



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAPÁ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS DA SAÚDE

LARISSA PAULA JARDIM DE LIMA BARBOSA

Avaliação da toxicidade de cianobactérias na água e da presença de microcistinas nos tecidos de peixes de viveiros em Macapá (AP).

MACAPÁ

2015

LARISSA PAULA JARDIM DE LIMA BARBOSA

Avaliação da toxicidade de cianobactérias na água e da presença de microcistinas nos tecidos de peixes de viveiros em Macapá (AP).

MACAPÁ

2015

LARISSA PAULA JARDIM DE LIMA BARBOSA

Avaliação da toxicidade de cianobactérias na água e da presença de microcistinas nos tecidos de peixes de viveiros em Macapá (AP).

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde da Universidade Federal do Amapá - UNIFAP, como parte dos requisitos necessários para a obtenção do título de Mestre em Ciências da Saúde.

Área de Concentração: Ensaios Biológicos.

Orientadora: Dra. Sílvia Maria Mathes Faustino

Co-orientador: Dr. Fernando Antônio Jardim

MACAPÁ

2015

Dedico

*À toda minha Família,
a quem dedico meu amor incondicional. À minha filha, Laura,
a mais perfeita realização da minha vida.*

AGRADECIMENTOS

À Deus por presentear-me com a vida, pelo infinito amor, ensinamentos e constante proteção.

À minha amada filha, Laura, que na sabedoria de sua inocência, me transmitiu apoio, confiança e força, indispensáveis à concretização deste trabalho. Amo você!

Ao Flávio, pelo amor, carinho e apoio especial. Pela ajuda infinita na concretização de mais essa etapa.

A minha mãe, pelo dom de amparar, de compreender e de amar. Incentivando-me a todo o momento.

Ao meu pai, pelo carinho, amor e incentivo.

As minhas irmãs, Danielle e Gisele com quem sempre pude contar em todas as horas, que Deus com sua infinita bondade lhes abençoe sempre.

As minhas sobrinhas, Sophia e Isabelle, pela alegria de seus sorrisos.

Ao meu cunhado André, irmão de coração, sempre me apoiando.

À minha madrinha Gugu, pela presença constante em minha vida.

Aos meus sogros por sempre me motivarem a lutar pelos meus ideais!

À Penha pelo seu carinho incondicional, me trazendo paz e esperança!

À Eliane que sempre me apoiou e motivou com seu carinho especial.

A minha orientadora Dra. Sílvia, que nestes anos de convivência e amizade me mostrou que nunca se pode desistir das barreiras da vida. Sua presença me trouxe força para seguir em frente em busca do melhor! Obrigada pela paciência e dedicação. Tenho um grande carinho por você!!

Ao querido amigo Fernando Jardim, por quem tenho muito respeito e carinho, exemplo de profissionalismo e dedicação, não somente pela co-orientação deste trabalho, mas também pela confiança em mim depositada e pelos grandes e constantes ensinamentos.

À Copasa por financiar meus experimentos.

À todos do Laboratório de Análises Orgânicas pela presteza e apoio nas análises de semipurificação.

Ao Laboratório de Hidrobiologia- Setor de Biologia da COPASA em especial Patrícia e Mariana que me apoiaram e auxiliaram em meu experimento.

Ao Laboratório de Microbiologia- Setor de Biologia da COPASA em especial: Ronaldo, Adriana e Cida pelas alegrias transmitidas a cada momento ao lado de vocês.

À piscicultura por abrir as portas para que esse trabalho fosse realizado, em especial ao Sr. Marcos que sempre esteve pronto para nos servir com sua humildade e carisma.

Aos Amigos, Ana Paula, Luís Fernando, Daniel, Patrícia, Rita, Bruna, Cristiana, Mariane e Terezinha: Pelo apoio e torcidas inestimáveis, pela possibilidade de momentos ímpares e por me deixarem fazer parte de suas vidas.

À Ana Paula, amizade que fiz na UFMG. Foram momentos de estudo e troca de experiências que nos aproximou mais e mais! Obrigada por tudo!!

Ao Professor Dr. Flaviano, pelas contribuições feitas em função do seu inglês perfeito... rrsr e sempre pronto para me ajudar.

Ao Dr. Marcos Tavares pela ideia inovadora e pertinente, que contribuiu imensamente para o desenvolvimento deste trabalho.

À Embrapa, em especial ao Daniel, pelo auxílio nas análises físico-químicas.

À querida Elane Cunha por sempre estar disposta a me ajudar com sua tranquilidade e amizade.

À Dayse e Arialdo por estarem presentes mesmo de longe neste momento.

A Universidade Federal do Amapá- UNIFAP e ao seu corpo docente, pela possibilidade de agregar importantes conhecimentos em minha vida profissional e a CAPES pela concessão da bolsa.

À Lea, secretária do PPGCS, que sempre atendeu a todas as minhas necessidades com rapidez e gentileza. Pela atenção incondicional e humana. Obrigada!!

Ao José (Secretário/bolsista PPGCS), com seu carisma e presteza.

Aos colegas de turma, pelo privilégio de convívio e discussões tão enriquecedoras, entre pessoas de formações diversas, durante o curso das disciplinas.

Aos membros da banca pela atenção e contribuições para a melhoria deste trabalho.

Enfim, a todos que contribuíram de forma direta ou indireta na elaboração deste trabalho.

MUITO OBRIGADA!!

*O êxito na vida não se mede
pelo que você conquistou,
mas sim pelas dificuldades que
superou ao longo do caminho"*

Abraham Lincoln

RESUMO

BARBOSA, L.P.J.L. **Avaliação da toxicidade de cianobactérias na água e da presença de microcistinas nos tecidos de peixes de viveiros em Macapá (AP)**. 2015. 111 p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Amapá, Macapá, 2015.

A piscicultura atualmente corresponde ao setor de produção de alimentos que mais cresce no mundo. O país apresenta grande potencial para o desenvolvimento desta atividade, dentre elas a região Norte por ter grande disponibilidade de recursos hídricos. O objetivo deste estudo foi realizar um levantamento das espécies de cianobactérias presentes na água dos viveiros de cultivo de peixes avaliando o seu potencial tóxico, além de quantificar a microcistina na carne dos peixes. A amostragem foi realizada em dezembro de 2013 em seis viveiros de piscicultura de Macapá. Foi analisados parâmetros químicos (oxigênio dissolvido, alcalinidade e dureza); físicos (temperatura, transparência e pH), bem como fatores bióticos (fitoplâncton e clorofila *a*). Foram coletados quatro tambaqui (*Colossoma macropomum*) e tambacu (*Colossoma macropomum* e *Piaractus mesopotamicus*) para análise da concentração de microcistinas nos músculos por meio do imunoensaio ELISA. Na floração de cianobactérias verificou-se o predomínio de *Radiocystis fernandoi*, *Planktothrix agardhii* e *Microcystis aeruginosa*. As concentrações de clorofila *a* ficaram acima de $146,82\mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$, indicando ambientes aquáticos com um grau de eutrofização elevado. A concentração de microcistina na carne dos peixes ficou abaixo do limite máximo de ingestão diária aceitável (IDA) estipulado pela OMS ($0,04\mu\text{g}$ de microcistina/ Kg^{-1} de peso corpóreo/ dia^{-1}). Porém, a exposição prolongada pode ser considerada como um sério risco à saúde uma vez que, as microcistinas são promotoras de tumores e o consumo continuado, ainda em baixas concentrações, pode levar à maior incidência de câncer hepático na população exposta. É de extrema importância o constante estudo de monitoramento da qualidade da água e do pescado, pois tem importância para saúde pública, devido ao consumo de peixes. Este é o primeiro trabalho na região Norte que investiga a bioacumulação de microcistina em tecidos de peixes indicando a importância de se promover um contínuo monitoramento desses organismos para consumo humano e animal.

Palavras-chave: piscicultura, qualidade da água, algas tóxicas, microcistinas, bioacumulação e saúde pública.

ABSTRACT

BARBOSA, L.P.J.L. **Evaluation of toxicity of cyanobacteria in water and the presence of microcystins in fish tissues in Macapá (AP)**. 2015. 111 p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Amapá, Macapá, 2015.

Aquaculture currently corresponds to food production sector fastest growing in the world. The country has great potential for the development of this activity, among them the North due to great availability of water resources. Thus it must be observed the effects of this activity that deserves attention to enable its improvement and facilitate their operation without affecting the health of the population. The objective of this study was to survey the species of cyanobacteria in the water of ponds and assess their toxic potential and quantifies the microcystin in the meat of two species of fish raised in ponds. Sampling was conducted in December 2013 in six ponds in Macapá. Collection was made of chemical parameters (dissolved oxygen, alkalinity and hardness); physical (temperature, transparency, and pH) as well as the determination of biotic factors (phytoplankton and chlorophyll *a*). Four fish were collected from specimens of tambaqui (*Colossoma macropomum*) and tambacu (*Colossoma macropomum* and *Piaractus mesopotamicus*) for analyzing the concentration of microcystins in the meat by ELISA immunoassay. In cyanobacteria bloom there was a predominance of *Radiocystis fernandoi*, *Planktothrix agardhii* and *Microcystis aeruginosa*. Chlorophyll *a* concentrations were above $146.82 \mu\text{g/L}^{-1}$ indicating aquatic environments with a high degree of hypertrophy. The concentration of microcystins in fish meat was below the maximum acceptable daily intake (ADI) set by the WHO ($0.04 \mu\text{g microcystin/kg body weight/day}^{-1}$). It is noticed that prolonged exposure can be considered as a serious health risk since microcystins induces tumors and the continued consumption, even at low concentrations, can lead to higher incidence of liver cancer in the exposed population. It is extremely important to study and monitoring of water and fish quality, and they shall be alert to public health for consumption. This is the first work in the North region investigating the bioaccumulation of microcystins in fish tissues indicating the importance of promoting continuous monitoring of these organisms for human and animal consumption.

Keywords: aquaculture, water quality, toxic algae, microcystin, bioaccumulation and public health.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1-	Tipos de cultivo na piscicultura.....	19
Figura 2-	Utilização do disco de secchi para medição da transparência.....	26
Figura 3-	Processo de eutrofização em lagos (normal e eutrofizado).....	29
Figura 4-	Cianobactérias mais comuns em ambientes eutrofizados.....	33
Figura 5-	Peixes estudados: A-Tambacu; B-Tambaqui.....	44
Figura 6-	Vista parcial da piscicultura.....	45
Figura 7-	Viveiros de cultivo da piscicultura.....	46
Figura 8-	A- Método de arraste horizontal; B- Coleta com a rede de plâncton....	47
Figura 9-	Método de análise: Método de análise: Clorofila <i>a</i> . 1- Filtração; 2- Membrana colmatada; 3- Membrana com etanol 90%; 4- Tubos protegidos da luz; 5- Análise espectrofotométrica; 6- Espectrofotômetro.....	49
Figura 10-	Método ELISA- 1- Soluções; 2- Padrões; 3- Filtração da amostra; 4- Microplaca contendo as amostras, padrões e soluções; 5- Lavagem da microplaca; 6- Leitura da microplaca.....	51
Figura 11-	Coleta do Tambaqui e Tambacu nos viveiros 4 e 18 (não depurados).	53
Figura 12-	Coleta do Tambacu no tanque depurado.....	53
Figura 13-	Medições (comprimento; largura; peso) dos peixes analisados.....	54
Figura 14-	Limpeza dos peixes para análise dos filés.....	55
Figura 15-	Processo de extração de microcistinas nos filés 1- Pesar 20g do filé; 2- Análise em triplicata; 3- Trituração; 4-Mistura agitada por 1h; 5- Centrifugação das amostras; 6- secagem das amostras; 7-8-9-10- Semipurificação com cartucho C18; 11- microplaca com amostras e soluções; 12- Resultado final (leitura).....	56
Figura 16-	Cianobactérias predominantes nas amostras de água dos viveiros. 1- <i>Microcystis aeruginosa</i> Aumento: 200x; 2- <i>Microcystis protocystis</i> Aumento: 200x; 3- <i>Radiocystis fernandoi</i> Aumento: 200x; 4- <i>Planktothrix agardhii</i> Aumento: 200x;.....	62

LISTA DE TABELAS

Tabela 1-	Dados biométricos das espécies analisados.....	54
Tabela 2-	Variáveis limnológicas dos viveiros estudados.....	60
Tabela 3-	Frequência de ocorrência do fitoplâncton identificado nas amostras de água dos viveiros de pisciculturas em Macapá (AP).....	61
Tabela 4-	Resultados da análise de clorofila- <i>a</i> e feoftina <i>a</i> na água dos viveiros analisados.....	63

LISTA DE ABREVIÇÕES

MCYSTs	Microcistinas
MCs	Microcistinas
IDA	Ingestão diária aceitável
OMS	Organização Mundial de Saúde
ELISA	Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
UV	Ultra violeta
pH	Potencial hidrogeniônico
IGAM	Instituto Mineiro de Gestão das Águas
CONAMA	Conselho Nacional do Meio Ambiente
CETESB	Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental
CYN	Cilindrospermopsina
STX	Saxitoxina
TDI	Tolerable Daily Intake
µm	Micrômetro
mL	Mililitro
nm	Nanômetro
µL	Microlitro
cm	Centímetro
g	Gramma
RPM	Rotação por minuto
mg	Miligramma
CLAE	Cromatografia líquida de alta eficiência

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	14
2.	REVISÃO DA LITERATURA.....	16
2.1	Histórico: Aquicultura e Piscicultura.....	16
2.2	Formas de cultivo dos peixes.....	18
2.3	Qualidade da água na piscicultura.....	21
2.4	Principais problemas ambientais na piscicultura.....	26
2.5	Importância da qualidade da água na produção de organismos aquáticos.....	28
2.6	Eutrofização.....	29
2.7	Algas tóxicas.....	32
2.7.1	Ocorrência de algas tóxicas na água de pisciculturas no Brasil.....	36
2.8	Bioacumulação de microcistinas em pescados.....	40
2.9	Peixes: Tambaqui e Tambacu.....	43
3.	OBJETIVOS.....	44
3.1	Objetivo geral.....	44
3.2	Objetivos específicos.....	44
4.	MATERIAL E MÉTODOS.....	45
4.1	Área de estudo.....	45
4.2	Determinação das variáveis abióticas.....	46
4.3	Coleta de material fitoplanctônico.....	47
4.4	Fixação e preservação do material fitoplanctônico.....	47
4.5	Identificação taxonômica do material fitoplanctônico.....	48
4.6	Indicação da biomassa fitoplanctônica (Clorofila <i>a</i>).....	48
4.7	Metodologia.....	49

4.7.1	Clorofila <i>a</i>	49
4.7.2	Quantificação de microcistinas- seston.....	50
4.7.3	Coleta e transporte dos exemplares de peixes.....	52
4.7.4	Extração e análise de microcistinas no músculo de peixes.....	55
5.	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	58
5.1	Variáveis abióticas.....	58
5.2	Análise qualitativa do fitoplâncton.....	61
5.3	Clorofila <i>a</i>	63
5.4	Microcistinas- seston.....	64
5.5	Microcistina- peixes.....	65
6.	CONCLUSÃO.....	74
7.	REFERÊNCIAS.....	75

1. INTRODUÇÃO

A piscicultura é uma modalidade da aquicultura que consiste na criação de peixes em ambientes artificiais. É uma prática registrada desde a Roma Antiga e, depois de séculos, em função do crescimento demográfico e da demanda por alimentos, apresentou grande expansão na região indo-pacífica, principalmente na China (BASTOS, 2003). 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. A necessidade de produção de proteína de origem animal tem sido uma constante preocupação nacional. A piscicultura, uma opção de geração de emprego e renda e ao mesmo de aproveitamento dos recursos naturais, apresenta grande potencial de crescimento no país pela enorme disponibilidade hídrica existente.

Na bacia do Rio Amazonas, os recursos hídricos representam importantes indutores do desenvolvimento regional, cabendo destacar os aspectos ou contextos sócio-econômicos relacionados diretamente a água e seu uso como o desenvolvimento dos recursos de pesca, com uma ictiofauna rica e diversificada, que constitui a base alimentar das populações numa visão de sustentabilidade (PAGGI, 2006).

Nas últimas três décadas a aquicultura assim como a piscicultura tem se expandido causando impactos em ecossistemas naturais resultante da geração de resíduos metabólicos, fezes e alimentos não consumidos. No entanto, nem todas as técnicas de cultivo têm consequências ambientais negativas, uma vez que muitas delas são favoráveis com um manejo ambiental efetivo e sócio-econômico benéfico à população (TALBOT & HOLE, 1994; KUBITIZA, 1998).

Segundo McIntosh (2000), o alimento artificial fornecido aos peixes é uma importante forma de poluição nos sistemas de criação, pelo aumento nas concentrações de matéria orgânica e nutrientes causado pelas perdas e excreção dos animais cultivados. A renovação contínua da água nos viveiros pode minimizar os efeitos de eutrofização destes, impedindo a deposição excessiva de material no fundo e a decomposição com consumo de oxigênio. Entretanto, o fluxo contínuo pode acarretar problemas mais sérios nos viveiros subsequentes e no corpo d'água que recebe os dejetos, levando ao acúmulo de amônia e nitrito, muitas vezes atingindo concentrações tóxicas aos peixes (SIPAÚBA-TAVARES, 1995).

A produção de resíduos orgânicos particulados nos sistemas de criação de peixes aumenta a decomposição e a liberação de nutrientes dissolvidos. A variação na concentração de nutrientes dissolvidos pode causar uma mudança na proporção de nitrogênio (N) e fósforo (P) do ambiente, o que

tem sido mencionado como causa provável para a proliferação de algas com produção ou não de toxinas (TROELL *et al.*, 1997; GROSS *et al.*, 1998).

Viveiros e tanques de criação de peixes são ambientes rasos, dinâmicos e que sofrem influência direta das condições climáticas e do manejo usado. Em geral, estes sistemas são dominados por espécies planctônicas oportunistas que possuem um rápido desenvolvimento e suportam frequentes alterações ambientais (SIPAÚBA-TAVARES & BRAGA, 1999).

Os fertilizantes contêm nitrogênio e fósforo que estimulam a produtividade fitoplanctônica, aumentando a teia alimentar e determinando a produção aquícola. Somente parte dos nutrientes dos alimentos e fertilizantes compõe o produto final da produção, os restos não consumidos podem permanecer no sedimento, sendo mineralizados pelas bactérias ou disponibilizados na coluna d'água. O movimento mais intenso dos peixes e as fortes chuvas também favorecem o crescimento do plâncton e, com frequência, ocorrem as florações de cianobactérias, que são as principais fontes de produtos do metabolismo secundário (geosminas) que provocam um sabor desagradável em peixes cultivados. (BOYD & QUEIROZ, 1997; AVNIMELECH, 1998; PLOEG & BOYD, 1991).

A floração de cianobactérias em sistemas de piscicultura tem sido pouco estudada no Brasil, principalmente em relação à toxicidade dessas algas em viveiros. Os resultados de pesquisas atuais demonstram que a floração de algas, principalmente de cianobactérias, é expressivo, trazendo prejuízos ao produtor devido a mortalidade de peixes (ELER *et al.*, 2006). Situações de riscos ambientais e de saúde já foram diagnosticadas em estudos, podendo ser identificada a mortandade de peixes em alguns estabelecimentos como um pesque-pague e viveiros de criação, principalmente em função da presença de espécies de algas pertencentes aos gêneros *Microcystis*, *Anabaena*, *Aphanocapsa* e *Cylindrospermopsis* (ELER *et al.*, 2009).

Como o consumo de peixe vem aumentando no Brasil, o presente trabalho visou avaliar a presença de cianobactérias em viveiros de piscicultura em Macapá (AP), verificando a ocorrência de microcistina na água (seston) e no músculo do peixe, visando avaliar o risco potencial para o meio ambiente e saúde pública.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1 HISTÓRICO: AQUICULTURA E PISCICULTURA

A aquicultura é uma atividade antiga, mas o seu desenvolvimento é relativamente recente.

Documentos originários da China, Egito e Roma atestam que eram praticadas criações de peixes e moluscos nessas regiões entre 3.000 e 4.000 anos (SILVA, 2005).

No Brasil, a aquicultura cresce a uma taxa superior a 20% ao ano, muito maior que todas as demais atividades de produção animal (OSTRENSKY; BORGHETTI; SOTO 2008). Nosso país é o segundo produtor de organismos aquáticos da América do Sul, atrás somente do Chile. Em relação à criação de peixes de água doce, 67% da produção nacional está baseada na produção de carpas, tilápias e peixes redondos tambaqui (*Colossoma macropomum*) e tambacu (*Colossoma macropomum e Piaractus mesopotamicus*). Entretanto, espécies nativas como o pintado, pirarucu, jundiá, dourado entre outras, apresentam boas características para a criação em cativeiro (BALDISSEROTTO; RADÜNZ NETO, 2004).

O crescimento mais efetivo da aquicultura no Brasil ocorreu como reflexo do declínio da pesca extrativista e do simultâneo aumento na demanda de pescado, além do incentivo do governo, estimulando a criação de organismos aquáticos. A piscicultura é uma atividade agropecuária que exige conhecimento de vários ramos da ciência, dentre os quais se destacam a limnologia, ictiologia e ecologia de sistemas entre outros (CASTAGNOLLI, 1980; ELER, 1996).

Vários outros fatores favoreceram o rápido crescimento da aquicultura no Brasil, tais como as condições climáticas favoráveis, grande quantidade de recursos hídricos disponíveis e de boa qualidade; facilidade de adaptação de tecnologias estrangeiras; e de possibilidade de fácil importação de insumos e equipamentos. Fatores comportamentais estão favorecendo o desenvolvimento atual da piscicultura como modificações do hábitat, por meio da poluição, desmatamento e represamentos, a mudança do hábito alimentar das pessoas, o aparecimento de novos produtos mais práticos para o consumo e a utilização para lazer e esporte (SCORVO FILHO, 2007).

A piscicultura teve seu início na China a cerca de quatro mil anos, onde se desenvolveu o consorciamento entre peixes e outros animais (búfalos e porcos), objetivando melhorar a qualidade da água para o cultivo. Nos primeiros séculos da era cristã, os registros sobre a piscicultura se deram pelos romanos que construía grandes piscinas nas proximidades das praias, destinadas a armazenar peixes. Na Europa a piscicultura só começou a partir do século XIV, pelos monges que criavam carpas nos mosteiros, a fim de consumi-las nos momentos de abstinência de carnes vermelhas (SEBRAE, 2001).

No Brasil a piscicultura teve seu início por volta de 1929 no estado do Ceará, sendo introduzida comercialmente na década de 1950, com a utilização de espécies exóticas tais como tilápia, carpa e truta cultivadas em pequenas propriedades. Em alguns estados do Sul do Brasil, a partir de 1970 surgiram experiências de consorciamento entre algumas dessas espécies e a produção de aves e suínos que se beneficiaram dos canais de comercialização por cooperativas do setor agropecuário (DIEGUES, 2006). Hoje no Brasil, há o cultivo de várias espécies de peixes, desde o extremo sul ao extremo norte, alcançando um dos mais elevados níveis de produtividade em termos mundiais (IBAMA, 2009).

Em seus estudos, Silva (2001) relatou que no continente europeu os peixes eram criados inicialmente, em tanques para abastecimento dos refeitórios dos mosteiros. Assim, o centro do renascimento da piscicultura foi a Europa Central e seu desenvolvimento está estreitamente relacionado com a edificação dos mosteiros, visto que a produção era destinada ao consumo dos religiosos.

Acredita-se que no século XX, os avanços técnicos na piscicultura foram significativos em diversas regiões do mundo e os progressos obtidos estão relacionados ao desenvolvimento da reprodução e incubação artificial, intensificação do uso de alimentos concentrados que inicialmente foram utilizados na salmônica e ao desenvolvimento de técnicas de transportes de ovos, larvas, alevinos e peixes adultos. A reprodução artificial foi desenvolvida na União das Repúblicas Socialistas Soviéticas (URSS), em 1959, e no ano seguinte introduziu-se na Hungria, Romênia e em outros países do Leste Europeu. O avanço das técnicas de reprodução, manejo, alimentação e de melhoria das instalações atingiu elevado grau de desenvolvimento econômico e tecnológico, em Israel e Japão, proporcionando condições básicas para o início da expansão de uma piscicultura em bases empresariais (MARTINS *et al*, 2005).

Segundo Castagnolli (1980), a piscicultura é um tipo de exploração animal que vem se tornando cada vez mais importante como fonte de proteína para o consumo humano, favorecida pela redução dos estoques pesqueiros. O Brasil apresenta um grande potencial para a aquicultura, 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.

Somente no século passado a piscicultura começou a ser praticada com fins comerciais no Japão e, na década de 40, pesquisas relacionadas com a nutrição de peixes tiveram início nos Estados Unidos da América durante os últimos 30 anos, houve um grande desenvolvimento nos conhecimentos científicos básicos sobre nutrição de peixes, possibilitando a elaboração de dietas artificiais para as várias espécies cultivadas em todo mundo (CASTELLANI e BARRELLA, 2005). A piscicultura surge nos últimos anos, como uma alternativa de desenvolvimento social e econômico, possibilitando o

aproveitamento efetivo dos recursos naturais locais e a criação de postos de trabalhos assalariados. Porém, assim como qualquer outra atividade humana, de planejamento para produzir bons resultados.

Prochmann e Michells (2003) destacam que a cadeia produtiva da piscicultura pode ser dividida em 4 grandes elos: a produção de alevinos, engorda, abate/frigorificação e a distribuição, relacionada à comercialização do peixe in natura e de sua carne industrializada ou não, bem como de alevinos, como peixes exóticos.

No Brasil o consumo do pescado e sua exploração, tanto para uso próprio como comercial, é pouco expressivo (cerca de 10% da população incorpora o peixe em sua alimentação); no entanto apresenta grande potencial para o desenvolvimento da piscicultura (OLIVEIRA, 2012). A piscicultura produz um efluente rico em nutrientes, fezes, ração não consumida, resíduos de produtos químicos, como os utilizados na desinfecção e tratamento de doenças, hormônios utilizados na reprodução, além de anestésicos, para transporte (ELER e MILLANI, 2007).

