulo: Oficina de Textos, 87p. 2008.

UTERMOHL, H. Zur vervollkommer der quantitativen phytoplankton methodik. **Mitt it Verein. Theor. Angew. Limnol**, 9: 1-38. 1958.

VALENTI, W. C. & DANIELS, W. H. Recirculation hatchery systems and management In: New, M. B. & Valenti, W. C. (Ed.) Freshwater Prawn Culture: The farming of *Macrobrachium rosenbergii*. Oxford, **Blackwell Science**. p. 69-90. 2000.

VERSCHUERE, L.; ROMBAUT, G.; SORGELOOS, P.; VERSTRATE, W., Probiotics bacteria as biological control agents in aquaculture. **Microbiol. Mol. Biol. Rew.** 64, 655–671. 2000.

VIEIRA, F.N. **Avaliação do tempo de permanência de Lactobacillus B6 no trato intestinal de camarões marinhos (Litopenaeus vannamei) e sua relação com a resposta imunológica**. Dissertação (Mestrado em Aquicultura), Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2006.

VINATEA-ARANA, L. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura**. Florianópolis: Editora da UFSC. 166 p. 1997.

VINATEA-ARAÑA, L. **Fundamentos de Aqüicultura**. Florianópolis: Editora da EDUFSC. 348 p.2004

VINE, N.G.; W.D. LEUKES, H.; KAISER, S.; DAVA, J.B.; HECHT, T. Competition for attachment of aquaculture candidate probiotic and pathogenic bacteria on fish intestinal mucus. **J. Fish Dis.**, v. 27, pp. 319-326. 2004.

VON SPERLING, M. V. **Princípios do tratamento biológico de águas residuárias – Princípios básicos do tratamento de esgotos**. Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental; Universidade Federal de Minas Gerais, v. 2, 211 p, 1996.

WANG, Y. B.; TIAN, Z. Q.; YAO, J.T.; LI, W. F. Effect of probiotics, *Enterococcus faecium*, on tilapia (*Oreochromis niloticus*) growth performance and immune response. **Aquaculture**, v. 277, p. 203- 277, 2008.

WATSON, A. K.; KASPAR, H.; LATEGAN, M. J.; GIBSON, L. Probiotics in aquaculture: The need, principles and mechanisms of action and screening processes. **Aquaculture**. V. 274. P. 1–14. 2007.

WETZEL, R.G.. *Limnology: lake and river ecosystems*. San Diego, **Academic Press**, 1006p. Artigos diversos, 2001.

WETZEL, R.G. **Limnologia**. 2nd ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian; 1993.

WU, L., Wang, Y.M., Xu, Q., Wei, F.J. The influence of EM to the haematological parameters of Southern catfish (*Silurus meriaionalis* Chen). **Feed Res.** 5, 7–10 (in Chinese), 2004.

WURTS, W.A.; DURBOROW, R.M. Interactions pf pH, carbon dioxide, alkalinity and hardness in fish ponds. **Aquaculture Program**, n.464, 4p, 1992. (SRAC- publication).

XAVIER, M.B., MAINARDES - PINTO, C.S.R. & TAKINO, M. Euglena sanguinea Ehrenberg bloom in a fish-breeding tank (Pindamonha gaba, São Paulo, Brazil). **Algological Studies** 62:133-142, 1991.

ZUANON, J.A.S.; FONSECA, J.B.; ROSTAGNO, H.S. et al. Efeito de promotores de crescimento sobre o desempenho de frangos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.27, n.5, p.999-1005, 1998.

YANBO, W.; ZHENLIN, H. Effect of probiotics on alkaline phosphatase activity and nutrient level in sediment of shrimp, *Penaeus vannamei*, ponds. **Aquaculture**. v. 287, p. 94-97. 2009.

YE, M.B., Gu, H.X., Chen, H.L., Lin, R.J. Application of EM in the cultures of juvenile green sea turtle (*Chelonia mydas*). **Chin. Fish.** 6, 51–52 (in Chinese), 2004.