O consumo brasileiro de pescado tem crescido, principalmente devido ao consumo que está cada vez mais consciente da importância dos cuidados com a saúde. Verifica-se com isso uma forte tendência de mudança dos hábitos alimentares. A preocupação em consumir alimentos mais saudáveis, que apresentem baixos teores de gordura, livres de colesterol e produzidos sem o uso de produtos químicos, tem contribuído para um acentuado incremento na demanda das chamadas carnes brancas, grupo ao qual pertence o pescado (VIEIRA, 1998).

2.2 FORMAS DE CULTIVO DOS PEIXES

O cultivo intensivo de peixes pode ocorrer em viveiros escavados ou tanques-rede. Scorvo Filho (2007) cita que existem basicamente três tipos de sistemas de criação, na aquicultura. O extensivo, muito utilizado por pequenos produtores em pequenas áreas de espelho de água, onde não se utiliza ração comercial, mas os subprodutos agrícolas, resultando em baixo custo e baixa produtividade. Este sistema é empregado em grandes represas, onde se faz o repovoamento com alevinos e se retira o peixe através da pesca tradicional de pequena escala. O semi-intensivo, que é o mais utilizado no Brasil e já aplica alguma tecnologia de criação, como: viveiros-berçários, ração comercial e certo nível de controle da qualidade da água. Neste sistema, a produtividade pode chegar a até 16 toneladas por hectare/ano. E o intensivo, que até poucos anos atrás se restringia apenas às regiões serranas, onde se pratica a truticultura. Atualmente, já é utilizado na criação de peixes nativos como o pacu e o piaçu e espécies exóticas como a tilápia.

A criação em tanque-rede, um recurso que minimiza a pesca predatória, é um sistema de cultivo intensivo que utiliza altas densidades populacionais nos tanques. Essa prática é favorecida por permitir um crescimento rápido dos animais cultivados, boa conversão alimentar e facilidade na reprodução induzida (TAVARES- DIAS *et al.*, 1999).

O cultivo intensivo de peixes em tanques-rede consiste em produzir pescado em um sistema de gaiola flutuante na água, na qual os peixes ficam confinados em alta densidade. Pode ser implantado no mar, estuário, lago, lagoa, canal de irrigação, rio e reservatório. Os tanques são confeccionados com redes ou telas, permitindo a passagem da água pelo interior dos tanques. Esse tipo de cultivo iniciou-se na Ásia em meados dos anos 50, pois na década de 60 o Japão produzia e comercializava peixes marinhos manejados nesse sistema (CASTAGNOLLI e TORRIERI-JÚNIOR, 1980).

O potencial hídrico do território brasileiro, represado em grandes reservatórios artificiais formados para geração de energia elétrica, associado às condições climáticas, às rações completas e balanceadas para uso em piscicultura superintensiva e aos estímulos dos governos Estadual e Federal, vem permitindo uma significativa expansão da piscicultura em tanques-rede (BRASIL, 2007).

Para o cultivo de peixes no sistema tanque-rede deve-se levar em consideração para implantação do empreendimento: a capacidade de suporte do reservatório que depende diretamente da malha e da forma do tanque-rede, da relação entre a área da tela em contato com a água e o volume útil. Também se deve considerar a posição dos tanques-redes no reservatório, a profundidade do local para diluição de resíduos, a renovação e a qualidade da água, e a distância e o posicionamento entre as estruturas e a sinalização. Os tanques-rede devem ser construídos com material resistente para evitar o rompimento dos mesmos (ONO e KUBTIZA, 2003).

Os tanques feitos de terra (tanques escavados) apresentam condições próximas às naturais dos peixes. São construções menos onerosas, mas necessitam de manutenção e reparos constantes. Suas paredes devem apresentar inclinação máxima de 45 graus e ter suas bordas gramadas para evitar desmoronamentos (VIEIRA, *et al.*, 1998).

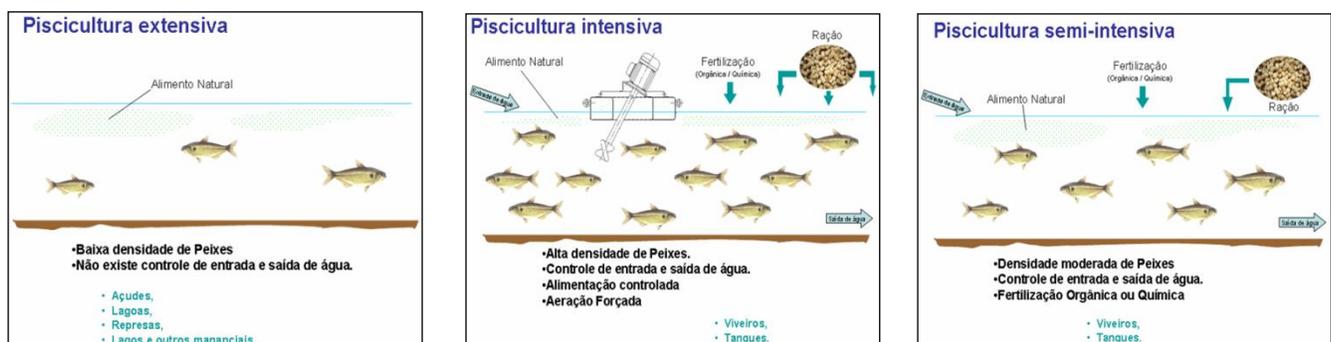


Figura 1: Tipos de cultivo na piscicultura. **Fonte:** SEBRAE (2001).

A criação de peixes em tanques-rede ou gaiolas é um sistema intensivo de produção de peixes, com renovação contínua de água (BEVERIDGE, 1987; COLT & MONTGOMERY, 1991). As vantagens da adoção deste sistema de produção são inúmeras, particularmente quando consideramos que o método pode ser utilizado com uma infraestrutura mínima e relativamente barata (BALARIN *et al.*,1982). Trata-se de uma excelente alternativa para o aproveitamento de corpos d'água que apresentam dificuldades para a prática da piscicultura convencional (McGINTY & RAKOCY,1989; SCHMITTOU,1993).

Cocche (1982), Perez & Robledillo (1989) e SILVA *et al.* (1997) descrevem gaiolas flutuantes como estruturas compostas de uma estrutura de superfície, que consiste de um sistema de sustentação e flutuação, mais uma estrutura submersa, de contenção, que pode ser confeccionada com materiais rígidos (gaiolas) ou flexíveis (tanques-rede). Na presença de correntes d'água com velocidade superior a 20-30 cm/s, a construção rígida é mais indicada. A abertura da malha das redes ou telas deve ser a maior possível, sempre em concordância com o tamanho dos peixes que estão sendo criados para permitir a passagem de água através da gaiola o maior número de vezes possível por unidade de tempo, os tanques-rede devem ser cobertos para prevenir a ação de predadores, furtos e oferecer sombreamento que impede a incidência de raios UV e diminuir a visão dos peixes, reduzindo o estresse e melhorando o sistema imunológico desses animais.

Segundo Medeiros (2002), os tanques-rede podem ser retangulares, quadrados ou redondos, o formato do tanque-rede não determina uma produtividade significativa, mas os retangulares são os que mais facilitam a passagem de água de forma homogênea pela superfície lateral. Os tanques-rede redondos apresentam uma menor taxa de renovação, em função da tendência da corrente de água circundar o tanque-rede.

Muitos fatores influenciam a capacidade de sustentação, o desempenho e a sobrevivência dos peixes em gaiolas e tanques-rede. As características intrínsecas da espécie, qualidade da água, dimensões do tanque-rede, alimentação e a densidade de estocagem são os principais fatores que afetam o sucesso da criação de peixes neste sistema (BEVERIDGE, 1984; 1987).

O sistema de criação de peixes em gaiolas e tanques-rede apresenta vantagens e desvantagens em relação à produção de peixes em viveiros. Como vantagens podem citar: menor variação dos parâmetros físico-químicos da água durante a criação; maior facilidade de retirada dos peixes para venda (despesca); menor investimento inicial (60 – 70 % menor que viveiros convencionais); facilidade de movimentação e relocação dos peixes; intensificação da produção; facilidade de observação dos peixes, melhorando o manejo; redução do manuseio dos peixes; e, diminuição dos custos com tratamentos de doenças. Como desvantagens podem citar: necessidade de fluxo constante de água

através das redes, suficiente para manter um bom nível de oxigênio; dependência total do sistema em rações balanceadas; risco de rompimento da tela da gaiola e perda de toda a produção; possibilidade de alteração do curso das correntes aumentando o assoreamento dos reservatórios; e, a possibilidade de introdução de doenças ou peixes no ambiente, prejudicando a população natural (SCHMITTOU, 1997; HUGUENIN & ANSUINI, 1978; GEFFEN, 1979; CASTAGNOLLI & TORRIERI JR, 1980; FAO, 1984,1992; BEVERIDGE, 1987; MEROLA & SOUZA, 1988; MASSER, 1992; McGINTY, 1991; BORGHETTI & CANZI, 1993; BAO-TONG, 1994; BOZANO & FERRAZ DE LIMA, 1994).

A criação de peixes em regime intensivo é baseada em elevadas densidades de estocagem e na utilização de rações de alta qualidade. Nestes sistemas os peixes são totalmente dependentes do alimento externo e, portanto, é indispensável que este alimento contenha todos os nutrientes necessários para um crescimento adequado. Os resíduos deste tipo de criação (alimentos não consumidos e material fecal) aumentam o teor de nutrientes no sistema, principalmente nitrogênio e fósforo, enriquecendo o ambiente. Esses dois nutrientes inorgânicos, associados à luz solar, são considerados fatores fundamentais para o crescimento, abundância e produtividade do fitoplâncton em ecossistemas aquáticos (HENRY, 1990; 1993; DOWNING *et al.*, 1992; TAYLOR *et al.*, 1992; BAYNE *et al.*, 1992). Este enriquecimento é benéfico até o ponto em que promove aumento na população de peixes do ambiente natural. Entretanto, o super-enriquecimento do ambiente torna-se poluição, uma vez que favorece a proliferação de algas e o acúmulo de lodo anaeróbico, o que diminui a disponibilidade de oxigênio no meio (BEVERIDGE, 1984; SCHMITTOU, 1997). Esse problema pode ser minimizado através de um adequado dimensionamento da produção, no qual são estipulados limites máximos de fornecimento de ração por dia.

A criação intensiva de peixes em tanques-rede tem crescido em países como China, Indonésia e Brasil. Assim, tende a tornar-se o mais importante sistema de cultivo de peixes em países com práticas em aquicultura, devido às vantagens que apresenta sobre os sistemas convencionais de cultivo. No Brasil, houve recentemente um estímulo do Governo Federal para a implantação de projetos aquícolas em 1% da área dos corpos d'água de domínio da União (ZANIBONI *et al*, 2005).

2.3 QUALIDADE DA ÁGUA NA PISCICULTURA

A qualidade da água no cultivo é essencial em uma piscicultura e representa não só a condição para sobrevivência como também um meio para o desenvolvimento de alimento natural para os peixes. Se a criação for conduzida em tanques escavados, sistemas de alto fluxo ou em tanques-rede deve-se considerar a qualidade da água como forma de otimizar os índices de produtividade (LAZZARI, 2008).

De acordo com Pádua (2000), a água de abastecimento de um sistema de criação pode ser superficial (rios, lagos naturais, açudes e córregos, antigos viveiros ou reservatórios) ou subterrânea (provenientes de nascentes e poços, originárias de lençóis freáticos), existindo, ainda, sistemas cujos viveiros são construídos na área da nascente, com água jorrando dentro do viveiro. Em geral, a qualidade da água da piscicultura será influenciada pelas características da água de abastecimento, como: produtividade primária, concentração de material orgânico, elementos químicos e presença de microrganismos, em especial coliformes, além de uma relação com a constituição do solo de origem e/ou percurso percorrido pela água. No entanto, apesar de refletir diretamente na qualidade da água do viveiro, pouca importância tem sido atribuída a essa entrada de água (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2006).

Um dos aspectos mais importantes e complexos da piscicultura envolve a manutenção da qualidade da água em condições adequadas para criação, exigindo manejo efetivo e assegurando sustentabilidade. A qualidade da água nos sistemas de criação de peixes está relacionada com a água de origem, manejo (calagem, adubação e limpeza), espécies cultivadas e quantidade e composição do alimento fornecido. A água que entra nos viveiros tem suas características químicas que podem ser mantidas ou modificadas, sendo frequentemente influenciadas, dentro do sistema, pelo aporte de matéria orgânica e nutriente (BOYD, 1986; THONTON *et al.*, 1990; MERCANTE *et al.*, 2004, 2007).

Os fatores que influenciam a qualidade da água são: temperatura; oxigênio dissolvido; gás carbônico; pH; alcalinidade e dureza total; amônia; nitrito; gás sulfídrico; relação entre a quantidade de ração e a concentração de fitoplâncton; nutrição dos peixes, incluindo a relação entre proteína, aminoácidos e energia; os métodos de arraçoamento; e a capacidade de troca d'água entre o tanques-redes e o reservatório (ROTTA e QUEIROZ, 2003).

Para um perfeito entendimento da estrutura e dinâmica de um ecossistema aquático é necessário um estudo de parâmetros limnológicos, através de avaliações das características bióticas e abióticas dos sistemas, para posteriores aplicações práticas (HENRY *et al.*, 1978).

A temperatura da água varia menos que a temperatura do ar atmosférico, pois possui maior capacidade térmica. A utilização de um termômetro é a primeira e uma das principais ferramentas para o piscicultor. Em tanques de cultivo deve-se ter noção de como acontece à estratificação térmica, fenômeno que ocorre devido a diferenças de densidade entre as camadas de água do tanque ou viveiro. Isto pode interferir na produtividade de alimento natural, que afeta diretamente alguns sistemas de produção, como o policultivo de carpas (BARCELLOS, 2006).

A turbidez é um parâmetro físico que caracteriza quantidade de materiais em suspensão na água, que pode ser elementos do solo (turbidez argilosa) ou excesso de algas (turbidez planctônica).

Quanto mais turva a água, haverá menos penetração de luz solar, que interfere no processo de fotossíntese, principal fonte de produção de oxigênio em tanques de cultivo (MOREIRA; VARGAS, 2001). Para os peixes, o excesso de turbidez pode causar mortalidade por falta de oxigênio ou dificultar a respiração dos peixes, pois as partículas de argila em suspensão podem se aderir às brânquias.

De maneira geral, o aumento de produtividade pode ser alcançado com o aumento da taxa de estocagem de organismos, de energia e nutrientes exógenos, diminuindo a dependência de nutrientes e energia endógenos ao sistema. Com a intensificação dos sistemas de criação, há uma tendência para utilização de menores áreas cultivadas e maior dependência do uso de rações, além da maior necessidade de renovação e aeração da água para manutenção de sua qualidade em níveis aceitáveis para criação dos organismos aquáticos (KUBITZA, 2000). Desta maneira, a elevada densidade de peixes favorece a dependência de óleo e farinha de peixe (principais componentes das rações, particularmente as de peixes carnívoros), aumentando a susceptibilidade dos animais a doenças e uso de antibióticos e terapêuticos (BOYD, 1982; KUBITZA, 2000).

Efluentes de viveiros de peixes apresentam altas concentrações de nutrientes sólidos e solúveis, derivados de produtos metabólicos da decomposição da matéria orgânica e lixiviação, dissolvidos na água ou acumulados sobre o sedimento (SHILO e SARIG, 1989; YOO *et al.*, 1995). A concentração do nitrogênio na forma de nitrato, importante também sob o ponto de vista de saúde pública e animal, é baixa nas águas superficiais, podendo atingir valores elevados em águas profundas (GREENBERG *et al.*, 1992). Concentrações elevadas de nitrato podem ser observadas em mananciais superficiais como resultado dos processos de mineralização e nitrificação, envolvendo outras formas de nitrogênio presentes nestas águas (HOODA *et al.*, 2000), onde o nitrogênio pode ser transportado pela água de escoamento superficial de chuvas, provocando eutrofização dos ecossistemas aquáticos receptores. Além disso, como os viveiros são corpos d'água de pequena profundidade, o fluxo contínuo de água, ação do vento e precipitação promovem circulação da água, transformando os viveiros em ecossistemas dinâmicos (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 1994).

A amônia é o principal resíduo nitrogenado excretado pelos peixes, resultante do metabolismo protéico, e contribui para o aumento da decomposição microbiana de resíduos orgânicos (restos de alimentos, fezes e adubos orgânicos). No interior do viveiro a amônia é produzida pela conversão biológica do nitrogênio orgânico, sendo que a maioria das formas de nitrogênio disponível é protéica e é convertida para moléculas de amônia ou íons amônio, dependendo do pH. Em habitats aeróbicos, a nitrificação converte amônia para nitrato, que é reduzido por desnitrificação, onde o nitrogênio é volatilizado pelo processo microbiano, no qual o nitrato é convertido a gás e liberado para o ambiente. As condições de baixo oxigênio dissolvido, favorecem o acúmulo de nitrito na água. Desta maneira, a

fertilização, sob condições controladas, é um procedimento importante na piscicultura, permitindo aumento do potencial produtivo. Entretanto, pode acarretar desequilíbrio ecológico e proliferação intensa de algas em condições de excesso de nutrientes, associados à alta temperatura e luminosidade, podendo durar longos períodos e ocasionar mortalidade de peixes devido à diminuição de oxigênio no hipólímnio (LATONA, 2002).

Como a piscicultura pode produzir efluente eutrofizado, de maneira geral, esse é bastante semelhante ao doméstico, com elevada demanda bioquímica de oxigênio, grande concentração de sólidos em suspensão e compostos nitrogenados e fosfatados. Esta similaridade permite analogia dos impactos provocados pelos diferentes sistemas que contribuem para eutrofização dos corpos aquáticos (ZANIBONI-FILHO 1997; AVNIMELECH, 1999).

Desta maneira, a concentração de nutrientes nos efluentes de piscicultura pode provocar inúmeras alterações físicas e químicas no corpo d'água receptor, entre elas, variações acentuadas no pH, responsáveis por grande mortalidade de peixes devido ao desequilíbrio ambiental (BEVERIDGE *et al.*, 1991; TALBOT e HOLE, 1994).

Diversos estudos têm demonstrado que o processo de eutrofização influencia na estrutura e dinâmica das comunidades planctônicas, sendo utilizado para avaliação do estado trófico do ecossistema aquático (KARABIN *et al.*, 1997; PINTO-COELHO, 1998). De acordo com MARGALEF (1983). Os organismos planctônicos funcionam como sensores refinados das variáveis ambientais e refletem, melhor que qualquer artefato tecnológico, a intensidade dessas variáveis no decorrer do tempo.

Geralmente, ocorre a utilização máxima da capacidade de suporte em viveiros e tanques de criação de peixes, sistemas que variam de mesotróficos a eutróficos, onde qualquer alteração, por menor que seja, pode acarretar condições adversas no meio (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2002; SIPAÚBA-TAVARES e BRAGA, 2007). Dependendo do grau de eutrofização dos viveiros de piscicultura, que são ambientes dinâmicos, diferentes espécies planctônicas, bem adaptadas às alterações constantes destes sistemas e com ciclo reprodutivo curto, podem aparecer em elevada abundância (PAERL e TUCKER, 1995).

Os ecossistemas aquícolas são caracterizados por variáveis físicas, químicas e biológicas que interagem individual ou coletivamente, influenciando no desempenho da produção. O conhecimento dessas variáveis é de fundamental importância para a realização de um manejo eficiente, pois desta maneira proporcionam um ambiente adequado aos animais cultivados. Então, a presença do zooplâncton e de outros elos da cadeia alimentar proporciona um incremento no crescimento da espécie alvo. Por outro lado, o fitoplâncton (microalgas) se encarrega de remover os compostos nitrogenados e

fosfatados, além de aumentar a concentração de oxigênio, essencial aos organismos. Nutricionalmente, as microalgas são fontes de proteínas, lipídios, carboidratos e vitaminas, apresentando também elementos traços que são importantes para o aproveitamento nutricional por parte do zooplâncton e outras comunidades, como por exemplo, peixes e camarões (BARBIERI & OSTRENSKY, 2002).

Sistemas de cultivo de peixes acarretam modificações nas condições ambientais, seja pela alteração da flora, fauna e sedimento. A qualidade da água é determinada por fatores alóctones como temperatura do ar, radiação solar, velocidade do vento, fluxo de água e pelos autóctones como taxas biológicas e processos químicos que determinam as condições de cultivo. Outro fator que interfere diretamente na qualidade da água é a fertilização, que pode ser química ou orgânica. A fertilização tem por objetivo aumentar a concentração de nutrientes e a abundância do plâncton (AVAULT, 2003).

O manejo ecológico em viveiros e tanques de criação de peixes tem grande efeito na produção final em relação à quantidade e qualidade do produto. A qualidade da água reflete positivamente na biomassa vivente e o inverso poderá acarretar danos à criação como, por exemplo, o aparecimento de doenças ou mesmo à morte dos peixes (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2003).

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 importante fonte de alimentação de alevinos (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 consequências, 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; IRIGOYEN *et al.*, 2004, ROLLAND, 2005).

Apesar do cultivo de peixe estar totalmente dependente da utilização de água isenta de poluentes, de acordo com Bastian (1991), a piscicultura é uma atividade causadora de potencial degradação ambiental. A combinação entre elevadas densidades de estocagem de peixes e altas taxas de alimentação deterioram a qualidade da água dos viveiros de cultivo, produzindo um ambiente rico em nutrientes e sólidos suspensos, compostos principalmente por fitoplâncton, restos de ração e matéria fecal, aumentando assim a demanda química de oxigênio (DQO) (GHATE *et al.*, 1997).

2.4 PRINCIPAIS PROBLEMAS AMBIENTAIS NA PISCICULTURA

O manejo alimentar inadequado pode provocar uma série de alterações na qualidade da água e no equilíbrio ecológico dos reservatórios e também na área de influência do cultivo. Podem ocorrer alterações como: o aumento da biomassa de outras espécies de peixes ao redor dos tanques; o aumento de nutrientes na água; o aumento da demanda bioquímica de oxigênio; o aumento da concentração de sólidos suspensos; a redução do nível de oxigênio dissolvido; a redução do potencial de oxirredução do sedimento do fundo em decorrência do acúmulo de ração depositada nesses ambientes; a diminuição da biodiversidade e prejuízo ao aquicultor pelo desperdício de ração (ROTTA e QUEIROZ, 2003).

O pH é um parâmetro que influencia quase todas as reações químicas que ocorrem na água e no interior dos seres vivos. Valores de pH abaixo de 4,0 são letais aos peixes, entre 4,0 e 6,5 aumentam seu estado de estresse, estando a faixa ideal entre 6,5 e 9,0 (OSTRENSKY e BOEGER, 1998).

A transparência ou turbidez da água é uma medida da intensidade de penetração dos raios solares na coluna d'água. A transparência pode ser alterada pela presença de plâncton e/ou material em suspensão, que impedem a penetração de luz solar (FURTADO, 1995). A turbidez alta reduz o processo da fotossíntese pela vegetação enraizada submersa e pelas algas, podendo comprometer a produtividade dos peixes (IGAM, 2008). A concentração de fósforo total determina o estado trófico da água. A Resolução CONAMA 357/2005 estabelece o valor máximo de fósforo total para corpos d'água da classe 2 em 30 mg/L (BRASIL, 2009).

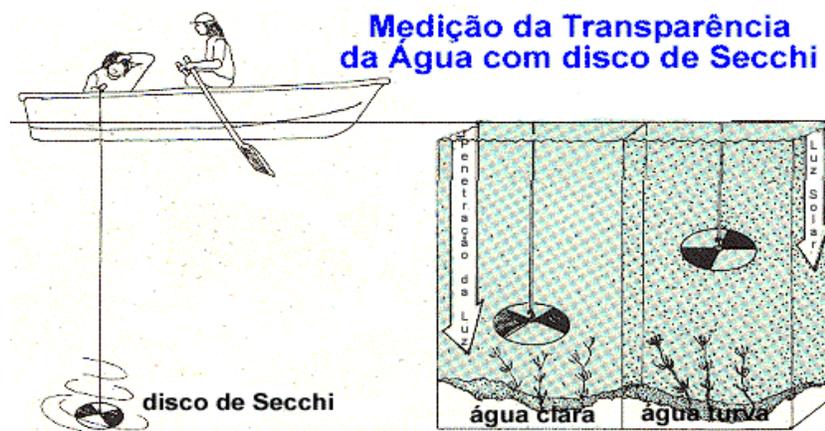


Figura 2: Utilização do disco de secchi para medição da transparência

Fonte: <http://www.ufrj.br/institutos/it/de/acidentes/secc.htm>.

O nitrogênio total é a soma do nitrogênio amoniacal e nitrogênio orgânico, sendo que altas descargas deste nutriente provoca o florescimento intenso de algas, predispondo o sistema à eutrofização (CETESB, 2009).

A concentração de clorofila *a* é um parâmetro hidrobiológico, amplamente utilizado como indicador da biomassa fitoplanctônica (SOUZA *et al.* 2004).

Alguns problemas são rotineiros na produção de peixes em tanques-rede, como o deslocamento de plantas aquáticas (baceiros e camalotes). Com as alterações do nível da água e/ou a ocorrência de ventos, ocorre o desprendimento de plantas aquáticas das margens, que são carregadas rio abaixo e podem se prender “nas amarrações” dos tanques-rede, deslocando a estrutura do cerco de segurança e dos próprios tanques (NASCIMENTO e OLIVEIRA, 2010).

Outro problema é a colmatação que naturalmente ocorre a fixação de algas nas telas do tanque, que tem que ser removidas constantemente, para não comprometer a renovação da água dos tanques. Quanto aos peixes invasores a observação diária deve levar em conta a presença de peixes estranhos nos tanques, os quais devem ser retirados. Os predadores na fase inicial do cultivo algumas partes do corpo dos peixes podem transpassar a malha no fundo do tanque, atraindo piranhas. Isso pode ser evitado adaptando-se um fundo falso, até que atinjam um tamanho maior (NASCIMENTO e OLIVEIRA, 2010).

Os maiores impactos causados pela piscicultura em tanques-rede estão relacionados ao aumento das concentrações de fósforo, nitrogênio e matéria orgânica, tanto na água quanto no sedimento (GUO & LI, 2003). Segundo Folke & Kautsky (1992), 13% do nitrogênio e 66% do fósforo aportado via ração sofrem sedimentação, 25% do nitrogênio e 23% do fósforo são convertidos em massa (carne) e 62% de nitrogênio e 11% de fósforo ficam dissolvidos na água. Dentre os nutrientes, sabe-se que o fosfato é o mais importante para a eutrofização artificial em águas doces (ESTEVES, 1998).

O efeito da qualidade do efluente sobre o corpo receptor está ligado principalmente a quantidade de sólidos suspensos na água, quantidade de nutrientes dissolvidos e a redução nas concentrações de oxigênio dissolvido. O enriquecimento orgânico afeta diretamente as taxas de consumo de oxigênio e quando a demanda de oxigênio é maior que a disponível, o sistema pode se tornar anóxico, principalmente na interface água-sedimento, embora, muitas vezes, ocorra déficit de oxigênio dissolvido na coluna d'água, principalmente no período noturno. O enriquecimento de amônia na água, sob baixas concentrações de oxigênio dissolvido, pH e temperatura elevada, propiciam a mortandade de peixes, implicando em perdas econômicas (BOYD, 1982).

2.5 IMPORTÂNCIA DA QUALIDADE DA ÁGUA NA PRODUÇÃO DE ORGANISMOS AQUÁTICOS

O termo água refere-se ao elemento natural desprovido de qualquer utilização, já o termo recurso hídrico à utilização da água como bem econômico. Os recursos hídricos são destinados ao abastecimento do consumo humano às atividades produtivas, sendo captados a partir de rios, lagos, represas e aquíferos subterrâneos. Estas águas são encontradas em domínio terrestre, nos continentes e ilhas, formando a hidrosfera, sendo que 97,5 % desta camada é formada por água salgada e 2,5 % água doce, sendo rios e lagos responsáveis por somente 0,3% deste último percentual (REBOLÇAS, 2002).

O uso indiscriminado da água associado à deterioração de sua qualidade intensifica a escassez (KIVAISI, 2001). Assim, há necessidade de maior cuidado com a utilização de água proveniente de sistemas de criação de organismos aquáticos, não só melhorando o manejo empregado mas também adotando sistemas que auxiliem na melhoria da qualidade da água (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2002).

A análise de parâmetros físicos e químicos da água constitui importante ferramenta para monitorar a qualidade hídrica do sistema (MATSUZAKI *et al.*, 2004).

Dentre os parâmetros mais estudados destacam-se: temperatura, oxigênio dissolvido, pH, condutividade elétrica, alcalinidade, dureza, DBO e sólidos em suspensão. A temperatura, importante variável para a vida aquática e metabolismo do sistema, interfere diretamente na solubilidade dos gases (BRANCO, 1986) bem como, no crescimento e desenvolvimento animal e vegetal, devido à influência sobre as reações químicas (ANGELOCCI & VILLA NOVA, 1995).

Esta variável está intimamente relacionada com as condições climáticas locais, dentre os quais a mais importante para tanques rasos é a quantidade de radiação solar incidente (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2008). Em relação ao pH, valores entre 6,5 e 8,5 são adequados para criação de peixes (KUBITZA, 1999), sendo que em pH mais alcalino ocorre maior transformação do íon amônio (NH_4) em amônia livre e gasosa (NH_3), tóxica aos peixes (PEREIRA & MERCANTE, 2005).

Elemento vital para sobrevivência de diversas formas de vida, o oxigênio pode ser fator limitante na produtividade dos sistemas de cultivo de peixes, deste modo altos níveis de oxigênio dissolvido são favoráveis à piscicultura, sendo que concentrações abaixo de $4,0 \text{ mg.L}^{-1}$ geralmente causam estresse aos peixes, reduzindo o consumo de alimento e resistência a doenças, levando a uma redução da qualidade da carne do pescado (MASSER *et al.*, 1993).

O sistema de fluxo contínuo tem por finalidade reduzir os teores das formas nitrogenadas e fosfatadas da água, por diluição e carreamento. Este processo causa ligeira agitação na coluna de água, favorecendo o processo de nitrificação, diminuindo assim, a concentração de nitrito e aumentando a de

amônia e nitrato, que é assimilado por macrófitas e algas (SIPAÚBA-TAVARES *et al.*, 2008), sendo assim, modificada a estrutura das comunidades e os processos internos do sistema (PEREIRA *et al.*, 2004). Porém, poucos estudos têm enfatizado os efeitos adversos do sistema de fluxo contínuo, uma vez que a água de um tanque entra em outro rica em nutrientes, matéria orgânica e sólidos em suspensão, podendo causar problemas de eutrofização e sedimentação devido ao efeito acumulativo (BOYD & QUEIROZ, 2001).

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).

2.6 EUTROFIZAÇÃO

O processo de eutrofização (eu = bem; trophos = nutrientes) é o aumento da concentração de nutrientes responsável pelo aumento das populações (ESTEVES, 1988).

A disponibilidade de nutrientes nos ecossistemas aquáticos é um dos fatores que atua diretamente sobre a dinâmica do fitoplâncton. O fósforo e nitrogênio são tidos como os principais nutrientes limitantes do crescimento algal nos ecossistemas continentais, sendo, portanto, os principais desencadeadores do processo da eutrofização. Nos sistemas de produção intensiva de peixes, o processo de eutrofização é acelerado pelos resíduos fecais, as sobras de rações e a excreção de amônia através das brânquias e urina dos peixes (ONO e KUBITZA, 2003; FERRAGUT, 2004; HONDA *et al.*, 2006).

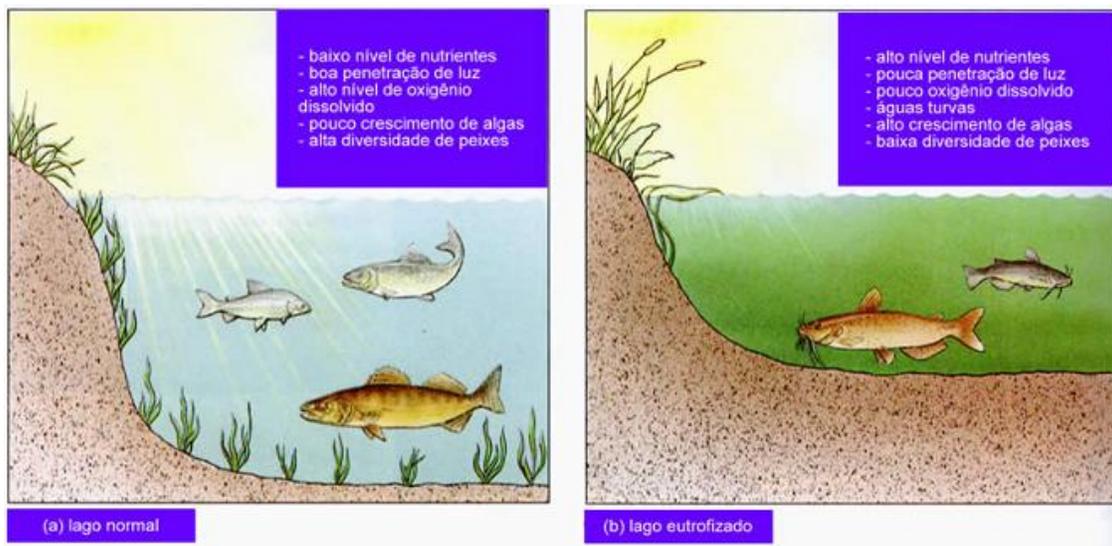


Figura 3: Processo de eutrofização em lagos (normal e eutrofizado).

Fonte: www.agencia.cnptia.embrapa.br

Em ambientes eutrofizados é comum o surgimento de florações de cianobactérias potencialmente tóxicas. As toxinas, produzidas pelas mesmas, podem provocar alterações no sabor e odor da água e causar toxicidade na biota aquática, podendo levar animais à morte por insuficiência hepática e o desenvolvimento de tumores cancerígenos; podem, ainda, se acumular nos tecidos dos peixes destinados ao consumo humano. Além disso, os efeitos, a longo prazo, de cianotoxinas em seres humanos ainda não foram confirmados (MATTHIENSEN *et al.*, 1999; HONDA *et al.*, 2006).

Com relação aos peixes cultivados, as florações de cianobactérias elevam a concentração de amônia e reduzem o oxigênio dissolvido do ambiente, o que pode provocar sangramento e lesões na pele e brânquias. Pode ainda ocorrer o entupimento das brânquias pelo acúmulo de células algáceas, levando a perda de peso e até morte dos animais (SANT'ANNA *et al.*, 2006).

Para Matsuzaki (2004), com o crescente número de viveiros de peixes e a falta de controle desses ambientes, cresce a preocupação acerca da qualidade da água e dos alimentos provenientes da atividade de piscicultura.

Desta forma, acompanhar as variações na estrutura da comunidade planctônica ao longo de um ciclo sazonal é de grande importância quando se pretende entender o funcionamento do ecossistema, tanto para o monitoramento, quanto para a recuperação de ambientes (TUCCI, 2002).

Segundo Matos *et al.* (2000), os principais impactos ambientais causados por aquíicultura (englobando piscicultura), são os conflitos com o uso dos corpos d'água, a sedimentação e obstrução dos fluxos d'água, a hipernutrição e eutrofização, a descarga dos efluentes.

O processo de eutrofização é utilizado, na limnologia, para indicar o fenômeno de transformação de lagos para uma maior produtividade biológica, sendo um fenômeno associado ao aumento excessivo da produção de biomassa de produtores primários, geralmente causada pela elevada concentração de nutrientes (HUTCHINSON, 1957). Tal fenômeno pode ser natural ou artificial, sendo um processo lento e contínuo, resultante do aporte de nutrientes trazidos pelas chuvas e águas superficiais que desgastam e lavam a superfície terrestre. Em condição natural, sem que haja interferência das atividades humanas, lagos profundos e com baixa produtividade biológica sofrem processo de transformação, tornando-se rasos, com alta produtividade biológica e enriquecidos por nutrientes. No entanto, a velocidade de desenvolvimento do processo de eutrofização natural é bastante lenta, ocorrendo em função do tempo (WETZEL, 1983; MARGALEF, 1983; SCHIEWER, 1998).

Em tanques de criação de peixes, a proliferação excessiva do fitoplâncton pode causar diminuição de oxigênio no período noturno e supersaturação durante o dia, além do aparecimento de produtos do metabolismo secundário de cianobactérias, que causam sabor desagradável no pescado (MITCHELL, 1996; PERSCHBACHER *et al.*, 1996; DATTA e JANA, 1998).

Desta maneira, a produtividade em uma atividade como a piscicultura depende fundamentalmente da qualidade da água, indicada por variáveis físicas, químicas e biológicas (BOYD e TUCKER, 1998; MACEDO e SIPAÚBA-TAVARES, 2005). É preciso considerar, também, os impactos que o empreendimento pode causar em seu entorno, devido às condições do efluente gerado pela atividade.

Henry-Silva e Camargo (2006) relatam que o lançamento de efluentes da atividade de piscicultura, ricos em fósforo e nitrogênio, provocam a eutrofização do corpo receptor, além de reduzir e alterar a biodiversidade. Para diminuir o impacto ambiental, o emprego de dietas balanceadas, manejo adequado e o tratamento dos efluentes são recomendados, sendo indispensáveis para manter a rentabilidade, legalidade e sustentabilidade da atividade.

Os níveis elevados de fósforo e nitrogênio no corpo hídrico estimulam o crescimento do fitoplâncton, agindo como fertilizantes, promovendo aumento da produção, o que resulta no aumento do consumo de oxigênio, principalmente no período noturno (ELER e MILLANI, 2007); também favorecem a proliferação de organismos vegetais, como as algas e plantas aquáticas.

Águas eutrofizadas são adequadas para o desenvolvimento de cianobactérias, conhecidas como “algas azuis”, liberam toxinas e são prejudiciais à saúde. Produzem metabólitos como a geosmina e o 2-metil-isoborneol, que são responsáveis pelo “off-flavor”, sabor ou odor de terra ou mofo na carne do peixe (MALASSEM *et al.* 2008).

A eutrofização natural é resultante do aporte de nutrientes carregados pelas chuvas e águas superficiais. Por demandar longo prazo para se manifestar corresponde ao que poderia ser chamado de “envelhecimento natural”. Já a eutrofização artificial ocorre por meio de ação antrópica, podendo ser de várias origens, como esgotos domésticos, industriais e/ou de atividades agrícolas, entre outras, sendo este processo responsável pelo “envelhecimento precoce” de ambientes lacustres. Esta é capaz de quebrar o equilíbrio entre a produção e a decomposição de matéria orgânica no ambiente aquático, o qual é conhecido como homeostasia, passando a produzir além de sua capacidade de consumo, desencadeando profundas mudanças no metabolismo do ecossistema (ESTEVES, 1998).

O processo de eutrofização artificial influencia diretamente na dinâmica do ecossistema, uma vez que rompe o equilíbrio primordial para o bom funcionamento ecológico do meio e pode agravar-se ao ponto de tornar a água inaproveitável para algumas atividades. Contudo, os impactos antrópicos imediatos podem ser mitigados com a adoção de medidas de tratamento dos efluentes, o que se faz indispensável já que o estágio final do processo em questão é praticamente irreversível. Ela é considerada uma das principais problemáticas responsáveis pela “crise mundial de água doce”, pois, pode levar a um desequilíbrio, quando os processos naturais de autodepuração da água não conseguem

suprir o aporte de nutrientes e de matéria orgânica, promovendo assim uma alta poluição. Assim, a decomposição destes detritos por oxidação mediada por microrganismos, compromete a qualidade da água, ou ainda ocasiona a mortandade dos peixes e outros organismos comprometendo a utilização ampla desses recursos hídricos (ESTEVES, 1998).

Além disso, durante o processo de criação de peixes ocorre o acúmulo de resíduos orgânicos nos tanques e nos viveiros por adição de fertilizantes, excretas dos peixes e restos de ração não consumidos. A decomposição deste material é realizada, principalmente, por ação microbiológica, resultando no acúmulo de metabólitos tóxicos aos organismos aquáticos (amônia, nitrito e gás carbônico) (HUSSAR *et al.*, 2004 e 2005).

Ambientes eutrofizados são adequados para o desenvolvimento das cianobactérias, muitas das quais liberam cianotoxinas, com diferentes propriedades toxicológicas (ROCHA 1996; SANT'ANNA *et al.* 2006) e que produzem metabólitos (geosmina e 2-metil isorboneol-2-MIB) identificados como causadores da maioria das incidências de “off-flavor” na carne dos peixes (MILLIE *et al.* 1995; MACEDO-VIÉGAS & SOUZA 2004), prejudicando seu consumo. Portanto, o processo acentuado de eutrofização pode inviabilizar o próprio empreendimento e provoca uma reação em cadeia de causas e efeitos, cuja característica principal é a quebra da estabilidade do sistema (ESTEVES & SANT'ANNA 2006).

Os estudos sobre eutrofização em geral são desenvolvidos sob três aspectos. O primeiro enfatiza a limitação do crescimento algal por nutrientes e está baseado nas seguintes premissas: um único nutriente deve ser o fator limitante para o crescimento algal num dado corpo d'água; o crescimento algal deve ser proporcional ao suprimento deste nutriente e; o controle do crescimento algal e da eutrofização de um corpo d'água deve envolver restrições de entrada deste nutriente limitante para o sistema (SMITH, 1998).

2.7 ALGAS TÓXICAS

O fitoplâncton é o primeiro elo com o ambiente abiótico, sendo a principal porta de entrada da matéria e energia na cadeia trófica, através da produção primária, constituindo-se em componente ecológico de potencial importância na caracterização e mesmo na definição da fisiologia ambiental dos sistemas aquáticos. Dado o curto tempo de geração de seus componentes, funciona como refinado sensor das mudanças ambientais, sendo eficiente ferramenta na avaliação de alterações antrópicas ou naturais destes ambientes (MARGALEF, 1983).

As cianobactérias são um grupo de micro-organismos considerados bactérias altamente desenvolvidas e/ou plantas muito simples, compreendendo uma linhagem muito específica na evolução biológica. Pertencem ao reino Bacteria e subreino Eubactéria, e têm papel muito importante entre os microrganismos presentes na água, principalmente como produtores primários de matéria orgânica (WETZEL, 1983) e como fixadores de nitrogênio (WETZEL, 1983; NEWTON & BURGESS, 1983). Porém, quando em crescimento excessivo, prejudicam todo o sistema, chegando em certos casos a tomar características tóxicas, dependendo da linhagem da cianobactéria em questão (COOD & BELL, 1985; CARMICHAEL *et al.*, 1986). Estas são organismos procariotos fotossintetizantes, que devido a uma longa história evolutiva, datada do pré-cambriano, foram capazes de colonizar todos os ecossistemas do planeta (FARQUAHR *et al.*, 2000). Estes organismos propiciam uma extraordinária e ampla faixa de contribuição para a vida dos humanos, apresentando inclusive importância econômica (MANN & CARR, 1992). Além de produção primária de matéria orgânica e da fixação biológica de nitrogênio por algumas espécies, o uso de cianobactérias na produção de alimentos com valores nutricionais elevados e de produtos farmacológicos, assim como a conversão de energia solar e sua participação no sequestro de carbono evidenciam potencial futuro promissor (SKULBERG, 1995; KREITLOW *et al.*, 1999). Mas apesar das propriedades benéficas das cianobactérias serem de considerável significância, elas também apresentam características detrimenais de igual importância e pelas quais foram mais conhecidas.

De acordo com SANT'ANNA e AZEVEDO (2000), *Microcystis* sp e *Cylindrospermopsis* sp são as cianobactérias mais comuns em ambientes eutrofizados e estão entre os principais gêneros produtores de toxinas no Brasil, cujas florações são tóxicas em mais de 60% dos casos. *Aphanocapsa* e *Merismopedia* também são gêneros frequentes em ambientes eutrofizados, como ilustra na figura 4.



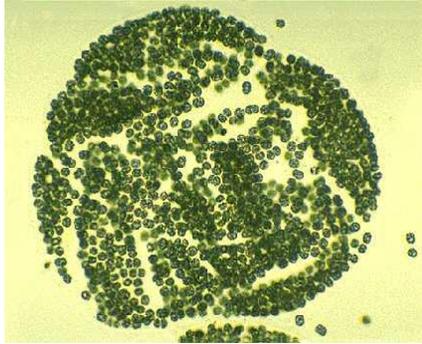
Microcystis sp

Fonte: www.msu.edu



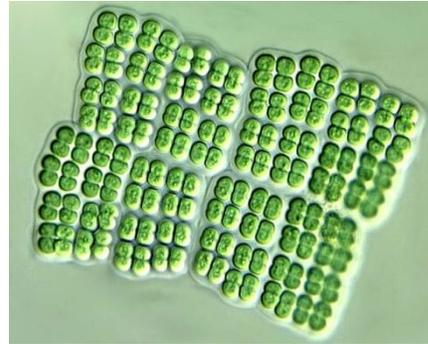
Cylindrospermopsis sp

Fonte: <http://cfb.unh.edu/>



Aphanocapsa sp

Fonte: <http://cfb.unh.edu/>



Merismopedia sp

Fonte: <http://cfb.unh.edu/>

Figura 4: Cianobactérias mais comuns em ambientes eutrofizados.

A floração é um fenômeno prejudicial ao ecossistema aquático, pois compromete a qualidade da água (fator limitante para o desenvolvimento da piscicultura), provocando variações extremas no oxigênio dissolvido e no pH. (BEYRUTH *et al.*, 1998; TUCCI e SANT'ANNA, 2003; SANT'ANNA *et al.*, 2006).

A ocorrência de florações de algas tóxicas tem aumentado nos últimos anos em frequência, em intensidade e em distribuição geográfica. Esses organismos causam alterações nos ecossistemas que levam a severas perdas, principalmente, na qualidade da água, na atividade pesqueira, no turismo e na aqüicultura (ROSA *et al.*, 2005). Além disso, a ingestão de animais aquáticos que tenham se alimentado de cianobactérias tóxicas pode afetar a saúde humana. Entre os principais tipos de intoxicações provocados por estes microorganismos, incluem-se distúrbios hepáticos, neurológicos, gastrointestinais e reações alérgicas.

A dominância das cianobactérias em relação aos demais grupos é decorrente de suas estratégias adaptativas, que tornam possível seu intenso desenvolvimento em condições eutróficas, como, por exemplo: habilidade de armazenar fósforo dentro das células, tornando-se capazes de realizar divisão celular quando este elemento se torna limitante; capacidade de fixar nitrogênio atmosférico; habilidade de migrar na coluna d'água, devido à presença de aerótopos (vesículas de gás) nas células, que lhes permitem se posicionar na zona eufótica de forma a aproveitar com maior eficácia a luz e os nutrientes disponíveis (SANT'ANNA *et al.*, 2006).

Diversos estudos têm demonstrado preocupação com as toxinas dos gêneros como *Microcystis*, *Aphanizomenon*, *Anabaena* e *Oscillatoria* (PLOEG e BOYD, 1991; PERSCHBACHER *et al.*, 1996; DATTA e JANA, 1998; HONDA *et al.* 2006). No Brasil, estudos têm mostrado cada vez mais o potencial tóxico de muitas espécies (AZEVEDO *et al.* 1994; GIANI, 1994; TALAMONI e OKANO,

1997). O abundante crescimento de cianobactérias em reservatórios de água cria vários problemas no suprimento de água, por apresentarem florações com a produção de toxinas e conseqüentemente aumento na incidência de intoxicações em humanos e em outros animais e, além de tornar ambientes impróprios para a pesca e recreação (CARMICHAEL, 1992; CARMICHAEL & FALCONER, 1993). As florações de cianobactérias são o resultado do crescimento exagerado destes organismos em quantidades superiores a 10^3 células por mL, causando impacto negativo na qualidade da água (CARMICHAEL & FALCONER 1993).

As toxinas de cianobactérias (cianotoxinas) são produtos naturais tóxicos produzidos por várias espécies formadoras de florações. Cerca de 40 espécies de cianobactérias produzem diversas toxinas, incluindo as neurotoxinas, (anatoxinas e saxitoxinas), hepatotoxinas, (microcistinas e nodularinas), cilindropermopisinas e lipopolissacarídeos (CARMICHAEL & FALCONER 1993; CARMICHAEL *et al.*, 1997).

Cianotoxinas causam inconvenientes sanitários como alterações no cheiro, na cor e no sabor das águas, além de produzir toxidez. Quando ingeridas através da água ou do consumo do pescado, afetam a saúde humana e são responsáveis pelo envenenamento de animais aquáticos, domésticos e selvagens (CARMICHAEL, 2001).

Uma das toxinas mais comuns produzidas por cianobactérias são as microcistinas, as quais são classificadas como heptapeptídeos cíclicos hepatotóxicos. São extremamente tóxicas para animais e já foram envolvidas em acidentes de intoxicação em humanos levando-os a morte e também em casos de envenenamento em animais (JOCHIMSEN *et al.*, 1998, DUY *et al.*, 2000). Essa exposição prolongada deve ser considerada como um sério risco à saúde uma vez que, as microcistinas, são promotoras de tumores e o consumo continuado de baixas concentrações podendo levar à maior incidência de câncer hepático na população exposta. Em consequência, é importante que os efeitos crônicos da exposição prolongada por ingestão oral dessas toxinas sejam avaliados (AZEVEDO, 2002).

A variação temporal na estrutura e função da comunidade fitoplanctônica é de fundamental importância para o metabolismo do ecossistema, uma vez que os ambientes aquáticos estão sujeitos a freqüente reorganização da abundância relativa e composição de espécies do plâncton, como resultado da interação entre variáveis químicas, físicas e biológicas (CALIJURI *et al.*, 2002). Dentre estas variáveis destaca-se mistura da coluna de água, luz, temperatura, nutrientes, substâncias tóxicas, microrganismos heterotróficos, agentes patogênicos, parasitas e herbívoros (REYNOLDS, 1987).

As cianobactérias são organismos capazes de sobreviver em ampla variação ambiental, podendo produzir toxinas. O modo de ação de cada toxina já foi esclarecido porém, os fatores ambientais que

levam à produção ainda são obscuros, devendo-se tomar providências para evitar as florações, para diminuir o risco de contaminação (CALIJURI *et al.*, 2006).

O monitoramento das condições físicas, químicas e biológicas é ferramenta relevante juntamente com a identificação das algas, flutuações espaciais e temporais, sendo fundamentais na identificação das épocas favoráveis aos florescimentos e concentração de toxinas na água (TUNDISI, 2003).

Para entender melhor os fatores responsáveis pela mudança no padrão anual do fitoplâncton é importante compreender a ligação entre alterações dos parâmetros ambientais e a dinâmica do fitoplâncton (ARHONDITSIS *et al.*, 2004). Conhecendo como os mecanismos operam nos diferentes períodos sazonais (seca e chuva), pode-se prever súbitas mudanças na estrutura e função do ecossistema.

2.7.1 OCORRÊNCIA DE ALGAS TÓXICAS NA ÁGUA DE PISCICULTURAS NO BRASIL.

A avaliação e o controle da qualidade da água dos viveiros de cultivo são vitais para o sucesso do empreendimento, visto que podem aumentar a rentabilidade a médio e longo prazo, além de fornecer subsídios para cultivo em que a saúde dos frequentadores e consumidores não seja comprometida (CABIANCA, 2005).

A composição da comunidade fitoplanctônica de um pesque-pague na cidade de São Paulo analisada ao longo de um ano, mostrou íntima relação destes organismos com as variáveis físico-químicas da água, com ocorrência de espécies potencialmente tóxicas de cianobactérias, como *Microcystis panniformis*, *Cylindrospermopsis raciborskii* e *Anabaena* sp (MATSUZAKI *et al.*, 2004).

Eler *et al.* (2001), estudando pesque-pague da cidade de Descalvado (SP), associaram a morte de matrinxãs (*Brycon amazonicus*) e pacus (*Piaractus mesopotamicus*) com florações de *Anabaena spiroides* e *Microcystis aeruginosa*, possivelmente pelo efeito da toxicidade destas cianobactérias e obstrução das brânquias. Os autores mencionam ainda que, provavelmente, a eliminação de toxinas na água ocorreu devido à adição de sulfato de cobre, substância usada para controlar florações, favorecendo o rompimento das células.

Mercante *et al.* (2004) realizaram estudos limnológicos em trinta pesque-pagues da região metropolitana de São Paulo utilizando como ferramenta o índice de estado trófico para obterem respostas sobre a qualidade da água, encontrando elevados valores de nitrogênio e fósforo, e, conseqüentemente, grande eutrofização desses corpos d'água. Nestes mesmos empreendimentos,

Cabianca (2005) caracterizou a comunidade zooplânctônica sob aspectos ecológicos e sanitários analisando interações com a qualidade da água e fitoplâncton. Ainda neste local, Mercante *et al.* (2005) fizeram uma pesquisa comparativa da influência do período seco e chuvoso na qualidade da água, não encontrando diferenças significativas.

A dinâmica de populações de *Microcystis* sp foi analisada em vinte pesqueiros da região metropolitana de São Paulo ao longo de dois períodos (seco e chuvoso). Verificou-se maior representatividade da classe Chlorophyceae em termos de riqueza e densidade, seguida de Cianobactéria, onde as condições de manejo desses empreendimentos refletiram diretamente na qualidade da água (Silva, 2005), o mesmo encontrado no trabalho realizado por Sant'Anna *et al.* (2006). Gentil (2007) relacionou estas condições à influência antrópica, manejo inadequado, pouca profundidade dos tanques e mistura da coluna d'água.

As análises e avaliações do desenvolvimento temporal e espacial do fitoplâncton e as 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 (1998) 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).

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

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* (Kützinger ex Lemmermann 1907) e *Oscillatoria* (Vaucher ex Gomont 1892) frequentemente formam florações extensivas e persistentes nestes ambientes (PEARL & TUCKER 1995). Esses autores citam ainda que as florações são consideradas indesejáveis, pois as cianobactérias são relativamente pobres como bases 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. Essa 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.

Estudos no Brasil destacam que as alterações na qualidade da água de reservatórios com piscicultura intensiva ainda podem ser decorrentes do excesso de adubação, elevado arraçoamento, aporte de fezes e urinas em sistemas com alta densidade de estocagem (KUBITZA, 2003) ocasionando crescimento exuberante de cianobactérias (GOMES, SOUSA e AZEVEDO, 2004) que dificultam e encarecem o processo de potabilização. Estudos de Macedo (2009) demonstram que em reservatórios paraibanos destinados ao abastecimento público, há ocorrência de cianobactérias toxigênicas, principalmente as espécies *Microcystis aeruginosa* e *Cylindrospermopsis raciborskii*, com ocorrência na bacia do médio Paraíba, em densidades > 250.000 cel./mL, superiores ao VMP da resolução CONAMA nº. 357/2005 para águas destinadas à potabilização. Estudos em mesocosmos podem ser usados para reproduzir e acompanhar o processo de eutrofização e a sucessão das comunidades fitoplanctônicas, bem como, as florações de cianobactérias, para posterior avaliação de sua capacidade toxigênica, visando fornecer subsídios aos órgãos gestores dos recursos hídricos para minimizar os impactos que afetam a qualidade da água e geram conflitos de usos assim como dificultam a sustentabilidade do próprio empreendimento.

As cianotoxinas são produtos naturais tóxicos produzidos por várias espécies de cianobactérias formadoras de florações e são liberadas quando ocorre lise das células durante a senescência, contaminando as águas. Cerca de 40 espécies de cianobactérias são potencialmente tóxicas e produzem diversas toxinas, incluindo as neurotoxinas (anatoxinas e saxitoxinas), hepatotoxinas (microcistinas e nodularinas), cilindrospermopsina e lipopolissacarídeos (CARMICHAEL & FALCONER 1993). As neurotoxinas são produzidas por espécies dos gêneros *Anabaena*, *Lyngbya*, *Aphanizomenon*, *Planktothrix*, *Oscillatoria*, *Trichodesmium* e *Cylindrospermopsis* (CARMICHAEL, 2001). As anatoxinas são potentes bloqueadores neuromusculares e sua ingestão pode causar desequilíbrio, fasciculação muscular, respiração ofegante e convulsões. As saxitoxinas inibem a condução nervosa. As hepatotoxinas representam a causa mais comum de intoxicação por cianotoxinas. As microcistinas inibem proteínas fosfatases e promovem tumores. A cilindrospermopsina inibe a síntese proteica, afetando principalmente o fígado, mas produz efeitos citotóxicos também nos rins, baço, coração e outros órgãos (FUNASA, 2003).

2.8 BIOACUMULAÇÃO DE MICROCISTINAS EM PESCADOS

Registros de ocorrência de florações tóxicas datam de vários séculos, sendo talvez o relato mais antigo realizado no Antigo Egito: “Morreram os peixes do Nilo, e o rio tornou-se tão infecto que os egípcios não podiam beber de suas águas. Houve sangue em todo o Egito.” (Êxodo 7:20-21). Atualmente, pesquisadores egípcios ainda relatam a ocorrência de florações tóxicas de *Oscillatoria* (*Planktothrix*), em canais de irrigação, e *Oscillatoria tenuis*, não produtora de toxinas, em algumas regiões do rio Nilo utilizadas ainda como área de recreação, fonte de consumo e pesca (Brittain *et al.*, 2000; Mohamed, 2002).

Estudos sobre bioacumulação de cianotoxinas estão sendo amplamente desenvolvidos em todo mundo em diversos organismos aquáticos como em peixes (MAGALHÃES *et al.*, 2003; SOARES *et al.*, 2004; CAZENAVE *et al.*, 2005; CHEN *et al.*, 2006; CHEN *et al.*, 2007; ADAMOVSKY *et al.*, 2008; BERRY *et al.*, 2011), moluscos (CHEN & XIE, 2007; GERARD *et al.*, 2009; BERRY & LIND, 2010) e crustáceos (KARJALAINEN *et al.*, 2005). No Brasil, os estudos estão voltados para os peixes, sendo realizadas análises dos músculos, vísceras e fígado para a detecção de microcistina que é a mais comum dentre as diversas formas existentes de cianotoxinas (MAGALHÃES *et al.*, 2001; DEBLOIS *et al.*, 2008; DEBLOIS *et al.*, 2011).

Nos trabalhos realizados no Brasil, são mais utilizadas espécies de tilápias, em especial *Oreochromis niloticus* e *Tilapia rendalli*, que são bastante comuns nos ecossistemas brasileiros (DEBLOIS *et al.*, 2008; DEBLOIS *et al.*, 2011). Magalhães *et al.* (2001), estudou a acumulação de microcistina em peixes (*T. rendalli*) da Lagoa de Jacarepaguá no Rio de Janeiro que é pescado e consumido pela população local de pescadores. Os resultados confirmaram a presença de microcistina no músculo do peixe acima do limite recomendado pela OMS (0.04 µg kg⁻¹ dia), o que evidencia a necessidade de monitoramento e controle da qualidade de peixes das lagoas que apresentam florações de cianobactérias.

Em um estudo pioneiro realizado em lago Chinês, Chen *et al.* (2009) compararam padrões de acumulação de microcistina entre diferentes grupos de vertebrados aquáticos (peixe, tartaruga, pato e ave aquática) discutindo os possíveis efeitos da floração tóxica sobre a sobrevivência destes animais, como também avaliaram os riscos potenciais para consumo humano. Os autores concluíram que existe uma tendência geral de acumulação de microcistina no fígado, enquanto músculos e gônadas acumularam substancialmente. Embora houvesse diferenças nos teores de microcistina de um órgão específico entre os diferentes grupos, os níveis de microcistina em tartaruga, pato, ave aquática foram

em geral dentro dos limites de peixe, indicando que os peixes não são os únicos vertebrados a serem afetados por microcistina.

Diversos estudos com espécies de peixes, como carpas, trutas e dourado têm comprovado a ocorrência de bioacumulação em órgãos e tecidos desses animais, representando um risco para outros animais e o próprio homem que utiliza os organismos citados como fonte de alimento (Magalhães *et al.*, 2001 e 2003). Estas pesquisas mostraram altas taxas de acumulação de microcistina na musculatura e nos órgãos, sendo os resultados maiores que valores recomendados pela Organização Mundial de Saúde (CHORUS & BARTRAM, 1999).

Giordano (2007), em testes laboratoriais, apresentou resultados positivos de incorporação de microcistinas em tecidos de carpas prateadas (*Hypophthalmichthys molitrix*). Além disso, estudos recentes avaliando taxas de acumulação e depuração de microcistina em condições laboratoriais utilizando exemplares de *Oreochromis niloticus* ratificam a ocorrência de bioacumulação, bem como fornecem os primeiros indícios de taxa de excreção por animais de microcistinas (SOARES *et al.*, 2004).

Em peixes, a microcistina também pode causar danos hepáticos, além de distúrbios na regulação iônica, mudanças comportamentais e mortalidade. Porém os efeitos causados pela microcistina não estão restritos somente a organismos que sofreram exposição direta à mesma, pois alguns estudos indicam que essas toxinas podem acumular-se na cadeia trófica. O que pode indicar que, se pessoas ingerirem peixe contaminado também poderão contaminar-se (CARMICHAEL, 1994; FUNASA, 2003).

Ainda não existem relatos de intoxicações no homem a partir da transferência pela cadeia alimentar. No entanto, é fato que existe a acumulação das toxinas em peixes e assim se torna indispensável o acompanhamento dos sistemas quanto às florações de cianobactérias, a fim de prevenir os potenciais riscos gerados por estes organismos. Ocorrendo o consumo e acumulação das toxinas no organismo humano, uma diversidade de graves problemas neurológicos, hepatológicos, ou até mesmo a morte podem ser gerados.

Estudos recentes realizados por Deblois *et al.* (2008) em dois reservatórios na região sudeste (Minas Gerais e Rio de Janeiro) constaram a acumulação de microcistinas no fígado e músculo de *O. niloticus* e *T. rendalli*. Os autores relataram que a maioria das amostras de tecido analisado de *Oreochromis niloticus* apresentou valores de microcistinas 50% acima do “TDI” recomendado pela OMS, o que reforça o risco a saúde do homem no consumo desse pescado em ambientes com massivas florações de cianobactérias.

Da mesma forma, experimentos em laboratório realizados por Xie *et al.* (2004) com carpa prateada (*H.molitrix*), confirmaram a capacidade dessa espécie de peixe na bioacumulação de microcistinas em regiões diferenciadas do corpo sem haver riscos de letalidade. Estudos realizados por Carmichael e Safferman (1992) destacam a tolerância de algumas espécies de carpas e tilápias às microcistinas, o que indica uma possível via de exposição do homem aos efeitos nocivos das cianotoxinas por meio do consumo de peixes quando contaminados.

Dentro do contexto da piscicultura, as cianotoxinas podem se acumular nos tecidos dos peixes destinados ao consumo humano e causar sérios problemas de saúde pública, enfatizando o valor de estudos ecológicos e sanitários com fitoplâncton, que permitem o monitoramento da qualidade das águas utilizadas nas diferentes atividades humanas (MATSUZAKI *et al.*, 2004).

As saxitoxinas pertencem a um grupo de neurotoxinas conhecido popularmente como “venenos paralisantes de mariscos”, ou PSPs, que foram primeiramente isoladas de dinoflagelados marinhos, responsáveis pela ocorrência de marés vermelhas (Chorus & Barthram, 1999). O nome Saxitoxina é atribuído ao molusco *Saxidomus giganteus*, do qual foi primeiramente identificada (Gad, 2005).

Tem estrutura básica formada por hidropurinas e grupos guanidínicos que são carregados eletricamente com carga positiva que são sugeridos como ligação às cargas negativas dos grupos carboxilas na membrana plasmática extracelular do canal de sódio (Na⁺) dos neurônios, bloqueando o influxo de Na⁺. Conseqüentemente, interfere na transmissão sináptica e resulta em paralisia dos músculos responsáveis pelo processo de respiração (Gad, 2005; Hille, 1975; Kao, 1986; Llewellyn, 2006). Os sinais clínicos de intoxicação humana incluem tontura, adormecimento da boca e de extremidades, fraqueza muscular, náusea, vômito, sede e em altas doses pode levar à morte por parada respiratório (Llewellyn, 2006).

Outra cianotoxina altamente tóxica é a cilindrospermopsina que por sua vez, é um alcalóide cíclico de guanidina altamente solúvel em água e relativamente estável no escuro, não sendo suscetíveis a variações de pH nem temperaturas elevadas (50°C). Novas variantes têm sido identificadas, entre elas ademetoxi-cilindrospermopsina (CHORUS e BARTRAM, 1999) e adeoxi-cilindrospermopsina (LI *et al.*, 2001). Seu mecanismo de ação se dá por inibição da síntese protéica, podendo causar danos severos em células renais, pulmonares, estomacais, cardíacas e do fígado bem como no sistema circulatório e linfático, quando testada em animais (HAWKINGS, 1985; FUNASA, 2003). Diversas pesquisas mostram que esta cianotoxina pode acumular-se nos tecidos de organismos aquáticos (SAKER e EAGLESHAM, 1999) e pode ser causadora de efeitos adversos nos diversos níveis tróficos.

Juntamente aos estudos realizados que comprovam a ocorrência de intoxicação por cianotoxinas, pesquisas têm sido desempenhadas com o intuito de averiguar a bioacumulação em diversos patamares da cadeia alimentar.

2.9 PEIXES: TAMBAQUI E TAMBACU

O tambaqui (*Colossoma macropomum*), peixe nativo (figura 5-B) da bacia Amazônica e Orinoco, apresenta hábito alimentar frugivo/zooplantófago (HONDA 1974), podendo alcançar até 1m de comprimento e 30 kg (GOULDING E CARVALHO, 1982). Possui alto valor comercial, sendo muito apreciada pela população local. Também é em peixe amplamente aceito em outras regiões, devido ao seu excelente sabor, consistência e coloração branca da carne e facilidade para obtenção de filés. (GOULDING; CARVALHO, 1982; GOULDING, 1993).

É a espécie nativa mais cultivada no Brasil com uma produção de 54.313,1 toneladas em 2010 e um crescimento de 39% de 2008 a 2010 (BRASIL, 2012). A produção é realizada principalmente em viveiros escavados no sistema semi-intensivo. Sua criação tem sido impulsionada principalmente pelo fato desta espécie apresentar alto valor comercial e excelente aceitação pelo consumidor (Garcez, 2009), crescimento rápido principalmente durante a fase jovem (Villacorta-Correa, 1997), adaptação fisiológica e anatômica aos ambientes com baixa concentração de oxigênio e pode ser cultivado em altas densidades (MELO *et al.*, 2001).

Outras características apresentadas pela espécie são: a rusticidade ao manuseio, tolerando atividades como biometrias e tolerância a ambientes com baixa disponibilidade de oxigênio. Além disso, é uma espécie que apresenta bons resultados quanto ao aproveitamento de proteínas de origem vegetal (SAINT-PAUL; SOARES, 1988). No ambiente natural, o tambaqui é onívoro com tendência zooplantofágo. Em cativeiro, aceita bem rações extrusadas e peletizada, bem com subprodutos industrializados o que, em conjunto com sua rusticidade, faz da espécie uma das mais utilizadas na piscicultura (LIMA; GOMES, 2005). Apresenta porte máximo de 45 kg e 100 cm de comprimento, e em ambiente natural realiza migrações reprodutivas atingindo maturação sexual entre 4 e 5 anos de idade (CARDOSO, 2001).

O tambacu (figura 5-A) é um híbrido resultante do cruzamento induzido entre a fêmea do tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o macho do pacu (*Piaractus mesopotamicus*). Possui hábito onívoro e suas características de formato, porte e cor acinzentada se assemelham às do tambaqui (SOUZA, 1998).

O tambacu combina características desejáveis como a resistência ao frio e a rusticidade do pacu e a maior taxa de crescimento do tambaqui (BALDISSEROTTO; GOMES, 2005; DAIRIKI *et al.*, 2010). É um peixe de importância econômica na piscicultura brasileira, sendo apreciado como peixe esportivo e por apresentar características zootécnicas como: o rápido crescimento e ganho de peso e por apresentar maior resistência ao estresse e doenças parasitárias se comparado com as espécies puras pacu e tambaqui (DAIRIKI *et al.*, 2010). Tem grande importância econômica na aquicultura brasileira, sendo amplamente apreciado como peixe esportivo e para a piscicultura, devido ao rápido crescimento e ganho de peso e por apresentar maior resistência ao estresse e doenças parasitárias se comparado com as espécies puras pacu e tambaqui (DAIRIKI *et al.*, 2010).

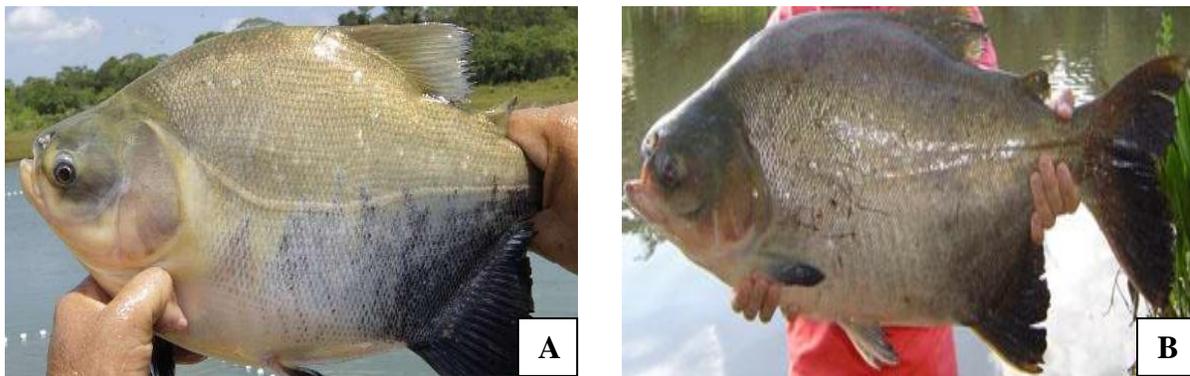


Figura 5: Peixes estudados: A-Tambacu; B-Tambaqui.

Fonte: <http://www.mfrural.com.br>

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

- ✓ Avaliar a presença de cianobactérias tóxicas em viveiros e microcistinas nos tecidos musculares dos peixes de uma piscicultura do município de Macapá-AP.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Caracterizar a comunidade de cianobactérias em seis viveiros da piscicultura de Macapá;
- ✓ Avaliar o grau de toxicidade do seston estudado;
- ✓ Avaliar as concentrações de microcistina na musculatura de exemplares de tambacu e tambaqui;
- ✓ Avaliar a qualidade hídrica dos viveiros através de análises físicas, químicas e comunidade fitoplanctônica;

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 ÁREA DE ESTUDO

A piscicultura de estudo apresentada na figura 6 situa-se na Rod. Salvador Diniz 354, localizados no distrito da Fazendinha na cidade de Macapá e possui vinte e sete viveiros. A água que abastece os viveiros vem do Igarapé Fortaleza e é distribuída individualmente. A troca da mesma é realizada através de tubulações, sendo as comportas abertas e liberadas sem tratamento prévio do efluente, desaguando no manancial mais próximo (Rio Amazonas).

O manejo alimentar nos viveiros estudados consiste em fornecer ração comercial com 28% de proteína bruta, sendo os peixes tratados duas vezes ao dia (9h e 15h). Os principais peixes cultivados neste sistema são o tambaqui (*Colossoma macropomum*), tambatinga (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachipomus*), tambacu (*Colossoma macropomum* e *Piaractus mesopotamicus*) e pirarucu (*Arapaima gigas*). Os viveiros foram construídos na forma escavados com a finalidade de lazer (pesque-pague) e engorda de peixes.



Figura 6: Vista parcial da piscicultura.

Fonte: Imagens obtidas (Google maps, 20 de junho 2010).

Foi realizada uma única amostragem em dezembro de 2013 nos seis viveiros pesquisados (viveiros 2,4,6,9,18 e19) e efetuadas medições in situ dos parâmetros físicos e químicos (temperatura,

alcalinidade, pH, oxigênio dissolvido, dureza e transparência da água), bem como a coleta de água para determinação dos fatores bióticos (fitoplâncton e clorofila *a*). A transparência da água foi avaliada através da profundidade de extinção do disco de Secchi.

Para a análise de quantificação de microcistina no músculo do peixe foram utilizados quatro exemplares de peixe tambaqui (1) não depurado, tambacu (2) não depurado e tambacu (1) depurado, muito utilizados com fins alimentícios do local.

As análises para microcistinas foram estimadas usando o método ELISA baseado em anticorpos monoclonais, como descrito por Chu *et al.*, (1990).



Figura 7: Viveiros de cultivo da piscicultura.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

Todas as análises foram realizadas no Laboratório de Hidrobiologia- Setor de Biologia da Companhia de Saneamento de Minas Gerais (COPASA).

4.2 DETERMINAÇÃO DAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS

Foram efetuadas medições *in situ* em cada ponto de coleta para os parâmetros físicos e químicos (temperatura, alcalinidade, pH, oxigênio dissolvido e dureza) e coleta da água para a análise qualitativa do fitoplâncton e clorofila *a*.

Os parâmetros físico-químicos foram medidos pela manhã (8h) com o auxílio de uma sonda multiparâmetros. O pH, foi determinado com o auxílio de um pHmêtro (Orion 290A plus) introduzido na coluna d'água para determinação de seu nível. As medidas de oxigênio dissolvido foram analisadas usando oximêtro (55 da YSI) conjugado a uma sonda multiparâmetro *in locu*. A transparência da água foi avaliada por meio da medição da através da profundidade de extinção do disco de Secchi.

4.3 COLETA DE MATERIAL FITOPLANCTÔNICO

- Análise Qualitativa do Fitoplâncton

As amostras biológicas destinadas ao estudo qualitativo do fitoplâncton foram obtidas na superfície da água utilizando-se rede de plâncton com malha de 30 μm de abertura, por meio de arraste horizontal na superfície da água como é demonstrado na figura 8. Depois de coletadas foram acondicionadas em frascos de polietileno e preservadas com solução de *Transeau*. A identificação dos organismos foi feita utilizando-se um microscópio binocular, equipado com aparelho fotográfico. Foram identificadas todas as cianobactérias encontradas. O sistema de classificação para as classes e gêneros seguiu as indicações de Bicudo e Menezes (2006).



Figura 8: A- Método de arraste horizontal; B- Coleta com a rede de plâncton.

Fonte: Larissa Barbosa- 2013

4.4 FIXAÇÃO E PRESERVAÇÃO DO MATERIAL FITOPLANCTÔNICO

A fixação e preservação dos materiais foram providenciadas ainda no campo, imediatamente após a coleta, com a solução de transeau. A fixação do material para análise qualitativa foi realizada com o uso de *Transeau* (solução composto com 6 parte de água, 3 partes de álcool etílico 95% e 1 parte de solução aquosa de formol a 40%) (BICUDO E MENEZES, 2006) em uma concentração de 1/1 em relação a amostra. Como foram coletados 100 mL de amostra de cada viveiro, logo foram adicionados na mesma proporção o volume de *transeau* ao material coletado.

A fixação imediata do material coletado destina-se a preservação das algas o mais próximo possível de como se apresentam na natureza, pois a concentração do material coletado pode provocar aceleração da taxa de divisão celular de certas espécies de algas e a produção inevitável de fenótipos anômalos, uma vez que a alga talvez não tenha tempo de desenvolver todas suas estruturas, semelhantes à célula-mãe, antes de sofrer novo processo de divisão (Faustino 2006). Assim, é imprescindível o cuidado para que tais aspectos resultantes de mal formações sejam evitados e, se ocorrerem, não seja confundido com expressões da variação morfológica intrapopulacional.

4.5 IDENTIFICAÇÃO TAXONÔMICA DO MATERIAL FITOPLANCTÔNICO

A execução desta etapa foi providenciada, sempre que possível, a partir de análises de populações, usando trabalhos, monografia e revisão, tanto clássico como recentes. Ressalta-se que para o Estado do Amapá esses artigos foram escassos, sobretudo, pela ausência de estudos voltados para toxicidade do pescado e ecologia de fitoplâncton, sendo esta pesquisa uma das pioneiras.

Contudo as principais referências utilizadas foram as seguintes: Komárek e Anagnostidis (1999, 2005); Anagnostidis e Komárek (1988) e Bicudo e Menezes (2006).

4.6 INDICAÇÃO DA BIOMASSA FITOPLANCTÔNICA (clorofila *a*)

A concentração de clorofila *a* é um parâmetro hidrobiológico, amplamente utilizado como indicador da biomassa fitoplanctônica. Sua quantificação é importante em termos de qualidade da água de ambientes lânticos, uma vez que as diversas espécies de algas são responsáveis pelo processo de eutrofização e corpos hídricos, sendo a presença de algas indiretamente medida pela concentração de clorofila, em microgramas por litro, da amostra de água. (SOUZA *et al.* 2004).

A determinação das concentrações de clorofila-*a* proporciona uma estimativa da biomassa fitoplanctônica e os feopigmentos indicam o seu grau fisiológico, uma vez que numa população em declínio, o teor de clorofila-*a* diminui, enquanto que seus produtos de degradação (feopigmentos) e os carotenóides aumentam. Isso ocorre porque as clorofilas são facilmente alteradas, por variações no pH, alta incidência luminosa ou temperatura, entre outros fatores, tendo como produto desta alteração, a feofitina (GOLTERMAN *et al.*, 1978).

4.7 METODOLOGIA

4.7.1 CLOROFILA *a*

Para a detecção de clorofila *a* ilustrado na figura 9, foram coletadas 300 ml de água de cada viveiro sendo as amostras estudado armazenadas em uma caixa térmica refrigerada. No laboratório, essas amostras foram filtradas com o auxílio de uma bomba a vácuo em pré-filtro de fibra de vidro com a porosidade de 1,0 μm até que o mesmo colmatasse sendo então registrado o volume final filtrado. Posteriormente, os filtros com o conteúdo de clorofila foram colocados em tubos de centrifuga contendo 10 ml de etanol a 90% para a devida extração do pigmento e envolvido com papel alumínio a fim de impedir qualquer contato que seja com a luz. As amostras ficaram em banho-maria à 74°C -76°C por 5 minutos e em seguida armazenadas em geladeira por 24 horas para análise espectrofotométrica. O grau de absorbância foi medido nos comprimentos de onda: 665 e 750 nm e as concentrações de feopigmentos foram realizadas através da acidificação com acido clorídrico (1,5N) conforme a metodologia proposta pela ISO 10260.

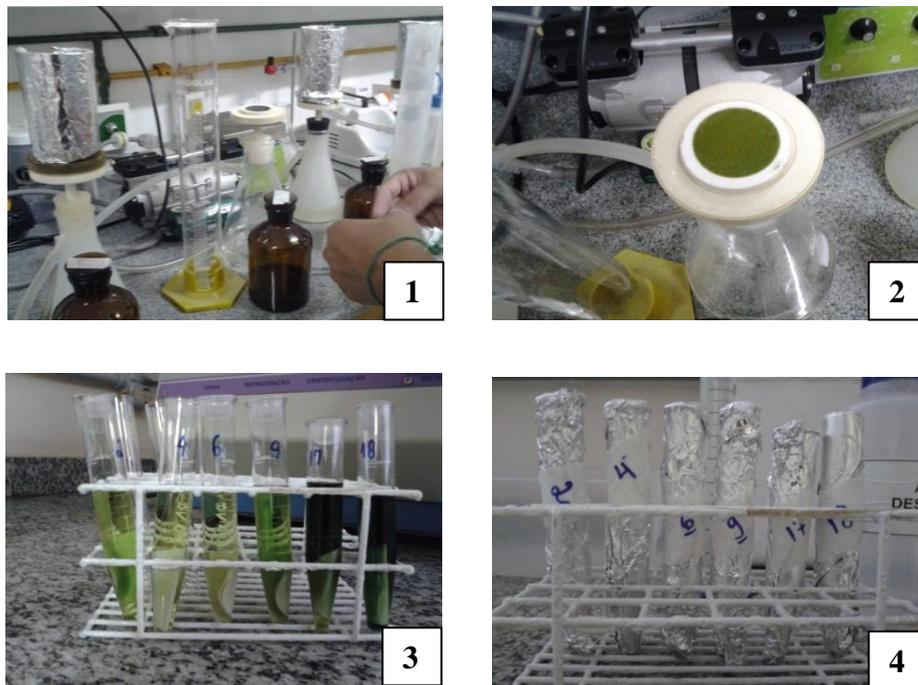


Figura 9: Método de análise: Clorofila *a*. 1- Filtração; 2- Membrana colmatada; 3- Membrana com etanol 90%; 4- Tubos protegidos da luz;

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

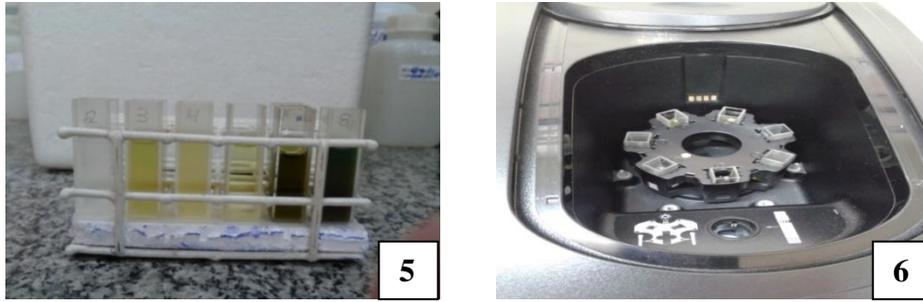


Figura 9: Método de análise: Clorofila *a*. 5- Análise espectrofotométrica; 6- Espectrofotômetro.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

4.7.2 QUANTIFICAÇÃO DE MICROCISTINAS- SESTON

O levantamento qualitativo das cianobactérias mostrou predominância de gêneros potencialmente produtores de microcistina (SANT´ANNA et al, 2008). Por esse motivo foi analisada somente essa cianotoxina com a técnica do imunoenensaio ELISA (Beacon® Kit- Microcystin plate kit- Beacon).

Para essa análise foi coletada uma alíquota de 50 mL de água do viveiro 18. A extração da fração intracelular foi realizada com o congelamento e descongelamento por três vezes da amostra. Após esse procedimento, a amostra foi filtrada em membrana de fibra de vidro para a remoção do material particulado. Após este processo, as amostras foram analisadas para quantificar as microcistinas através do teste imunoenzimático Elisa (do inglês: Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay). Este método apresenta limite de detecção de 0,1 ng/mL.

A realização do ensaio seguiu as orientações do fabricante, tendo primeiramente a placa, os reagentes e as amostras estabilizados em temperatura ambiente por 30 minutos. Logo em seguida, foi adicionado aos poços o volume de 50µL do conjugado Microcistina-enzima (Microcystin- HRP). Foi adicionado 50µL do controle negativo (0,0 ppb), dos calibradores “ppb” (0,1ppb, 0,3ppb, 0,8ppb e 2,0ppb) e das amostras dentro dos poços correspondentes. Foi pipetado 50µL de solução de anticorpo (Anti-Microcystin) em cada poço. A placa foi agitada suavemente por um período de 20 à 30 minutos garantindo uma maior homogeneização da solução. Ao final, a placa foi coberta com parafilme, e incubada por 30 minutos em temperatura ambiente, protegida da luz. Seguindo o protocolo, após o período de incubação, o conteúdo da placa foi descartado na pia do laboratório e os poços foram lavados com solução de lavagem por cinco vezes consecutivas e o resíduo dessa solução foi desprezada invertendo a placa suavemente sobre o papel toalha. Foram adicionados 100µL de substrato em cada

poço e a placa foi novamente coberta com parafilme e incubada durante 30 minutos em temperatura ambiente protegida da luz. Decorrido o tempo de incubação, foi adicionada 100 μ L da solução stop (stop solution) em cada poço na mesma ordem que foi pipetada o substrato. Utilizou-se uma leitora de microplaca em absorvância de 450nm para resultado final.

A análise por ELISA consiste em uma competição imuno específica, na qual o princípio do teste é baseado no reconhecimento de microcistinas, nodularinas e seus congêneres por anticorpos específicos. A superfície dos poços da placa contém um número limitado de sítios de ligação de anticorpos específicos e quando presentes na amostra, microcistinas, nodularinas e seus congêneres, competem por ligação nesses sítios com o análogo padrão. Após uma etapa de lavagem e adição da solução de substrato, é gerado um sinal de cor. Nos imunoenaios competitivos a intensidade da cor é inversamente proporcional à concentração da toxina presente na amostra. A faixa de detecção do teste é de 0,15-5 ppb ou ng/mL.

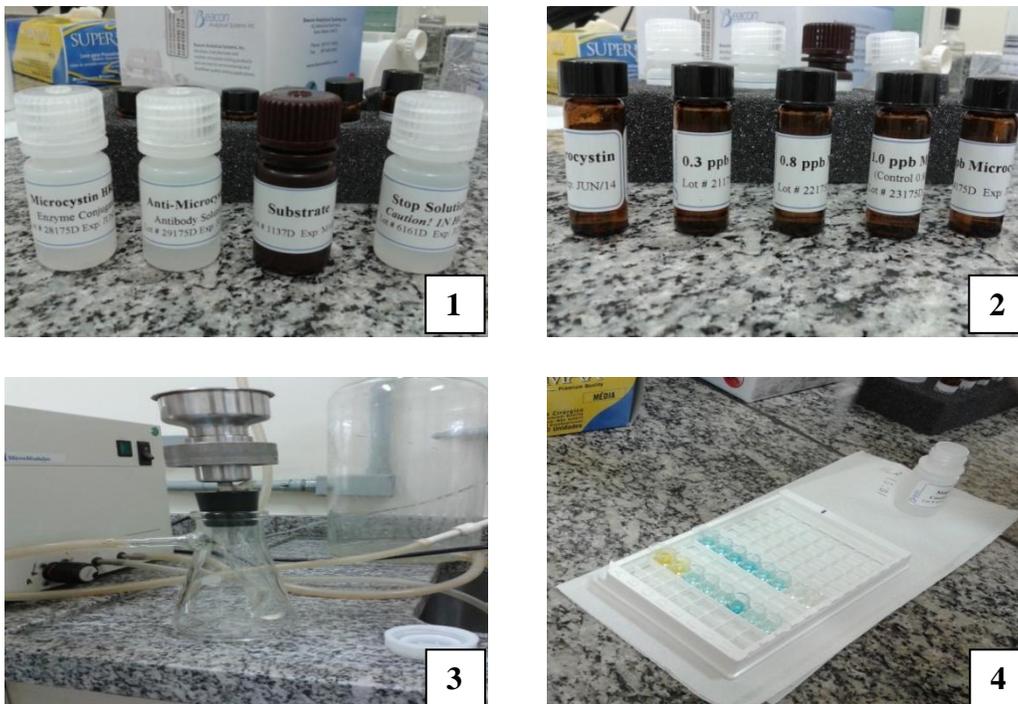


Figura 10: Método ELISA- 1- Soluções; 2- Padrões; 3- Filtração da amostra; 4- Microplaca contendo as amostras, padrões e soluções;

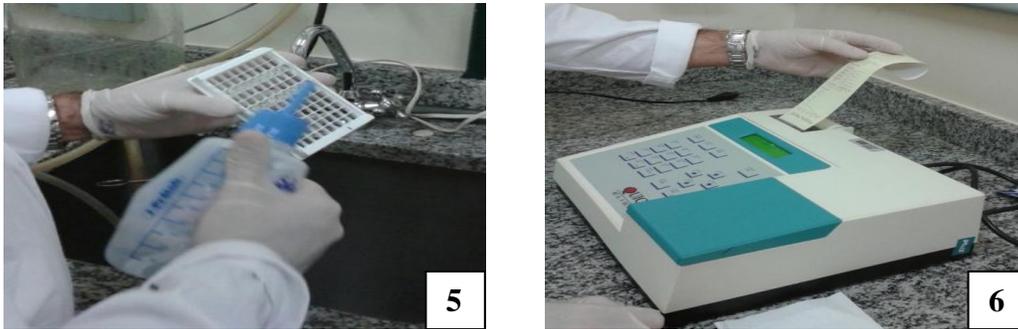


Figura 10: Método ELISA-5- Lavagem da microplaca; 6- Leitura da microplaca.

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

Este método consiste da identificação do antígeno, neste caso a microcistina, através de anticorpos específicos fixados a uma placa. Esta é incubada com a amostra contendo o antígeno e, posteriormente, com um conjugado composto de antígeno ligado a uma enzima - neste caso a peroxidase. O antígeno ligado à enzima e o não ligado (a amostra) competem pela ligação com os anticorpos. Após a reação, a placa é lavada e somente o que foi ligado aos anticorpos permanece. O substrato da enzima é adicionado e a reação é colorimétrica. O resultado é obtido através dos valores de densidade óptica das amostras ($\lambda = 450 \text{ nm}$), e assim, quanto mais reação de cor houver, menos toxina existe na amostra. Cabe ressaltar que este método somente é capaz de detectar microcistinas livres, ou seja, microcistinas conjugadas com proteínas fosfatases, ou com qualquer outro peptídeo, não são reconhecidas pelos anticorpos (SOARES, 2005). Para proceder ao cálculo da concentração de toxina foi necessário calcular a média da absorbância de cada um dos padrões. Em seguida, calculou-se $\%B/B_0$ para cada padrão dividindo o valor da média da absorbância pela média de absorbância do padrão zero.

Foi construída a curva padrão plotando os valores $\%B/B_0$ de cada padrão em um linear vertical (y) versus a concentração de microcistinas horizontal logarítmica correspondente no eixo (x). Os resultados de $\%B/B_0$ para os controles e as amostras foram então os níveis de rendimento em ppb de microcistinas por interpolação através da curva padrão.

4.7.3 COLETA E TRANSPORTE DOS EXEMPLARES DE PEIXES

A captura dos peixes para análise de bioacumulação de microcistina foi realizada por pescadores profissionais da própria piscicultura no mês de dezembro de 2013. O número de quatro exemplares de tambaqui (1) não depurado, tambacu (2) não depurado e tambacu (1) depurado, espécies

muito utilizadas com fins alimentícios foram pescados dos viveiros 4 e 18, conforme ilustra as figuras 11 e 12.



Figura 11: Coleta do tambaqui e tambacu nos viveiros 4 e 18 (não depurados).

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.



Figura 12: Coleta do tambacu no tanque depurado.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

Após a pesca, os peixes foram pesados e aferidos o comprimento e largura, (tabela 1 e figura 13) e posteriormente foi feita a filetagem do mesmos (figura 14), mantendo somente os filés. Foram acondicionados em caixa térmica para o transporte até o laboratório. Os filés foram mantidos congelados até o momento de início dos experimentos.

Tabela 1- Dados biométricos das espécies analisados.

Peixes	Medida (Cm)	Peso (Kg)	Viveiro	Pré-abate
Tambaqui	39x23	1,222	4	Não depurado
Tambacu	37,5x19,3	0,910	4	Não depurado
Tambacu	41x22	1,434	18	Não depurado
Tambacu	39x21,5	0,916	4	Depurado

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

**Figura 13:** Medições (comprimento; largura; peso) dos peixes analisados.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.



Figura 13: Medições (comprimento; largura; peso) dos peixes analisados.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.



Figura 14: Limpeza dos peixes para análise dos filés.

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

Os peixes analisados tiveram uma pequena variação de tamanho, com comprimento total oscilando de 37,5 à 41 cm, largura variando de 19,3 à 23 cm e peso total compreendido entre 910g à 1,434 g. As amostras do filé de cada exemplar variaram de 219,4 à 367 g.

4.7.4 EXTRAÇÃO E ANÁLISE DE MICROCISTINAS NO MÚSCULO DE PEIXES

A extração das amostras de músculo dos peixes (figura 15), foi realizada utilizando o método descrito por Magalhães *et al.*(2001) com modificações. Foram descongelados os filés e retirados três partes de 10 gramas de filé do peixe (tecido muscular) de cada lado, totalizando, por parte 20 gramas, realizados em triplicata. No processo de extração de microcistinas do filé, primeiramente este foi triturado manualmente com o uso de Graal e Pistilo para facilitar a extração. Após a trituração do filé a “massa” de tecido muscular foi colocada em um becker e a este adicionado 30 ml de metanol/ácido acético (99:1%). Essa mistura foi agitada por 1 hora com o uso do agitador magnético. Foi recolhido toda a “massa” em um tubo de centrífuga para o processo de centrifugação à 1.500 g / 15 minutos.

Após este procedimento, retirou-se o sobrenadante e adicionado mais 10 mL de metanol/ácido acético (99:1%) na massa restante (pelet) utilizando o bastão de vidro para total homogeneização. Este processo de retirada do sobrenadante foi repetido por mais duas vezes e todos os sobrenadantes dos três ciclos foram reunidos e centrifugados em velocidade de 1.500 g por 15 minutos para retirar o material sólido da amostra. A amostra livre de sedimentos foi transferida para um becker e evaporado totalmente em banho maria à 80° C a fim de concentrar a microcistina (cianotoxinas). Após a evaporação total, a amostra foi ressuspensa em 20 ml de água ultrapura, deixando repousar por 1 hora, e em seguida foi filtrada em membrana de fibra de vidro de 1µm. O processo de purificação da microcistina seguiu o recomendado por KRISHNAMURTHY *et al.* (1986) e iniciou-se pela ativação do Cartucho ODS C18 com a passagem de 2 volumes de coluna de metanol PA 100% e em seguida 2 volumes de coluna de água ultrapura. Após a ativação, foram passados 20 mL de amostra, em seguida foi feita a eluição do cartucho com a passagem de 2 volumes de coluna de água ultrapura, 2 volumes de coluna de metanol 20% e 2 volumes de coluna de metanol 100%. Esta última fração de metanol 100% foi recolhida em um Becker e evaporada completamente e ressuspensa em 1 mL de água ultra pura para a análise imunoenzimática Elisa (Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay).

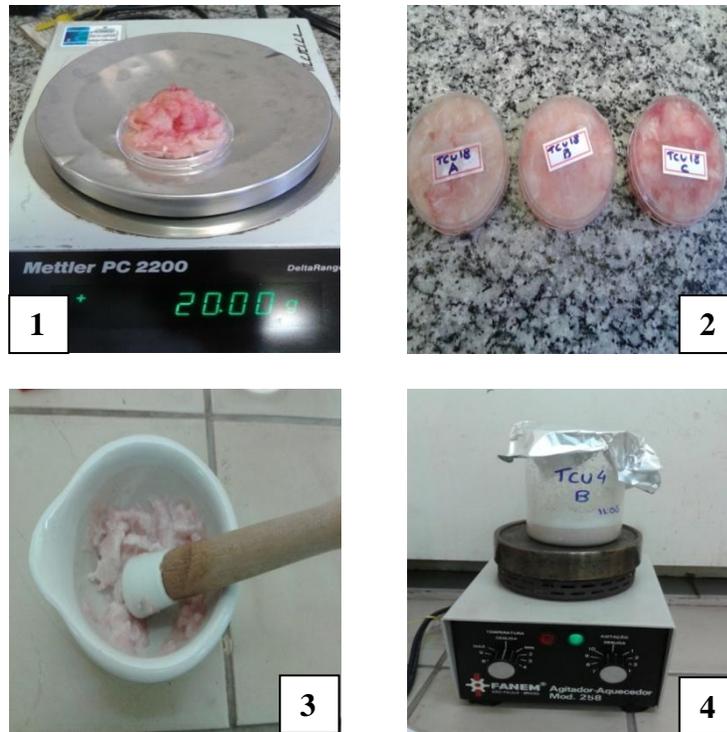


Figura 15: Processo de extração de microcistinas nos filés. 1- Pesar 20g do filé; 2- Análise em triplicata; 3- Trituração; 4-Mistura agitada por 1h;

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

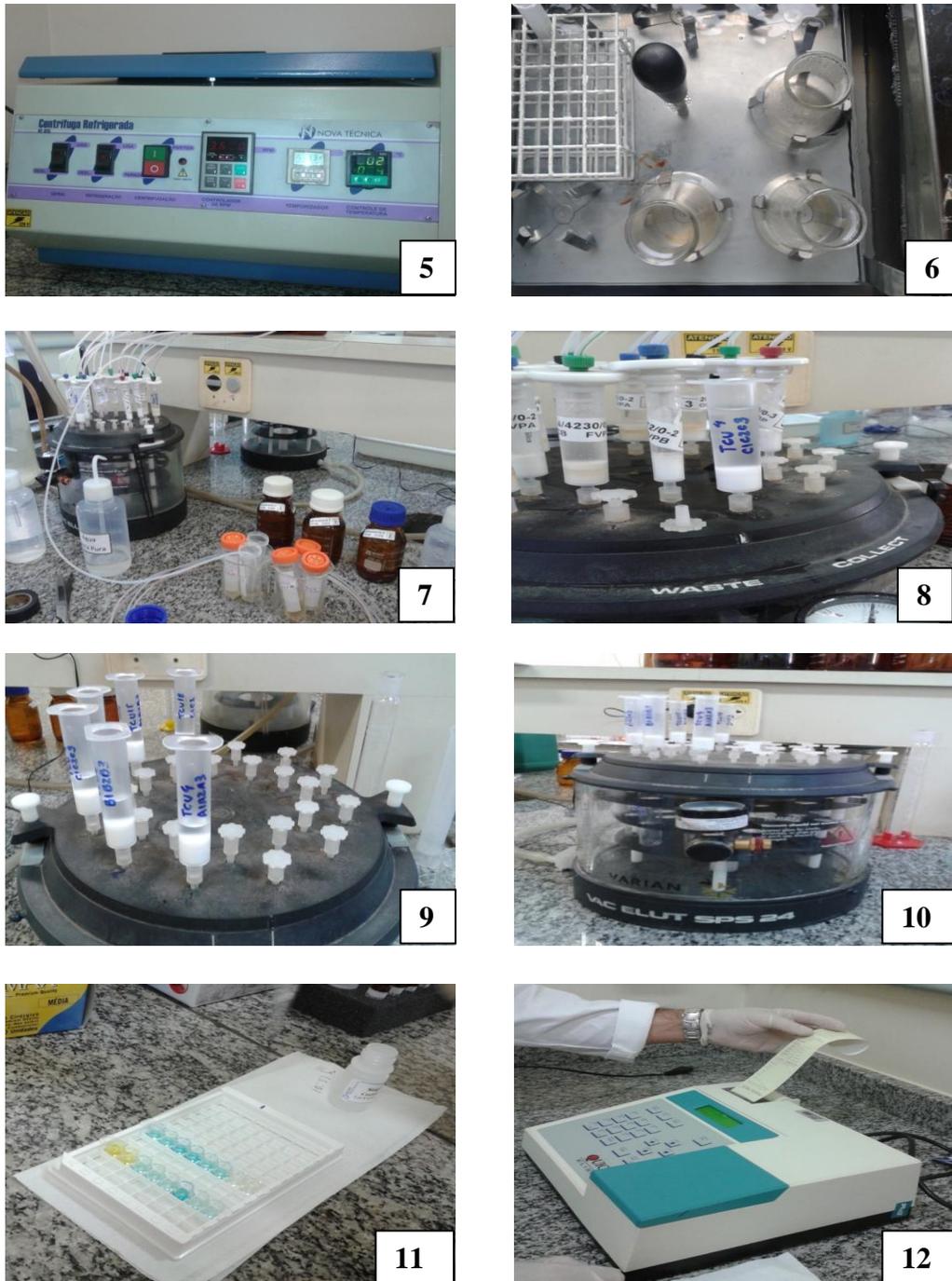


Figura 15: Processo de extração de microcistinas nos filés. 5- Centrifugação das amostras; 6- secagem das amostras; 7-8-9-10- Semipurificação com cartucho C18; 11- microplaca com amostras e soluções; 12- Resultado final (leitura).

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 VARIÁVEIS ABIÓTICAS

Os fatores abióticos são fundamentais para o estabelecimento do padrão de funcionamento dos ecossistemas (CORDEIRO-ARAÚJO *et al.*, 2010). Assim, a caracterização limnológica dos ambientes aquáticos pode responder a questões a cerca da qualidade da água, como também sobre o estado biológico do sistema. Dentre os fatores abióticos que podem interferir nestes ambientes estão o pH, oxigênio dissolvido, dureza, alcalinidade, temperatura, transparência da água, nutrientes e clima, dentre os fatores bióticos as comunidades aquáticas. O conjunto desses fatores irá determinar a qualidade da água nos ecossistemas artificiais rasos (BACHION e SIPAÚBA-TAVARES, 1992).

Com relação à temperatura, esta variável física tem uma ação direta sobre a distribuição, a periodicidade e a distribuição dos organismos aquáticos. Assume grande importância na produtividade biológica da água, cujos ritmos dependem dela, sendo considerada um dos fatores ecológicos decisivos dentro dos sistemas e o principal fator limitante na distribuição geográfica de muitas espécies de plantas e animais (Sipaúba-Tavares, 1998). Neste estudo, a temperatura da água apresentou uma amplitude de variação entre os viveiros de 1,2°C com a mínima de 29,7°C no viveiro 18 e a máxima de 30,9 °C no viveiro 9, interferindo diretamente na solubilidade de gases, velocidade de reações químicas, circulação de água, metabolismo dos peixes, etc, sendo que a faixa ideal das espécies tropicais está entre 20 a 30°C, sendo o nível ótimo para a maioria entre 25 e 28°C.

Valores semelhantes foram registrados por Toledo e Castro (2001), em viveiros da estação de piscicultura de Alta Floresta, Mato Grosso (mínima de 21,7 °C e máxima de 35,6 °C); por PAGGI e SIPAÚBA-TAVARES (2007), também no estado de Mato Grosso (mínima de 25,1 °C e máxima de 33,2 °C); e por MERCANTE *et al.* (2006) em estudo com 30 pesqueiros na Região Metropolitana de São Paulo (mínima de 23,8°C e máxima de 30,0 °C, na estação chuvosa). Em estudo com a variação diária de parâmetros limnológicos em viveiros de piscicultura, PÁDUA *et al.* (1997) afirmaram que as altas temperaturas proporcionam condições para uma alta taxa de reciclagem da matéria orgânica (decomposição microbiana). Os organismos heterotróficos, como bactérias, interferem no pH da água, abaixando-o. Intensos processos de decomposição e respiração têm como consequência a liberação de dióxido de carbono (CO₂) e, assim, a formação de ácido carbônico e íons de hidrogênio, provocando a diminuição do pH.

O pH da água, além de ser importante para a determinação de variáveis químicas de interesse ambiental, como por exemplo, alcalinidade e dióxido de carbono (CO₂), pode ser usado como indicador

de alterações do estado fisiológico dos animais. Sua mudança no meio aquático está diretamente relacionadas ao ciclo do CO₂. Durante o dia, as algas ou vegetais clorofilados utilizam-no para a produção de energia, havendo liberação de oxigênio e, paralelamente, incremento do pH. No período noturno, pelo contrário, todos os organismos do meio liberam CO₂ através da respiração e este reage com os carbonatos e a água para formar bicarbonatos, os quais, quando dissociados, liberam íons de hidrogênio (H⁺), reduzindo o pH. O pH apresentou padrões distintos entre seus valores, mas todos próximos da neutralidade variando de 6,77 à 7,44 nos viveiros 18 e 9 respectivamente. Os valores médios de pH ficaram dentro da faixa adequada de 6,0 a 9,0, segundo resolução CONAMA 357 (2005) para corpos de água doce, e de acordo com a faixa recomendada (6,5 a 9,0) para a produção de peixes. A melhor água para a cultivo de peixes é a que possui uma reação ligeiramente alcalina, isto é, pH entre 7 e 8 (OSTRENSKY *et al.*, 1998).

A medida da transparência da água está entre as variáveis físicas que auxiliam na definição do grau de turvação de determinado corpo d'água. Esta variável é normalmente correlacionada à quantidade de partículas em suspensão e substâncias orgânicas presentes na água, determinando a penetração e dispersão de luz neste ambiente (ESTEVEZ, 1998). De acordo com Boyd (2000), a transparência da água nos ambientes de cultivo pode ser afetada de duas maneiras: uma certa quantidade de fitoplâncton pode restringir a penetração de luz na água, o que é benéfico para os cultivos, pois inibe o crescimento de macroalgas no fundo do viveiro como também estimula o crescimento de organismos que os camarões usam como alimento; por outro lado, uma excessiva quantidade de partículas de sólidos em suspensão, que, embora não afete diretamente os animais sob cultivo, pode restringir a penetração de luz, diminuindo a produtividade e, em havendo sedimentação, as comunidades bentônicas podem ser prejudicadas.

A transparência, aqui encontrada como limite de zona eufótica ficou em média acima de 0,18 m (Tabela 2) com pequena variação entre os viveiros. Porém uma transparência ideal da água em tanques de cultivo medida pelo disco de secchi está em torno de 0,30 e 0,40m indicando uma boa produção biológica nos viveiros (OSTRENSKY *et al.*, 1998).

As concentrações de oxigênio dissolvido indicaram a existência de colunas de água pouco oxigenadas (tabela 2) e alcançaram máxima de 4,11 mg/L no viveiro 9 e mínima de 1,70 mg/L no viveiro 6. Esses valores estão abaixo do limite mínimo recomendado pela Resolução CONAMA 357/2005, de 5,0 mg/L de oxigênio. Provavelmente isto ocorreu devido ao maior consumo do oxigênio pelos peixes e pela maior quantidade de matéria orgânica nesta área (proveniente de resto de ração e excretas dos peixes) que demanda, também, maior consumo de oxigênio para a sua degradação.

Baixos valores de oxigênio dissolvido também foram observados por Souza *et al.* (2000), em viveiros de pacu (*P. mesopotamicus*), ocorreram devido ao fornecimento diário de ração, que, somado aos produtos de excreção dos peixes, criaram um suprimento contínuo de nutrientes, aumentando os processos de respiração e, conseqüentemente, levando a uma alta taxa de decomposição. BACCARIN *et al.* (2000), em estudo sobre nutrientes em tanques de tilápia vermelha, também registraram baixos valores de OD. Os autores afirmaram que a renovação contínua da água, que retira o excesso de matéria orgânica, diminuindo os processos de decomposição que consomem oxigênio, não foi suficiente para manter concentrações ideais de oxigênio dissolvido.

De acordo com Kubitza (1999) e Talamoni *et al.* (2006), a alcalinidade está diretamente ligada à capacidade da água em manter seu equilíbrio ácido-básico (poder tampão da água), que em geral, é devida à presença de bicarbonatos, carbonatos e hidróxidos no ambiente. Para tanques de piscicultura são desejáveis valores de alcalinidade acima 20mg/l, sendo que valores entre 200 a 300mg/l são os mais indicados. A alcalinidade nos viveiros ficou entre 30 e 50mg/L (tabela 2). Como foi realizada a coleta no período da seca, os valores da alcalinidade foram baixos porque não houve aumento de matéria orgânica dissolvida e particulada que são provenientes da chuva que faz ressuspender os sedimentos do fundo dos viveiros. A dureza da água teve como mínimo 30mg/L e máximo de 50mg/L (tabela 2). Dureza e alcalinidade não são contempladas pela resolução CONAMA 357/2005.

Para o parâmetro dureza os viveiros 2 e 9 apresentaram concentrações iguais à 30mg/L considerando a menor concentração, enquanto que os viveiros 6 e 18 apresentaram concentrações maiores 50mg/L.

Tabela 2- Variáveis limnológicas dos viveiros estudados.

PARÂMETROS/ VIVEIROS	VIVEIRO 02	VIVEIRO 04	VIVEIRO 06	VIVEIRO 09	VIVEIRO 17	VIVEIRO 18	MÉDIA	DESVIO PADRÃO
Temperatura(°C)	30,2	30,5	30,5	30,9	29,8	29,7	30,3	0,4
pH	7,0	7,0	7,0	7,4	7,2	6,8	7,1	0,2
Oxig. Diss. (mg/L)	2,8	3,4	1,7	4,1	1,9	1,7	2,6	1,0
Alcalinidade (mg/L)	30,0	40,0	40,0	30,0	50,0	40,0	38,3	7,5
Dureza (mg/L)	30,0	40,0	50,0	30,0	40,0	50,0	40,0	8,9
Transparência (m)	0,18	0,15	0,24	0,17	0,12	0,22	0,18	4,4

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

5.2 ANÁLISE QUALITATIVA DO FITOPLÂNCTON

Dos 19 taxa registrados foram os mais frequentes (figura 16) como a *Radiocystis fernandoi*, *Planktothrix agardhii* e *Microcystis aeruginosa* que podem assumir em função da sua densidade, importância ecológica e sanitária, pois possuem a capacidade de desenvolverem florações potencialmente tóxicas.

Tabela 3: Frequência de ocorrência do fitoplâncton identificado nas amostras de água dos viveiros de pisciculturas em Macapá (AP).

Taxa/viveiros	Viveiro 2	Viveiro 4	Viveiro 6	Viveiro 9	Viveiro 17	Viveiro 18
<i>Radiocystis fernandoi</i>	++++	A	++++	A	++	A
<i>Planktothrix agardhii</i>	+++	+	A	A	+++++	+++
<i>Microcystis protocystis</i>	++	A	++	A	+	A
<i>Microcystis aeruginosa</i>	+++	A	++	A	+	+++++
<i>Microcystis weissenbergii</i>	+	+	+	A	A	A
<i>Microcystis novacekii</i>	++	A	A	A	A	A
<i>Microcystis paniformis</i>	++	A	A	A	A	A
<i>Sphaerocavum brasiliense</i>	++	A	A	A	A	A
<i>Oscillatoria</i> sp.	+	A	A	A	+	A
<i>Phormidium</i> sp.	+	A	A	A	A	A
<i>Microcystis</i> sp.	A	++++	A	A	A	A
<i>Aphanothece</i> sp.	A	+	A	A	A	A
<i>Pseudoanabaena mucicola</i>	A	+	+	A	A	A
<i>Chroococales</i>	A	+	+	+	+	A
<i>Dolichospermum spiroides</i>	A	A	++	++	A	A
<i>Aphanocapsa</i>	A	A	A	+	A	A
<i>Planktothrix</i> sp.	A	A	A	+	A	A
<i>Dolichospermum planctonicum</i>	A	A	A	A	A	+++
<i>Coelomorom</i> sp.	A	A	A	A	A	+

Fonte: Larissa Barbosa, 2014.

Legenda:

A: Organismo ausente; +: cianobactéria encontrada em 10% dos campos analisados; ++: cianobactéria encontrada em 25% dos campos analisados; +++: cianobactéria encontrada em 50% dos campos analisados; ++++: cianobactéria encontrada em 75% dos campos analisados; +++++: cianobactéria encontrada em 100% dos campos analisados.

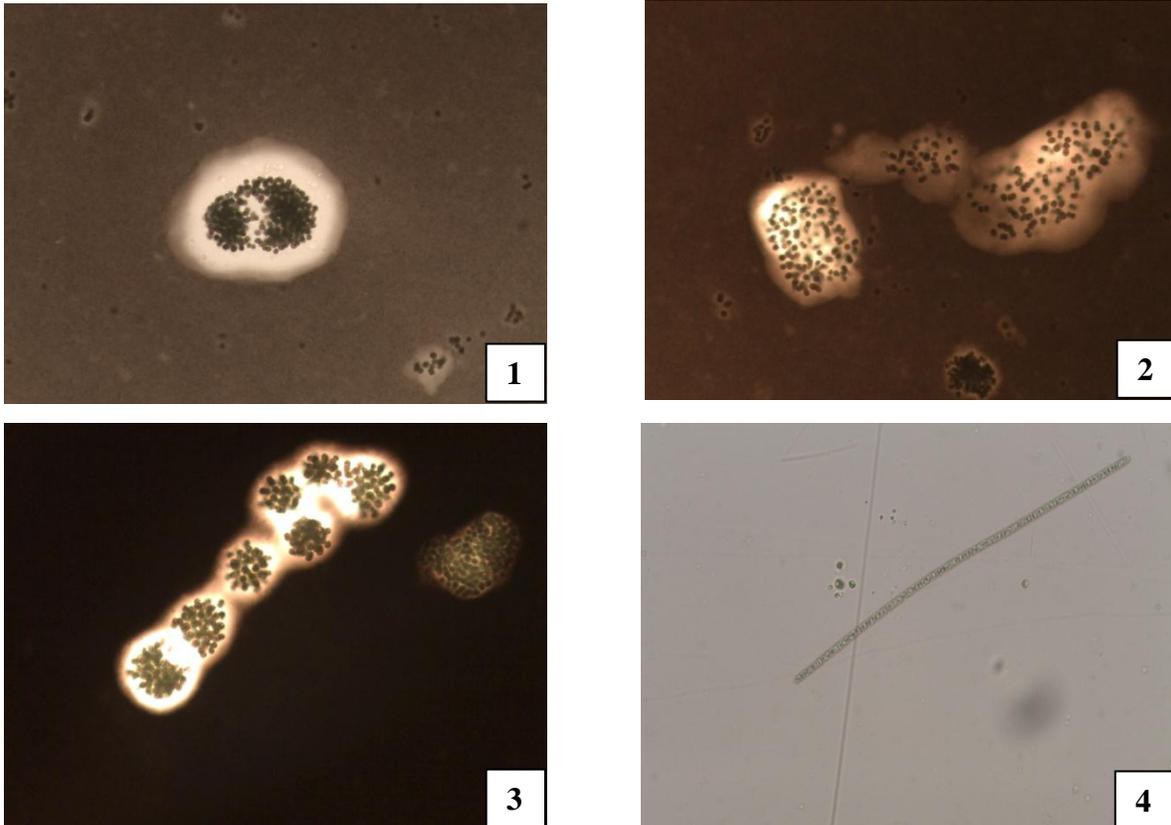


Figura 16: Cianobactérias predominantes nas amostras de água dos viveiros.

1- *Microcystis aeruginosa* Aumento: 200x; 2- *Microcystis protocystis* Aumento: 200x;

3- *Radiocystis fernandoi* Aumento: 200x; 4- *Planktothrix agardhii* Aumento: 200x;

Fonte: Larissa Barbosa, 2013.

De acordo com Eler (2000), nos viveiros do CEPTA/IBAMA com maior densidade de peixes e menor renovação de água, a presença de cianobactérias foi alta e, como consequência, foi observada mortandade de peixes. Os peixes apresentavam dificuldades para respirar, boca prostrátil e alguns com pequenos pontos hemorrágicos.

Matsuzaki, Mucci e Rocha (2004), realizaram estudo qualitativo da comunidade fitoplanctônica de um pesqueiro da RMSP e Train *et al.* (2005), realizando estudos qualitativos da comunidade fitoplanctônica de três reservatórios da Bacia do Rio Paraná concluíram que as classes mais comuns

eram Chlorophyceae e Cyanophyceae, incluindo a ocorrência de algumas espécies potencialmente tóxicas, sendo similares aos resultados obtidos para os vinte reservatórios deste estudo nas duas épocas.

De acordo com Reynolds (1988), as características marcantes que podem influenciar a dominância das cianobactérias nos ecossistemas aquáticos podem estar relacionadas à tolerância desses organismos as condições ambientais daqueles ambientes.

Os resultados encontrados evidenciaram intenso processo de enriquecimento dos viveiros. As cianobactérias encontradas, tais como *Microcystis aeruginosa* e *Radiocystis fernandoi*, estão entre os principais gêneros produtores de microcistina na água das principais captações para o abastecimento público no Brasil JARDIM & AZEVEDO (2006), cujas florações foram tóxicas em mais de 60% dos casos. Com o abundante crescimento das mesmas, ocorre um desequilíbrio na homeostasia do ecossistema desencadeando variações nas características físicas, químicas e biológicas da água, impactando toda a cadeia alimentar.

5.3 CLOROFILA *a*

Em viveiros de cultivo, o fitoplâncton usualmente representa o maior produtor de matéria orgânica, e a produtividade primária é uma estimativa da quantidade de matéria orgânica fixada pela fotossíntese. Nedwell (1973), no entanto, comenta que, em certas ocasiões, mesmo com altas concentrações de nutrientes, a produtividade primária é baixa e, nesse caso justifica-se porque o fitoplâncton está abaixo da profundidade de compensação. Isso ocorre quando acontece a formação de uma termoclina ou quando há redução da insolação em dias nublados. De acordo com Boyd (2000), os viveiros produtivos frequentemente apresentam concentrações de clorofila *a* de 50 a 200mg.L⁻¹.

Tabela 4- Resultados da análise de clorofila-*a* e feoftina *a* na água dos viveiros analisados.

VIVEIROS	CLOROFILA <i>a</i> (CLA)	FEOFTINA <i>a</i> (FA)
VIVEIRO 2	2877.12µg/L	492.48 µg/L
VIVEIRO 4	1823.36 µg/L	90.24 µg/L
VIVEIRO 6	146.82 µg/L	12.93 µg/L
VIVEIRO 9	654.75 µg/L	0 µg/L
VIVEIRO 17	433.34 µg/L	5.12 µg/L
VIVEIRO 18	492.10ug/L	16.63ug/L

Nos viveiros estudados, a clorofila *a* apresentou concentrações bem elevadas (tabela 4) e com uma grande variação de resultados indicando alta densidade do fitoplâncton, condições pelas quais não são favoráveis à atividade de pesca. Comparando-se os seis viveiros, as concentrações de clorofila *a* e feoftina *a* foram em geral mais elevadas nos viveiros 2 e 4. Os resultados obtidos foram de um período de estiagem no verão (dezembro) o que pode ser explicado com uma elevada densidade de cianobactérias.

As concentrações médias de clorofila *a* em todos os viveiros (Tabela 4) estão acima do valor padrão de qualidade de água proposto pela resolução CONAMA 357 para corpos de água classe II (até 30,0 µg/L).

5.4 MICROCISTINAS- SESTON

De acordo com a tabela 3 a maior predominância de *Microcystis aeruginosa* foi apresentada no viveiro 18, sendo assim escolhido para avaliar a presença de microcistina do seston. As microcistinas presentes no material biológico foram detectadas pelo método ELISA verificando a presença das mesmas na amostra de água obtendo concentrações de 1,73 µg.L⁻¹. A presença da microcistina apesar de ter sido em valor baixo, pode oferecer riscos à saúde do homem, no caso de ingestão.

De acordo com Chia, *et al.*, (2009), microcistinas foram detectados em 54% das amostras de viveiros e cinco dos seis tanques tinha uma concentração de microcistina acima do limite recomendado, pois a maior concentração de microcistina foi 5.89µg / L e a menor concentração detectada foi 0.60µg / L.

Eler *et al.*, (2006) observaram concentração de microcistina-LR de 242 µg/mg (peso seco/p.s.) em amostra de água coletadas em viveiro de peixes durante a ocorrência de floração de cianobactérias com dominância de *Microcystis aeruginosa*, *M. panniformis* e *Anabaena spiroides*. Um aspecto que deve ser considerado é o potencial de biacumulação das cianotoxinas (microcistinas) no tecido do pescado.

Chellappa *et al.* (2008) avaliaram um reservatório no nordeste brasileiro com diversos usos, captação de água para consumo humano e irrigação, pesca em cultivo de peixes em tanques-redes, e observaram concentrações de microcistina de 0,07 a 8,73 µg/L no seston do reservatório e de 0,01 a 2,59 µg/g em amostras de fígado de peixes durante o período de floração algal. Esses valores apresentar risco a saúde do consumidor de peixes provenientes deste reservatório.

5.5 MICROCISTINAS- PEIXES

No intuito de avaliar o potencial de bioacumulação de microcistinas nos peixes coletados, foram analisados as espécies Tambaqui (*Colossoma macropomum*) e Tambacu (*Colossoma macropomum* + *Piaractus mesopotamicus*) em três dos seis viveiros avaliados (2, 4 e 18) onde os mesmos eram cultivados. Os resultados para a presença da microcistina nos peixes analisados foram de baixas concentrações com valores de 0,003 µg/kg para o tambacu no viveiro 4 e 0,006 µg/kg para tambacu no viveiro 18. Os demais, os valores ficaram abaixo do limite de detecção do método, portanto não foi necessário realizar o cálculo.

Os resultados obtidos neste estudo não ultrapassaram este limite, no entanto é necessário o contínuo monitoramento dos peixes devido a existência da microcistina nos músculos dos peixes mesmo em pequena quantidade. A ingestão de baixas doses de toxinas continuamente também oferece grandes riscos, causando enfermidades hepáticas crônicas a médio e longo prazo e a curto prazo pode ocasionar mal estar digestivo e hepático (Ueno *et al.*, 1996; Yu, 1994). Os primeiros efeitos deste tipo de intoxicação podem aparecer imediatamente ou até 24 horas após o consumo e são sintomas característicos: dormência na boca, perturbações gastrointestinais, diarreia, fraqueza, paralisia respiratória ou cardiovascular e dependendo da quantidade de toxinas ingeridas, morte (Silva, 2006).

De acordo com Chorus e Bartram (1999) a ingestão máxima tolerável de microcistina-LR é 0,04 µg.Kg⁻¹ de peso corpóreo/dia. Magalhães *et al.* (2001) em estudo de peixes da Lagoa de Jacarepaguá, no Rio de Janeiro, encontraram concentrações de microcistina nos músculos dos peixes acima do que é permitido pela OMS.

O acompanhamento dos viveiros a cerca da sazonalidade em que acontecem as florações mais intensas de cianobactérias também se faz pertinente, pois nesse período pode acontecer concomitantemente a produção ou aumento nas concentrações de toxinas. Assim, deve ser evitado o consumo do peixe quando confirmada a presença de microcistina já na água. Tanto o controle da eutrofização quanto o correto manejo da atividade de piscicultura podem servir de medidas preventivas no controle das florações e seus consequentes riscos à saúde pública.

Um ponto crucial para a definição da dose diária tolerável (TDI) é a quantidade de pescado ingerida diariamente. Enquanto os estudos de Zhang *et al.*, (2009), Magalhães *et al.* (2001 e 2003), Deblois *et al.* (2008), Chen *et al.* (2006) e Song *et al.* (2007) estabeleceram um consumo médio diário de peixe da ordem de 300g para um indivíduo adulto de 60 kg, Xie *et al.* (2005), Mohamed *et al.* (2003) e Chen *et al.* (2007) estabeleceu o consumo diário de 100-200 g. Com base nos dados de pesquisas realizadas pela Secretaria Especial de Aquicultura e Pesca (SEAP-PR), os valores de

referência para consumo de pescado per capita no Brasil variam de 6,8 kg a 8 kg/pessoa/ano (equivalendo a um consumo diário de 18 a 21 g), sendo que a OMS incentiva o consumo de peixes em busca do aumento dessa taxa visando atingir 12 kg/pessoa/ano (32 g diários). No Canadá, esse valor é em média 16 kg/pessoa/ano (43 g/dia) e no Japão esse valor atinge 65 kg/pessoa/ano (178 g/dia). A média mundial ficou estabelecida em 20 kg pessoa/ano (55 g/dia). Considerando que a ingestão diária de tilápia do nilo, baseada em índices de consumo de pescado de média mundial, seja de 55 g/pessoa/dia (equivalente a 20 kg/pessoa/ano) foi possível estimar a quantidade de microcistina que estaria sendo bioacumulada.

Diversos estudos realizados sob condições laboratoriais confirmaram a capacidade dos peixes de bioacumularem microcistina em seus tecidos. Porém, ainda são poucos os experimentos, com peixes coletados diretamente do próprio ambiente que comprovaram tal bioacumulação (Magalhães *et al.*, 2001 e 2003; Xie *et al.*, 2005; Chen *et al.*, 2007 e 2009; Gkelis *et al.*, 2006; Deblois *et al.*, 2008; Wilson *et al.*, 2008; Zhang *et al.*, 2009). Visto que as microcistinas são hepatotoxinas, o fígado tem papel fundamental no processo de bioacumulação, representando o órgão alvo de animais vertebrados (Carmichael 1992, 1994; Funasa 2003; Malbrouck *et al.* 2003; Moreno *et al.* 2005; Tsukamoto & Takahashi 2007).

Nos peixes a ocorrência de concentrações de toxinas acima do consumo diário permitido, pela OMS, constitui uma importante via de intoxicação das populações humanas, especialmente para aqueles de baixa renda. Contudo, observam-se possíveis implicações para a saúde pública, em função da eventual contaminação da água e peixes, com cianotoxinas e consequente exposição crônica da população local aos efeitos deletérios desses compostos (MAGALHÃES *et al.*, 2003).

Em peixes a acumulação de microcistinas pode variar tanto com o tempo de exposição à cianotoxina, quanto com o tempo de duração de florações. Em climas tropicais e subtropicais, onde as florações são constantes, pode ocorrer uma exposição crônica aumentando potencialmente os níveis de contaminação por microcistinas (Deblois *et al.*, 2008). As cianotoxinas podem bioacumular em peixes por diferentes rotas: (a) através da alimentação direta do fitoplâncton por espécie fitoplanctófaga, como a carpa prateada (*H. molitrix*); (b) acumulação de microcistina dissolvida via epitelial (brânquias e pele); (c) ou exposição via cadeia alimentar (por exemplo, consumo, pelos peixes, de mexilhões que filtraram cianobactéria tóxica na água) IBELINGS & CHORUS (2007).

Estudos desenvolvidos no Brasil por Magalhães *et al.*, (2001) e (2003) demonstraram que peixes e crustáceos também são capazes de acumular microcistinas em seu tecido muscular com valores registrados em crustáceos de 103,3 µg/g e em peixes de 39,6 µg/g na Baía de Sepetiba, portanto, níveis acima do limite recomendado pela OMS, o que representa um sério risco para a

população que consome esse pescado. Além disso, já foi demonstrado também que a depuração dessas hepatotoxinas pelas tilápias é bastante lenta, podendo levar até 15 dias após ingestão das células tóxicas (SOARES *et al.*, 2004).

Segundo Magalhães *et al.* (2001), a exposição crônica de peixe à microcistina através da ingestão natural de cianobactérias na lagoa de Jacarepaguá RJ, possibilitou a detecção de MCs no músculo, indicando efeito residual de MCs neste tecido muscular. Outrossim, cuidados na interpretação em relação a técnica imunológica utilizada no ensaio por esses autores torna-se essencial, devido ao alto risco de falso-positivo em substrato biológico. Neste mesmo estudo com *T. rendalli* em situação de floração intensa os valores de fitoplâncton atingiram 107 células/mL, as concentrações de microcistina em músculo foram de 0,337µg/g, valor este considerado pelos autores 42 vezes acima do limite proposto. Durante os três anos de estudo nesta amostragem, 71,7% das mesmas foram considerados acima do TDI, representando um grande risco o consumo desses peixes (Magalhães *et al.*, 2001).

Em outro estudo realizado por Magalhães *et al.* (2001), foram encontradas na lagoa de Jacarepaguá, grande massa de células tóxicas de *Microcystis* no estômago de tilápias (*Tilapia rendalli*), e acúmulo de microcistinas nas víceras, fígado e músculo, o que comprova a ingestão e assimilação destas toxinas pelos peixes em ambientes naturais. Zhang *et al.* (2007) encontraram as maiores concentrações de microcistinas no intestino de *H. molitrix*, porém, não encontraram nenhuma toxina no tecido adiposo, sugerindo que a ingestão é a rota mais provável de exposição desta carpa.

Magalhães *et al.* (2001), realizaram um estudo sobre a bioacumulação de microcistinas em tilápias (*Tilapia rendalli*) que se alimentaram continuamente de cianofíceas tóxicas em um lago no sudeste do Brasil. Os peixes (*T. rendalli*) foram coletados a cada duas semanas entre agosto de 1996 e novembro de 1999. As microcistinas do fitoplâncton foram analisadas por HPLC, enquanto fígado e tecido muscular dos peixes foram analisados por um kit Elisa. Nas amostras do fitoplâncton, foram confirmadas a dominância do gênero *Microcystis* e nas amostras de fígado e tecido muscular dos peixes confirmou-se a presença de microcistinas em concentrações perto ou acima do limite recomendado, pela OMS, durante todo o período do estudo, incluindo os tempos de baixa densidade da floração. Os resultados confirmaram a acumulação e persistência das microcistinas nos tecidos musculares, mostrando o alto risco no consumo destes peixes.

Em ambiente natural, embora muitas espécies de cianobactérias, sejam capazes de produzir potentes toxinas, dentro de uma mesma floração podem ocorrer cepas produtoras e não produtoras de toxinas. As variações nas concentrações de toxinas intracelulares podem estar relacionadas com as condições ambientais, interações com demais organismos e de diferentes linhagens podendo em certas colônias por exemplo, haver maior produção de toxinas do que em outras.

Alguns estudos têm demonstrado que cianobactérias podem exercer efeitos adversos em peixes, incluindo danos ao fígado, às guelras e aos rins, distúrbio no equilíbrio iônico, mudanças comportamentais, redução no crescimento e mortalidade (Erickson *et al.* 1989, Tencalla *et al.* 1994, Rodger *et al.* 1994, Bury *et al.* 1995, Zimba *et al.* 2001, Li *et al.* 2005). No entanto, além de não haver estudos conclusivos que correlacionem estes efeitos às cianotoxinas conhecidas, resultados conflitantes emergem de alguns estudos. Beveridge *et al.* (1993) mostraram que Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) apresentou aumento dos batimentos operculares e da taxa de ingestão de cianobactérias com uma cepa não-tóxica de *M. aeruginosa* e nenhum efeito com uma cepa tóxica, Keshavanath *et al.* (1994) observaram resposta inversa para a mesma espécie de peixe. A carpa européia *Rutilus rutilus* alimentada com células de *Aphanizomenon* ou *Microcystis* coletadas de lagos eutróficos apresentou baixo crescimento quando comparada à carpa alimentada com zooplâncton, mas o crescimento com *Microcystis* foi significativamente menor. Este baixo crescimento, entretanto, não pôde ser atribuído à presença de microcistinas, mas sim à baixa digestibilidade desta cianobactéria para a carpa (Kamjunke *et al.* 2002).

Espécies de peixes herbívoros como tilápia e carpa são mais susceptíveis de serem afetadas pelas cianotoxinas. Alguns estudos experimentais de laboratório, entretanto, realizam a exposição às cianotoxinas através da via gastro-intestinal de maneira forçada, introduzindo extratos de cianobactérias diretamente no estômago dos peixes por tubos (gavage), ou utilizam misturas de extratos com agar-agar, formando uma espécie de gelatina, a qual é oferecida ad libitum (Carbis *et al.* 1996, Tencalla & Dietrich 1997, Zimba *et al.* 2001, Soares *et al.* 2004). Outros ainda utilizam a via intraperitoneal, lisando previamente as células concentradas a partir de culturas ou de florações naturais (Carbis *et al.* 1996, Zimba *et al.* 2001, Li *et al.* 2005). Embora estas técnicas sejam úteis no estudo de efeitos patológicos, nenhuma delas representa as condições naturais.

Estudos sobre acumulação de outras hepatotoxinas em animais de água doce são escassos. Saker & Eaglesham (1999) estudaram a acumulação de cilindrospermopsina (CYN) em *Cherax quadricarinatus* (Decapoda) provenientes de açude de aquicultura e em condições de laboratório e verificaram maior acúmulo desta toxina no hepatopâncreas. Saker *et al.* (2004) encontraram concentrações de CYN da ordem de 2,9 a 5,9 $\mu\text{g g}^{-1}$ nos tecidos (corpo e víceras) de *Anodonta cygnea*, mas valores maiores (61,5 $\mu\text{g g}^{-1}$) ocorreram na hemolinfa deste bivalve. Estes autores também referem que a concentração máxima desta toxina atingiu 408 $\mu\text{g l}^{-1}$ na hemolinfa do bivalve quando a concentração no meio era de 34 $\mu\text{g l}^{-1}$, o que fornece um FBA de 12. Nogueira *et al.* (2004a) abordaram a acumulação de CYN em *Daphnia magna*, mas verificaram que o FBA em relação ao meio

circundante foi muito baixo (0,41-0,76), concluindo que, embora a passagem desta toxina para níveis tróficos superiores seja possível, a bioacumulação desta toxina não ocorreu.

Estudos realizados por Sipiä *et al.* (2001) na região do Mar Báltico que constataram a bioacumulação de nodularinas no músculo de pescado comercializado na região, com níveis máximos de 140 µg/kg. Buynder *et al.* (2001) constataram o efeito de bioacumulação dessa mesma cianotoxina no pescado durante florescimento de cianobactérias tóxicas nos Lagos Gippsland (Austrália), com níveis variando de 250 µg/kg no músculo de pescado, 1.100 µg/kg em camarões e 1.500 µg/kg em moluscos. Essa capacidade de bioacumulação de cianotoxinas foi verificada em estudos realizados por Vasconcelos (1999) em Portugal, em peixes da família Cyprinidae, cujos níveis detectados de microcistinas atingiram valores máximos de 280 µg/kg. Experimento realizado por Xie *et al.* (2004) com carpa prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*) demonstraram a capacidade dessa espécie de peixe em bioacumular microcistinas em regiões diferenciadas do corpo sem haver riscos de letalidade.

A possibilidade de bioacumulação e transferência de cianotoxinas por meio da ingestão de peixes e moluscos que tenham se alimentado continuamente de cianobactérias acumulando as toxinas em seus tecidos determina sérios riscos à saúde humana (Matsuzaki *et al.*, 2004). Alguns animais não resistem aos ambientes eutróficos quando provocados por cianobactérias, podendo morrer devido à ação das microcistinas. Porém nos casos de toxicidade sub-letal, os animais (moluscos, peixes e lagostas) conseguem sobreviver tempo suficiente para acumular as toxinas e transferi-las ao longo da cadeia alimentar, oferecendo risco ao consumo humano.

Alguns estudos têm demonstrado a bioacumulação e a toxicidade destas substâncias em moluscos (Whittle, 2000). Foi realizado um estudo com a carpa prateada como modelo de peixe filtrador oriundo de piscicultura, com o objetivo de analisar-se a incorporação de microcistinas pelos peixes. Para isto, os peixes foram colocados em aquários de vidro e tratados com cianobactérias tóxicas e não tóxicas com diferentes números celulares, que variaram de 195.000 e 1.350.000 células de *Microcystis*/mL. A análise da presença da toxina nos tecidos dos peixes foi realizada após extração por meio do imunoenensaio específico para microcistinas – ELISA. Os experimentos indicaram valores de toxinas no músculo do peixe entre 0 e 0,015 µg/g de peso seco do músculo. A variação das concentrações de toxinas encontradas no músculo não foram lineares com as concentrações de toxinas presentes na água, que chegaram a ultrapassar 27 µg/L. Assim, apesar de não ter-se encontrado no músculo dos peixes valores superiores a 0,015 µg/g de peso seco, pode-se considerar que o consumo da carpa prateada, assim como de outros peixes filtradores de água doce, salobra ou marinha, apresenta risco à saúde humana, quando em contato com cianobactérias tóxicas, e portanto os peixes devem ser monitorados (Giordano, 2007).

Trabalhos realizados por Carbis *et al.* (1997) revelaram que a ingestão *M. aeruginosa* com alto nível de microcistina provoca irritações do canal alimentar. Mudanças degenerativas no epitélio braquial da carpa estiveram associadas com prejuízo tóxico causado por microcistina. Estes autores inferem que baixa concentração de toxina presente no músculo pode, ainda, representar um risco significativo para a saúde humana, apesar desta cianotoxina não ter sido reconhecida como risco potencial à espécie testada.

Soares e colaboradores (2004) verificaram a possibilidade de acumulação e depuração de microcistina (MCYSTs) em juvenis de *Tilapia rendalli*. E destacaram que esta espécie é capaz de acumular microcistina frente à disponibilidade de outras fontes de alimentação. A exposição crônica de microcistina caracterizada pelo seu consumo oral por longo período pode representar um risco à saúde humana. No entanto, a ocorrência de algas tóxicas cianobactérias produzindo microcistina em tanques de aquicultura representam um risco à qualidade de peixe a ser consumido e, conseqüentemente, esta rota de exposição deve se tornar uma importante preocupação para as autoridades de saúde pública.

Embora ainda seja discutido o papel das toxinas produzidas pelas cianobactérias sobre os ambientes aquáticos, são claramente definidos os efeitos deletérios da presença destes organismos e seus metabólitos intracelulares sobre a biota aquática. Glibert *et al.* (2002) relata problemas de mortandade de (*Liza klunzingeri*), acima de 2500 toneladas em uma enseada no Kuwait, os autores observaram que as condições ecológicas que levaram a mortandade de peixes, foi que a partir das condições ambientais alteradas (pH, nutrientes e condutividade) no ambiente aquático aumentaram a susceptibilidade dos peixes à doença. Os mesmos observaram ainda amostras adicionais de peixe para análise de identificação das espécies de algas na musculatura, onde foi encontrados nos animais estudados concentrações de toxinas abaixo dos limites esperados.

Estudo recente com *Tilapia rendalli* em condições laboratoriais avaliou taxas de acumulação e depuração de MCYST ratificando a bioacumulação, bem como fornecendo os primeiros indícios de taxa de excreção dessa toxina (Soares *et al.*, 2004).

Li *et al.* (2004) observaram acúmulo de microcistina-LR no fígado ($261 \text{ ng} \pm 108,3 \text{ ng/g}$ de peixe) e no músculo ($38,3 \pm 12,3 \text{ ng/g}$ de peixe) de carpas (*Cyprinus carpio*). Segundo estes autores, a microcistina pode ser parcialmente excretada pelas fezes do animal após a biotransformação, sendo o restante da toxina acumulado no fígado, músculo e outros tecidos.

Em ensaio experimental agudo (72 horas) com tilápias (*O. niloticus*), Santos *et al.* (2007) relataram a marcação imunoistoquímica positiva ao antígeno nuclear de proliferação celular (PCNA) nos hepatócitos dos peixes expostos à microcistina, por imersão e por inoculação intraperitoneal.

Segundo os autores, os resultados indicam ter havido estímulo à proliferação de hepatócitos nos animais expostos à microcistina, que é considerada promotora tumoral.

A acumulação de MCYSTs em peixes pode variar de acordo com o tempo de exposição à toxina e, conseqüentemente, com o tempo de duração da floração tóxica. Em regiões de climas tropicais e subtropicais, onde florações podem ser encontradas durante, praticamente, todo o ano, os organismos estão sujeitos à constante exposição à esta cianotoxina, o que pode ocasionar acumulação, provocando intoxicações com efeitos crônicos.

No Brasil, as espécies de peixes *Oreochromis niloticus* e *Tilapia rendalli* são amplamente distribuídas para introdução em reservatórios e para aquicultura, onde são cultivadas comercialmente em tanques-rede, tornando-se uma importante fonte de proteína animal e de renda para muitas famílias (SOARES *et al.*, 2004; FIGUEREDO e GIANI, 2005).

No trabalho realizado por Mohamed *et al.* 2003, as concentrações de microcistina foram maiores nas vísceras da tilápia em detrimento dos músculos. Em estudo conduzido no lago Chaohu, localizado no sul da China, Xie *et al.* (2005) realizaram análises de diversos órgãos de peixes de diferentes níveis tróficos (fitoplanctófagos, herbívoros, onívoros e carnívoros). As maiores concentrações de microcistinas foram detectadas no intestino e sangue seguido por fígado, bile e rins, e por último o músculo, cuja bioacumulação foi muito reduzida. Com referência as espécies, as maiores concentrações foram detectadas em peixes carnívoros e onívoros e as mais baixas em peixes fitoplanctófagos e herbívoros. Uma provável explicação dada pelos autores é de que os peixes carnívoros poderiam acumular mais microcistinas pelo fato de apresentarem outras rotas no trato gastrointestinal, enquanto os peixes fitoplanctófagos teriam condições de degradar microcistinas mais ativamente, além também considerarem a possibilidade da ocorrência da combinação destes mecanismos supracitados. Apesar da expectativa de que os peixes que se alimentam diretamente de cianobactérias tóxicas poderiam acumular mais microcistinas, peixes fitoplanctófagos e herbívoros tendem a bioacumular menos. Xie *et al.* (2004) sugerem que talvez por uma questão de adaptação ao habitat eutrófico, a carpa prateada desenvolveu um mecanismo para degradar MC-LR, eliminando a maior parte pelas fezes.

A exposição crônica de espécies de peixes a cianobactérias tóxicas, realizadas em experimentos, mostram a possibilidade de acumulação de toxina no músculo (SOARES *et al.*, 2004). Resultados de Cazenave *et al.* (2005) apresentam microcistina no músculo do peixe depois de 24 horas de exposição, havendo o aumentando da concentração com o tempo. Por outro lado, Adamovsky *et al.* (2008) concluiu que nas primeiras semanas de exposição houve máxima concentração de microcistinas e em períodos prolongados um aumento menos significativo. É visto também que a depuração nos músculos

é mais lenta do que nos outros órgãos contaminados, como demonstrado por Dong *et al.* (2009), onde foi observada uma clara diminuição na concentração de cianotoxinas no fígado, rim e intestino, mas não no músculo. Desse modo, é possível explicar a presença da microcistina nos músculos dos peixes adultos em menor concentração.

Cazenave *et al.* (2005) fala do risco para contaminação em crianças ou pessoas com menor peso do que o referido, alertando assim para possíveis contaminações mesmo que seja baixa a concentração existente.

No lago Erie, localizado entre os Estados Unidos e o Canadá, Wilson *et al.* (2008) relata concentrações de MCYSTs acumuladas em fígado de *Perca flavescens* variando entre 0,017 a 1,182 µg/g, em situações onde a clorofila- *a* atingiu concentrações de 47 µg/L. De acordo com Deblois *et al.* (2008), em um estudo realizado em dois reservatórios hidroelétricos brasileiros, em áreas eutrofizadas, os valores de bioacumulação de microcistina em fígado de *O. niloticus*, apresentaram médias de concentração bem mais altas, de $10,1 \pm 1,3$ µg/g referente a variação de concentração de 9,2 – 11,2 µg/g em Furnas e média de $14,4 \pm 7,2$ µg/g variando de 2,7 – 32,1 µg/g em Funil. Neste mesmo estudo, a análise de outra espécie de tilápia, a *T. rendalli*, evidenciou menores concentrações de bioacumulação em fígado com média de $1,3 \pm 0,8$ µg/g e valores que oscilaram de 0,8 a 2,4 µg/g.

Um estudo realizado nos anos de 2006 e 2007, envolvendo a análise de fígado de carpas prateadas (*H. molitrix*) cultivadas em tanques-rede para fins de controle da eutrofização na área do braço do Riacho Fundo, no lago Paranoá, Starling & Starling (2009) também confirmaram a presença de microcistina no fígado dos peixes, com valores bem mais baixos que variaram de 0,0388 a 0,2698 µg/g.

A grande maioria dos estudos envolvendo a bioacumulação de cianotoxinas na cadeia alimentar foi realizada em áreas eutróficas de ecossistemas lacustres acometidos por florações de cianobactérias produtoras de cianotoxinas, sendo que a transferência dessas para os organismos aquáticos ocorre logo após a detecção dessa toxina na água (Magalhães *et al.*, 2001). Evidências neste sentido foram também relatadas em um estudo realizado com truta arco-íris, sendo que a presença de MCs já foi detectada em amostras de sangue e fígado decorridos três dias de exposição à cianotoxina (Tencalla & Dietrich, 1997). Além disso, a detecção de baixas concentrações de cianotoxinas na coluna d'água não significa obrigatoriamente que a detecção nos tecidos de organismos aquáticos será baixa. Em um estudo com carpa prateada em laboratório, Xie *et al.* (2004) identificaram que apesar da concentração de MCs ter sido baixa no tanque, já havia elevada concentração dessa cianotoxina no sangue dos peixes bem como sinais claros de bioacumulação em fígado e músculo desses indivíduos. Magalhães *et al.* (2001) também detectaram a presença de microcistinas em tecidos de peixes mesmo quando a toxina não era

mais detectada na água. Além disso, um outro estudo com *O. niloticus*, sob condições laboratoriais, demonstrou que 90% da toxina administrada oralmente bioacumulou no fígado (Zhao *et al.*, 2006). A acumulação de microcistinas nos tecidos desses organismos aquáticos representa risco à saúde humana, pois os sintomas de intoxicação por essas toxinas envolvem fraqueza, anorexia, palidez de mucosas, vômito, frio, diarreia (Carmichael e Schwartz, 1984), além de promoverem o desenvolvimento de tumores hepático (Nishiwaki-Matsushima *et al.*, 1992).

Mohamed *et al.* (2003), analisou *O. niloticus* em uma estação de piscicultura no Egito com “Bloom” de cianobactérias, sendo os resultados máximos de microcistina na água de 1,2 mg/g e a concentração da toxina no músculo do peixe tendo atingido 0,102 µg/g, quantidade que foi considerada cinco vezes acima do proposto pela OMS.

Um dos peixes analisados passou pelo processo de depuração. Foi realizado o mesmo procedimento para detecção de microcistina em seu tecido muscular, mas o valor detectado ficou abaixo de zero. Para passar pelo processo de depuração, o peixe foi colocado em um tanque de alvenaria, sem alimentação, com água corrente, sendo o período de tempo variável em função da qualidade da água de cultivo. O tanque de depuração deve possuir um sistema contínuo de circulação de água e aeração, evitando o acúmulo de dejetos excretados pelos peixes. Esta etapa do processo é considerada como sendo o primeiro ponto de controle quanto aos cuidados pré-abate. A água de depuração deve ser proveniente de fonte segura pra evitar a presença de contaminantes (microbiológicos ou químicos) na matéria-prima e ser isenta de resíduos da ração;

A prática de depuração é recomendada para eliminar o “off flavor”, particularmente se o pescado foi criado em sistemas semi-intensivos e em tanques- rede. A depuração de tilápias do nilo criadas pela represa de Ibitinga, no Rio Tietê (SP), foi testada em vários períodos (1, 2, 3, 4, 9 e, 15 dias), mas só após nove dias, os peixes apresentaram qualidade sensorial para consumo, porém com significativa perda de peso, e conseqüentemente perda do valor comercial (TORLONI *et al.*, 1983).

O uso de tanques de depuração, geralmente, é restrito aos frigoríficos de pequeno porte devido à necessidade de um considerável volume de água para depuração de grandes quantidades de peixes.

Este processo, além de ser adotada para minimizar problemas com contaminação microbiana e “off flavor” (STICKNEY, 2005) é um processo simples que pode ser conduzido por produtores, para sentido de diminuir ou eliminar a presença de STX (GALVÃO *et al.*, 2009).

Florações de algas em sistemas de piscicultura tem sido pouco estudado, principalmente em relação aos seus efeitos tóxicos diretos sobre os peixes e os seres humanos, tendo em vista a possibilidade de bioacumulação das toxinas sobre a musculatura do peixe, bem como sua possível transferência para o consumidor. Além disso, há uma perda econômica devido a grande mortandade de

peixes que podem estar associadas aos eventos de floração. Entretanto, são poucos os estudos que abordam o impacto das florações de algas nas pisciculturas no Brasil, tanto do ponto de vista da qualidade e mortandade de peixes como da sua interferência na saúde do peixe.

6. CONCLUSÃO

- A frequente ocorrência de florações de cianobactérias tóxicas nos viveiros estudados leva a concluir que é de grande importância o constante estudo de monitoramento tanto da qualidade da água quanto do pescado, principalmente porque existe a prática do pesque-pague utilizada para recreação.
- Os resultados não ultrapassam os limites de ingestão diária tolerável (TDI) estabelecido pela OMS. No entanto, se faz necessário o acompanhamento, tanto da sazonalidade das florações de cianobactérias nos viveiros, evitando o consumo do peixe nesses períodos, como medidas mitigadoras para a eutrofização. Além de uma adequada gestão da atividade de piscicultura a fim de minimizar ou não acelerar a deterioração dos mesmos.
- O predomínio de *Microcystis* nos viveiros 4 e 18 pode estar relacionado com uma maior concentração de microcistina na carne dos peixes nestes viveiros.
- A toxicidade da água acarretou na biomagnificação da microcistina nos tecidos dos peixes de cultivo, sendo detectadas, nos peixes analisados, concentrações de microcistina inferiores ao limite máximo estabelecido pela OMS (0,04 µg/Kg/dia).
- Os resultados indicaram a necessidade de melhores práticas de manejo para minimizar os impactos do processo de eutrofização dos viveiros, além de políticas de controle rigoroso para estes sistemas, garantindo a qualidade dos alimentos.
- Os seis viveiros estudados estão inadequados para a cultura de peixe, de acordo com a legislação brasileira (CONAMA 357), com base nos parâmetros físicos e químicos, os resultados indicaram a necessidade de uma melhor gestão para minimizar os impactos da eutrofização em viveiros, além de um controle rigoroso.

- Verificou-se que as florações de cianobactérias foram representadas pela ordem Chroococcales, sendo o gênero *Microcystis* o mais frequente e abundante em todos os viveiros estudados.
- Fatores como temperatura, OD, disponibilidade de nutrientes contribuíram para a ocorrência das florações nos viveiros.

RECOMENDAÇÕES FINAIS

- A intoxicação humana via alimentos deve ser monitorada, assim como o controle de qualidade dos peixes com florações de cianobactérias. Existe, ainda, a necessidade de controle da eutrofização para minimizar o crescimento das mesmas reduzindo a exposição e os riscos potenciais à saúde. Recomenda-se ainda o monitoramento e controle contínuo da água, por meio de análises físicas, químicas e biológicas, do pesqueiro estudado, evitando possíveis florações das cianobactérias tóxicas encontradas.

7. REFERÊNCIAS

1. ADAMOVSKY, O. *et al.* **Microcystin kinetics (bioaccumulation and elimination) and biochemical responses in common carp (*Cyprinus carpio*) and silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) exposed to toxic cyanobacterial blooms.** Environmental Toxicology And Chemistry, v. 26, n. 12, 2008. p.2687-2693.
2. 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, 2004. p. 555-572.
3. ANGELOCCI, L. R.; VILLA-NOVA, N. A. **Variações da temperatura da água de um pequeno lago artificial ao longo de um ano em Piracicaba-SP.** Scientia Agrícola, n. 52, v. 3, 1995. p. 431-438.
4. ARANA, L.V. **Fundamentos de aquíicultura.** Florianópolis Ed.UFSC, 2004. p. 349.

5. ARAÚJO, M. F. F. **Comunidade fitoplânctonica e variáveis ambientais na Lagoa de Extremoz, Natal, RN, Brasil.** Acta Limnologica Brasiliensia, v. 12, 2000. p.127-140.
6. ARHONDITSIS, G. B.; WINDER, M.; BRETT, M. T.; SCHINDLER, D. E. **Patterns and mechanisms of phytoplankton variability in Lake Washington (USA).** Water Research, v. 38, 2004. p. 4013-4027.
7. AVAULT, J. W. J. **More on fertilization of pond waters.** Aquaculture Magazine, May/June, 2003. p. 54-57.
8. AVNIMELECH, Y. **Minimal discharge from intensive fish ponds.** World Aquaculture, 1998. 1: 32-37.
9. _____. **Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems.** Aquaculture, Amsterdam, 1999. 176: 227-235.
10. AZEVEDO, S.M.F.O.; EVANS, W.R.; CARMICHAEL, W.W.; NAMIKOSHI, M. **First report of Microcystins from a Brazilian isolate of the Cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*.** Journal of Applied Physiology, Bethesda, 1994. 6: 261-265.
11. AZEVEDO, S. M. F. O. *et al.* **Human intoxication by microcystins during renal dialysis treatment in Caruaru-Brazil.** Toxicology, Irlanda, v. 181.2002. p. 441-446.
12. BACCARIN, A. E.; FRASCÁ-SCORVO, C. M. D.; COLHERINHAS, P. F. **Níveis de nitrogênio e fósforo na água de tanques de cultivo de tilápia vermelha submetidas a diferentes manejos alimentares.** Acta Scientiarum. 2000. 22(2):485-489.
13. BACHION, M. A. & SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Estudo da composição das comunidades fitoplanctônicas e zooplanctônicas em dois viveiros de camarão.** Acta Limnol. Brasil.,1992. 4:371-393.

14. BALARIN, J.D., HALLER, R.D. **The intensive culture of tilapia in tanks, raceways and cages.** In: MUIR, J.F.; ROBERTS, R.J. (Ed.). Recent Advances in Aquaculture. Londres: Croom Helm, 1982. p.267-355.
15. BALDISSEROTTO, B.; RADÜNZ NETO, João. **Criação de Jundiá.** Editora UFSM, 2004.
16. BALDISSEROTTO, B; GOMES, L.C. **Santa Maria: Espécies nativas para piscicultura no Brasil.** Editora UFSM, 2005. 470 p.
17. BAO-TONG, H. **Cage culture development and its role in aquaculture in China.** Aquaculture and Fisheries Management, v.24, 1994. p.305-310.
18. BARBIERI, R. C. J.; OSTRENSKY, A. N. **Camarões marinhos– reprodução, maturação e larvicultura.** Viçosa: Ed. Aprenda Fácil, 2002. 255p.
19. BARCELLOS, L.J.G. **Policultivo de jundiás, tilapias e carpas: uma alternativa de produção para a piscicultura Rio-grandense.** Passo Fundo, RS. Editora Universitária, 2006.
20. BASTIAN, R. E.P.A. **Prefers effluents to be recycled.** Water farming J., v. 28, 1991. p.7-10.
21. BASTOS, R. K. X. **Utilização de Esgotos Tratados em Fertirrigação, Hidroponia e Piscicultura.** Rio de Janeiro/RJ: PROSAB, 2003. 267 p.
22. BAYNE, D.R.; A.K. RAI, P.L. JOSHI; WILLIAMS, J.C. **Limnological factors influencing growth of cage-cultured bighead carp female x silver carp male hybrids.** Journal of Applied Aquaculture , v.1, n.4, 1992. p. 29-50.
23. BERRY, J. P.; LIND, O. **First evidence of “paralytic shellfish toxins” and cylindrospermopsin in a Mexican freshwater system, Lago Catemaco, and apparent bioaccumulation of the toxins in “tegogolo” snails (*Pomacea patula catemacensis*).**Toxicon, Austrália, n. 55, 2010. p.930-938.

24. BERRY, J. P. *et al.* **Bioaccumulation of microcystins by fish associated with a persistent cyanobacterial bloom in lago de Patzcuaro (Michoacan, Mexico).** Environmental Toxicology And Chemistry, v. 30, 2011. p.1-8.
25. BEVERIDGE, M.C.M. **Cage and pen fish farming: carrying capacity models and environmental impact.** Rome: FAO, 1984. 131p.
26. BEVERIDGE, M.C.M. **Cage aquaculture.** Chichester, England: Fishing News Books, 1987. 346p.
27. BEVERIDGE, M.C.M.; PHILLIPS, M.J.; CLARKE, R.M. **A quantitative and qualitative assessment of wastes from aquatic animal production.** In: BRUNE, D.E. e TOMASSO, J.R. (eds.) Aquaculture and water quality, Clemson University, USA. 1991. p.506-533.
28. BEVERIDGE, M.C.M.; BAIRD, D.J.; RAHMATULLAH, S.M.; LAWTON, L.A.; BEATTIE, K.A. & CODD, G.A. **Grazing rates on toxic and nontoxic strains of cyanobacteria by *Hypophthalmichthys molitrix* and *Oreochromis niloticus*.** Journal of Fish Biology, 1993. 43: 901-907.
29. BEYRUTH, Z.; TUCCI-MOURA, A.; FERRAGUT, C.; MENEZES, L.C.B. **Caracterização e Variação Sazonal de Fitoplâncton de Tanques de Aquicultura.** Acta Limnologica Brasiliensia. Rio de Janeiro, 1998. 10(1): 21-36.
30. BICUDO, C.E.M.; MENEZES, M. **Gêneros de Algas de Águas Continentais do Brasil (Chave para Identificação e Descrições).** 2 ed. São Carlos: Rima. 2006. 502p.
31. BORGHETTI, J.R.; CANZI, C. **The effect of water temperature and feeding rate on the growth rate of pacu (*Piaractus mesopotamicus*) raised in cages.** Aquaculture, v.114, 1993. p.93-101.
32. BOYD, C.E. **Water quality management for pond fish culture.** Developments in Aquaculture and Fisheries Science, 9. Amsterdam: Elsevier Science Publishers B. 1982. 317p.
33. _____. **Water quality in Warmwater fish Culture.** Auburn University, 1982. 359p.

34. _____. **Comments on the development of techniques for management of environmental quality in aquaculture.** Aquacultural Engineering, London. 1986. 5: 135-146.
35. BOZANO, G.L.N.; FERRAZ DE LIMA, J.A. **Avaliação do crescimento do pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887, em gaiolas com diferentes espaços de confinamento.** In: Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 8., Piracicaba, 1994. Resumos. Piracicaba: Fealq, 1994. p.4.
36. BOYD, C.E.; QUEIROZ, J. **Manejo do solo e da qualidade da água em viveiro para aquicultura.** Trad. Eduardo Ono. Campinas: ASA. Pond Bottom Soil and Water Quality Management for Pond Aquaculture. 1997. 55p.
37. BOYD, C.E.; TUCKER, C.S. **Pond aquaculture water quality management.** Massachussets: Kluwer Academic Publishers.1998. 700p.
38. BOYD, C. E.; **Efluentes de fazendas de camarão durante a drenagem para a despesca.** Revista ABCC. Ano 2. n.3., 2000. p.40-41.
39. BOYD, C. E.; QUEIROZ, J. **Feasibility of retention structures, settling basins, and best management practices in effluent regulation for Alabama channel catfish farming.** Reviews in Fisheries Science, v. 9, 2001. p. 43-67.
40. BOYD, C. E. **Parâmetros da qualidade de água: oxigênio dissolvido.** Revista ABCC, Recife, ano 4, n. 1, 2002. p. 66-69.
41. BRANCO, S. M. **Hidrobiologia aplicada à Engenharia Sanitária.** 3. ed. São Paulo: CETESB/ASCETESB, 1986. 640 p.
42. BRASIL. **Ministério do Meio Ambiente.** Diretrizes Ambientais para o Setor Pesqueiro. Diagnóstico e Diretrizes para a Aquicultura. Brasília-DF, 2007. 60p.
43. _____. **Conselho Nacional do Meio Ambiente.** Resolução n°. 357, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu

enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências. Brasília-DF, 2009. 23p.

44. BRASIL. **Ministério da Pesca e Aquicultura**. Boletim da Pesca e Aquicultura: Brasil 2010. Brasília, 2012. 129 p.
45. BRITAIN S., MOHAMED Z.A., WANGJ., LEHMANN V.K., CARMICHAEL W.W., RINEHART KL. **Isolation and characterization of microcystins from a river Nile strain of *Oscillatoria tenuis* Agardh Gomont**. *Toxicon*, 2000. 38: 1759-1771.
46. BURY, N.R.; EDDY , F.B. & CODD , G.A. **The effects of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa*, the cyanobacterial hepatotoxin microcystin-LR , and ammonia on growth-rate and ionic regulation of brown trout**. *Journal Fish Biology*, 1995. 46: 1042–1054.
47. BUYNDER, P. G. V; OUGHTRED, T.; KIRKBY, B.; PHILLIPS, S.; EAGLESHAM, G.; THOMAS, K.; BURCH, M. **Nodularin uptake by seafood during a cyanobacterial bloom**. *M. Environmental Toxicology*, v. 16, n. 6, 2001. p. 468-471.
48. CABIANCA, M.A. **Estudo da comunidade zooplanctônica de lagos de pesca da região metropolitana de São Paulo: Aspectos ecológicos e sanitários**. USP, Faculdade de Saúde Pública., 2005. (tese) 117p.
49. CALIJURI, M. C.; DOS SANTOS, A. C. A.; JATI, S. **Temporal changes in the phytoplankton community structure in a tropical and eutrophic reservoir (Barra Bonita SP – Brazil)**. *Journal of Plankton Research*, v. 24, n. 7, 2002. p. 617-634.
50. CALIJURI, M. C.; ALVES, M. S. A.; DOS SANTOS, A. C. A. **Cianobactérias e cianotoxinas em águas continentais**. São Carlos: Rima, 2006. 118 p.
51. CALIJURI, M. C. **A comunidade fitoplanctônica em um reservatório tropical (Barra Bonita, SP)**. 211f. Tese (Livre Docência) – Universidade de São Carlos, São Paulo. 1999.

52. CAMARGO, S. G.O.; POUHEY, J.L.O.F. **Aquicultura- um mercado em expansão.** Rev. Bras. Agroienc., Pelotas, v.11, n.4, out./dez.2005. p.393-396.
53. CARBIS, C.R.; MITCHELL, G.F.; ANDERSON, J.W. & MCCAULEY, I. **The effects of microcystins on the serum biochemistry of carp, *Cyprinus carpio* L., when the toxins are administered by gavage, immersion and intraperitoneal routes.** Journal of Fish Disease, 19, 1996. 151-159.
54. CARBIS, C. R.; RAWLIN, G. T.; GRANT, P.; MITCHELL, G. F.; ANDERSON, J. W.; MCCAULEY, I. **A study of feral carp, *Cyprinus carpio* L., exposed to *Microcystis aeruginosa* at Lake Mokoan, Australia, and possible implications for fish health.** Journal of Fish Disease, v. 20, 1997. p. 81-91.
55. CARDOSO, E. S. **Geografia e pesca: aportes para um modelo de gestão.** Revista do Departamento de Geografia, v. 14, 2001. p. 79 – 88.
56. CARMICHAEL, W.W.; PINOTTI, M.H.; FRALEIGH, P.C. **Toxicity of a clonal isolate of the cyanobacterium (blue-green alga) *Microcystis aeruginosa* from Lake Erie.** In Annual Meeting Ohio Academy Of Science, 95, 1986. Proceedings... Toledo: (s.n), Abstract, 1986.
57. CARMICHAEL, W.W. **Cyanobacteria secondary metabolites – The cyanotoxins.** Journal of Applied Bacteriology, 1992. 72: 445-459.
58. CARMICHAEL, W. W. SAFFERMAN, I.R. **A Status Report on Planktonic Cyanobacteria (Blue-Green Algae) and their Toxins.** EPA / 600 / R-92 / 079, Jun/1992.
59. CARMICHAEL, W. W., AND I. R. FALCONER. **Disease related to freshwater blue-green algal toxins, and control measures.** In Algal toxins in seafood and drinking water, ed. by I. R. Falconer, San Diego,CA: Academic Press. 1993. 187-209.
60. CARMICHAEL, W. W. **The Toxins of Cyanobacteria.** Scientific American, January, 1994. 64-70.

61. CARMICHAEL, W. W., W. R. E; Q. Q. Yin, P. Bell, and E. Moczydlowski. **Evidence for paralytic shellfish poisons in the freshwater cyanobactrium *Lygbya wollei* Farlow ex Gomont comb. nov.** Applied and Environmental Microbiology, 1997. 63: 3104-3110.
62. CARMICHAEL, W.W. **Health effects of toxin-producing cyanobacteria: The CyanoHABs.** Human and Ecological Risk Assessment, 2001. 75: 1393-1407.
63. CASTELLANI, D.; BARRELLA. W. **Caracterização da Piscicultura na Região do Vale do Ribeira -SP.** 2005.
64. 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. 2001. 71 (2): 163- 186.
65. CARPENTER, S.R., CARACO, N.E., CORREL, D.L., HOWARTH, R.W., SHARPLEY, A.N. and Smith, V.H. **Nonpoint Pollution of Surface Waters with Phosphorus and Nitrogen.** Ecological Applications, 1998. 8(3): 559-568.
66. CASTAGNOLLI, N.; TORRIERI JUNIOR, O. **Confinamento de peixes em tanques-rede.** Ciência e Cultura, v.32, n.11, 1980. p.1513-1517.
67. CAZENAVE, J. *et al.* **Uptake, tissue distribution and accumulation of microcystin-RR in *Corydoras paleatus*, *Jenynsia multidentata* and *Odontesthes bonariensis* a field and laboratory study.** Aquatic Toxicology, v. 75, 2005. p.178-190.
68. University of New Hampshire. **Center for Freshwater Biology.** Disponível em: <<http://cfb.unh.edu/>> Acesso em: 08 julho 2013.
69. CETESB. **Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental.** Disponível em <<http://www.cetesb.sp.gov.br/Agua/rios/variaveis.asp>> Acesso em 10 jun. 2013.

70. CHEN, J. *et al.* **In situ studies on the bioaccumulation of microcystins in the phytoplanktivorous silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) stocked in Lake Taihu with dense toxic *Microcystis* blooms.** *Aquaculture*, v. 261, 2006. p.1026-1038.
71. CHEN, J. *et al.* **In situ studies on the distribution patterns and dynamics of microcystins in a biomanipulation fish e bighead carp (*Aristichthys nobilis*).** *Environmental Pollution*, v. 147, 2007. p.150-157.
72. CHEN, J.; XIE, P. **Microcystin accumulation in freshwater bivalves from lake Taihu, China, and the potential risk to human consumption.** *Environmental Toxicology and Chemistry*, v. 26, n. 5, 2009. p.1066-1073.
73. CHIA, A. *et al.* **A survey for the presence of microcystins in aquaculture ponds in Zaria, Northern-Nigeria: Possible public health implication.** *African Journal of Biotechnology* Vol. 8 (22), 2009. p. 6282-6289.
74. CHORUS I. & BARTRAM J. (Eds). **Toxic Cyanobacteria in water: A guide to the Public Health Consequences, Monitoring,** 1999.
75. CHU, F.S., X. HUANG & R.O.WEI. **Enzyme-linked immunosorbent assay for microcystins in blue-green algal blooms.** *J. Off. Ana. Chem.*, 1990. 73: 451-456.
76. COCHE, A.G. **Cage culture of tilapias.** In: PULLIN, R.S.V.; LOWE McCONNEL, R.H. (Ed.). *Biology and Culture of Tilapias*. Philippines: International Center for Living Aquatic Resources Management, cap.3. 1982. p. 205-246.
77. COLT, J., MONTGOMERY, J.M. **Aquaculture production systems.** *Journal of Animal Science*, v.69, 1991. p.4183-4192.
78. COOD, G.A; BELL, S.G. **Eutrophication and toxic cyanobacteria in fresh water.** *Water pollut. Control*, 1985. 84: 225-232.

79. CORDEIRO-ARAÚJO, M.K. *et al.* **Dinâmica fitoplanctônica relacionada às condições ambientais em reservatório de abastecimento público do semiárido brasileiro.** Revista Brasileira de Ciências Agrárias, Brasil, v. 5, n. 4, 2010. p.592-599.
80. DAIRIKI, J.K.; BALDESSIN JUNIOR, I.; PENA, S.V.; CYRINO, J.E.P. **Manual técnico de extensão (2) Pacu e tambacu.** Setor de Piscicultura -LZT- ESALQ – USP, 2010.
81. DATTA, S. e JANA, B.B. **Control of bloom in a tropical Lake: grazing efficiency of some herbivorous fishes.** Journal of Fish Biology, United Kingdom, 1998. 53: 12-34.
82. DEBLOIS, C. P. *et al.* **Microcystin accumulation in liver and muscle of tilapia in two large Brazilian hydroelectric reservoirs.** Toxicon, Austrália, v. 51, 2008. p.435-448.
83. DEBLOIS, C. P.; GIANI, A.; BIRD, D. F. **Experimental model of microcystin accumulation in the liver of *Oreochromis niloticus* exposed subchronically to a toxic bloom of *Microcystis* sp.** Aquatic Toxicology, v. 103, 2011. p.63-70.
84. DIEGUES, A.C. **Para uma aquicultura sustentável do Brasil.** Banco Mundial/ FAO, artigo n.3. São Paulo. 2006.
85. DONG, G. *et al.* **Effects of dietary cyanobacteria of two different sources on growth and recovery of hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus*; *O. aureus*).** Toxicon, v. 54, 2009. p.208-216.
86. DOWNING, J.A.; McCAULEY, D.E. **The nitrogen: phosphorus relationship in lakes.** Limnology Oceanography, v.37, n.5, 1992. p. 936-945.
87. DUY TN, LAM PKS, SHAW GR, and CONNELL DW. **Toxicology and risk assessment of freshwater cyanobacterial (Blue-Green Algal) toxins in water.** Reviews of Environmental Contamination and Toxicology, 2000. 163: 113–186.

88. ELER, M.N. **A influência do Pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887) e fluxo de água contínuo sobre características limnológicas de tanques de peixes.** São Carlos. 158p. (Dissertação de Mestrado. Escola de Engenharia, Universidade de São Paulo), 1996.
89. _____. **Efeito da densidade de estocagem de peixes e do fluxo de água na qualidade da água e na sucessão do plâncton em viveiros de piscicultura.** Tese (doutorado)- Escola de Engenharia de São Carlos, Departamento de Hidráulica e Saneamento, Universidade de São Paulo, São Carlos, SP. 2000. 258f.
90. ELER, M. N.; CECCARELLI, 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 CEPTA, v. 14, 2001. p. 35-45.
91. ELER, M.N.; ESPÍNDOLA, E.L.G.; ESPÍNDOLA, E.A.; BRIGANTE, J.; NOGUEIRA, M.M.; NOGUEIRA, A.M.; MILANI, T.J. **Avaliação da qualidade da água e sedimento dos pesque-pague: Análises físicas, químicas, biológicas e bioensaios de toxicidade.** In: SPÍNDOLA, E.L.G; ELER, M.N. Avaliação dos impactos de pesque-pague: uma análise da atividade na bacia hidrográfica do rio Mogi-guaçu. São Carlos: RiMa, 2006. p.100-144.
92. ELER, M.N.; MINILLO, A.; RIBEIRO, M.A.R.; DE BEM, T.H.C.; SANTOS, N.P. dos; BLAZQUEZ, F.J.H.; MILANI, T.J.; ESPÍNDOLA, E.L.G.; NOGUEIRA, A.M.; **Avaliação dos impactos de pesque-pague: uma análise da atividade na bacia hidrográfica do rio Mogi-guaçu.** São Carlos: RiMa, 2006. p.145-162.
93. ELER, M.N.; CAMPAGNA, A.F.; MINILLO, A.; RIBEIRO, M.A.R.; ESPÍNDOLA, E.L.G. **Water quality, toxicity and Gill lesions caused by intraperitoneally administered water-bloom crude extract in *Brycon cephalus* (Gu, 1896; Characidae) from free-fishing ponds in São Paulo state, Brazil.** Acta Limnologica Brasiliensia, v.21, 2009. p.89-100.
94. ELER, M. N.; MILLANI, T. J. **Métodos de estudos de sustentabilidade aplicados à aquicultura.** Revista Brasileira Zootecnia, Viçosa, v.36, 2007. p.33.

95. EMBRAPA/ AGEITEC- **Agência Embrapa de Informação Tecnológica**. Disponível em: <<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br>>. Acesso em: 08 julho 2013.
96. ERICKSSON, J.E.; MERILUOTO, J.A.O. & LINDHOLM, T. **Accumulation of a peptide toxin from the cyanobacterium *Oscillatoria agardhii* in the freshwater mussel *Anadonta cygnea***. *Hydrobiologia*, 1989. 183: 211-216.
97. ESTEVES, F.A. **Fundamentos de limnologia**. Rio de Janeiro, Ed. Interciência / FINEP, 1988.
98. _____. Eutrofização artificial. In: _____. **Fundamentos de Limnologia**. 2. ed. Rio de Janeiro: Interciencia, 1998. p. 203- 216.
99. ESTEVES, K. & SANT'ANNA, C.L. **Pesqueiros sob uma visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo**. Um Estudo na Região Metropolitana de São Paulo: ed. Rima, São Carlos, 2006.
100. FAO. **Cage and pen fish farming**. Rome, (FAO Fish. Tech. Pap., 255), 1984. 131p.
101. _____. **Criação de peixes em cercados e gaiolas**. Roma, (Série melhor agricultura, 38), 1992. 83p.
102. FARQUAHR, J.; BAO, H.M. & THIEMENS, M. **Atmospheric influence of Earth's earliest sulfur cycle**. *Science*, 289: 756-758, 2000.
103. FAUSTINO, S. M. M. **O gênero *Staurastrum* (Zygnemaphyceae) no Estado de São Paulo: levantamento florístico**. Tese (Doutorado em Biologia Comparada). Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2006. 262p.
104. FERRAGUT, C. **Respostas das Algas Perifíticas e Planctônicas à Manipulação de Nutrientes (N e P) em Reservatório Urbano (Lago do IGA, São Paulo)**. (Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho), 2004.

105. FERNANDES, R.; GOMES, L. C.; AGOSTINHO, A. A. **Pesque-pague: negócio ou fonte de dispersão de espécies exóticas?** Acta Scientiarum: Biological Sciences, v. 25, n. 1, 2003. p. 115-120.
106. FIGUEREDO, C. C. & A. GIANI. **Ecological interactions between Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) and the phytoplanktonic community of the Furnas Reservoir (Brazil).** Freshwater Biology, 2005.50: 1391-1403.
107. FOLKE, C.; KAUTSKY, N. **Aquaculture with its environment; prospects for sustainability.** Ocean and Coastal Management, v. 17, 1992. p. 5-24.
108. FUNASA. **Cianobactérias tóxicas na água para consumo humano na saúde pública e processos de remoção em água para consumo humano.** Ministério da Saúde. Brasília, 2003. 51p.
109. FURTADO, J.F.R. **Piscicultura: uma alternativa rentável.** Guaíba-RS: Agropecuária, 1995. 180p.
110. GAD. S.E. **Saxitoxin.** Encyclopedia of Toxicology (2nd Ed.). 2005. 769 p.
111. GALVÃO, J.A.; OETTERER, M.; BITTENCOURT-OLIVEIRA, M.C.; GOUVÊA-BARROS, S.; HILLER, S.; ERLER, K.; LUCKAS, B.; PINTO, E.; KUJBIDA, P. **Saxitoxins accumulation by freshwater tilapia (*Oreochromis niloticus*) for human consumption.** Toxicon, Oxford, v. 54, 2009. p. 891-894.
112. GARCEZ, R. C. S. **Distribuição espacial da pesca no lago grande de Manacapuru (Amazonas) – bases para subsidiar políticas de sustentabilidade para a pesca regional.** 2009, Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2009. 106 p.
113. GEFFEN, A. **Rotating fish cages to prevent fouling.** Aquaculture, v.16, 1979. p. 83-85.

114. GENTIL, R. G. **Estrutura da comunidade fitoplanctônica de pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo, SP, em dois períodos: primavera e verão.** Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo, 2007(tese).
115. GERARD, C. *et al.* **Influence of toxic cyanobacteria on community structure and microcystin accumulation of freshwater molluscs.** Environmental Pollution, v. 157, 2009. p.609-617.
116. GHATE, S.R.; BURTLE, G.; VELLIDIS, G. *et al.* **Effectiveness of grass strips to filter catfish (*Ictalurus punctatus*) pond effluent.** Aquaculture Engineering, v.16, 1997. p. 149-159.
117. GIANI, A. **Limnology in Pampulha Reservoir: some general observations with emphasis on the phytoplankton community.** In: PINTO-COELHO, R.M.; GIANI, A.; SPERLING, E. (eds.) Ecology and human impact on lakes and reservoirs in Minas Gerais with special reference to future development and management strategies. Belo Horizonte, UFMG/ SEGRAC.1994. p.151-63.
118. GIANI, A.; FIGUEREDO, CLEBER C. and ETEROVICK, PAULA C. **Algas planctônicas do reservatório da Pampulha (MG): Euglenophyta, Chrysophyta, Pyrrophyta, Cyanobacteria.** Rev. bras. Bot. online. 1999.
119. GIORDANO, S.B. **Estudos sobre a incorporação de Microcistinas de cianobactérias em carpa prateada- *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes, 1844).** Dissertação de mestrado. Programa de Pós graduação em Oceanografia Física, Química e Geológica. Universidade Federal do Rio Grande do Norte, 2007. 73p.
120. GKELIS, S.; L GLIBERT, P. M.; LANDSBERG, J. H.; EVANS, J. J.; AL-SARAWI, M. A.; FARAJ, M.; AL-JARALLAH, M. A.; HAYWOOD, A.; IBRAHEM, S.; KLESIOUS, P.; POWELL, C.; SHOEMAKER, C. A. **A fish kill of massive proportion in Kuwait Bay, Arabian Gulf, 2001: the roles of bacterial disease, harmful algae, and eutrophication.** Harmful Algae, v.1, n.2, 2002. p. 215-231.

121. 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. 1978. 213 p.
122. GOMES, A. M. A.; SOUZA, R. F. G.; AZEVEDO, S. M. F. O. **Impacto da atividade de piscicultura e eutrofização artificial nas características físicas, químicas e biológicas do Reservatório de Ribeirão das Lajes (RJ).** VIII Congresso Brasileiro de Ecotoxicologia, Florianópolis, 2004.
123. GOULDING, M.; CARVALHO M.L. **Life history and management of the tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characidae) in important Amazonian food fish.** Rev. Bras. Zool., Curitiba, v. 1, n. 2, 1982. p. 107-103.
124. GREENBERG, A.E.; CLESCERI, L.S.; EATON, A.D. **Standart methods for examination of water and wastewater.** 18^a ed. Washington: American Public Health Association. 1992. 1.217p.
125. GROSS, A., BOYD, C. E., LOWELL, R. T. & EYA, J. C. **Phosphorus budget of channel catfish ponds receiving diets with different phosphorus concentrations.** Journal World Aquaculture Society, 29, 1998. 1: 31-39.
126. GUO, L.; LI, Z. **Effects of nitrogen and phosphorus from fish cage-culture on the communities of a shallow lake in middle Yangtze River basin of China.** Aquaculture, v. 226, 2003. p. 201-212.
127. KARJALAINEN, M. *et al.* **Trophic transfer of cyanobacterial toxins from zooplankton to planktivores: Consequences for pike larvae and mysid shrimps.** Environmental Toxicology And Chemistry, v. 20, 2005. p.354-362.
128. KRISHNAMURTHY, T.; CARMICHAEL, W. W.; SARVER, E. W. *Toxic peptides from freshwater cyanobacteria (blue-green algae).* I. Isolation, purification and characterization of peptides from *Microcystis aeruginosa* and *Anabaena flos-aquae*. Toxicon., 1986. 24(9):865-873.

129. HAWKINS, P. R.; RUNNEGAR, M. T. C.; JACKSON, A. R. B.; FALCONER, I. R.; **Severe hepatotoxicity caused by the tropical cyanobacterium (blue-green alga) *Cylindrospermopsis raciborskii* (Woloszynska) Seenaya and Subba Raju isolated from a domestic water supply reservoir.** Applied and Environmental Microbiology. v. 50, 1985. p.1292-1295.
130. HENRY, R.; CARAMASCHI, E. M. P.; TUNDISI, J. G. **Preliminary results of survey of ecological factors in shallow tropical reservoir.** Revista Brasileira de Biologia, v. 38, n. 1, 1978. p. 171-175.
131. HENRY-SILVA, G.G; CAMARGO, A.F.M. **Eficiência de macrófitas aquáticas no tratamento de efluentes de viveiro de tilápia do Nilo.** Sci. agric. Piracicaba, v.63, n.5, 2006. p. 433-438.
132. HENRY, R. **Amônia ou fosfato como agente estimulador do crescimento do fitoplâncton na represa de Jurumirim (Rio Paranapanema, SP).** Revista Brasileira de Biologia, v.50, n.4, 1990. p. 883-892.
133. HENRY, R. **Primary production by phytoplankton and its controlling factors in Jurumirim Reservoir (São Paulo, Brazil).** Revista Brasileira de Biologia, v.53, n.3, 1993. p.489-499.
134. HILLE, B. **Receptor for tetrodotoxin and saxitoxin structural hypothesis.** Biophys 15, 1975. 615–619.
135. HUGUENIN, J.E.; ANSUINI, F.J. **A review of the technology and economics of marine fish cage systems.** Aquaculture, v.15, 1978. p.151-170.
136. HONDA, E.M.S. **Contribuição ao conhecimento da biologia de peixes do Amazonas. II. Alimentação do tambaqui, *Colossoma bidens*.** Acta Amaz. Manaus, v. 29, n.4, 1974. p.47-53.
137. HONDA, R.Y.; MERCANTE, C.T.J.; VIEIRA, J.M.S.; ESTEVES, K.E.; CABIANCA, M.A.A.; AZEVEDO, M.T.P. **Cianotoxinas em Pesqueiros da Região Metropolitana de São**

- Paulo.** In: ESTEVES, K.E.; SANT'ANNA, C.L. *Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo*. São Carlos: Rima. 2006. p.105-120.
138. HOODA, P.S.; EDWARDS, A.C.; ANDERSON, H.A.; MILLER, A. **A review of water quality concerns in livestock farming areas.** *Science of the total Environment, USA*, 2000. 250(1-3): 143-167.
139. HULOT, F. D., LACROIX, G., LESCHER-MOUTOUÉ & LOREAU, M. **Funcional diversity governs ecosystem response to nutrient enrichment.** *Nature*. v. 405, 2000. p.340-344.
140. HUSSAR. G.J.; CONCEIÇÃO, C.H.Z.; PARADELA, A.L.; BARIN, D.J.; SERRA,W.; GOMES, J.P.R. **Uso de leitos cultivados de vazão subsuperficial na remoção de macronutrientes de efluentes de tanques de piscicultura.** *Engenharia Ambiental*, v.1, n.1, 2004. p.25-34.
141. HUSSAR, G.J.; PARADELA, A.L.; JONAS, T. C.; GOMES, J. P. R. **Tratamento da água de escoamento de tanque de piscicultura através de leitos cultivados de vazão subsuperficial: análise da qualidade física e química.** *Engenharia ambiental*, v. 2, n. 1, 2005. p. 46-59.
142. HUTCHINSON, G.E. **A Treatise on Limnology: Geography Physics and Chemistry.** v.1, New York: John Wiley & Sons. 1957. 1.015p.
143. IBAMA. **Estatípesca.** Disponível em:<<http://www.conselhos.mg.gov.br/uploads/portal//20/01%20A%20a%20quicultura%20Brasileira.pdf>>. Acesso em: 30 junho. 2013.
144. IBELINGS, B.W., CHORUS, I. **Accumulation of cyanobacterial toxins in freshwater “seafood” and its consequences for public health: a review.** *Environ. Pollut.* 150, 2007.p. 177–192.

145. IGAM. **Instituto Mineiro de Gestão das Águas**. Monitoramento da qualidade das águas superficiais na Bacia do Rio Grande em 2007. Relatório anual. Belo Horizonte- MG, 2008. 196p.
146. IRIGOYEN, X., HUISMAN, J. & HARRIS, R. P. **Global biodiversity patterns of marine phytoplankton and zooplankton**. *Nature*. V. 429, 2004. p. 863-867.
147. JARDIM, F. A. & AZEVEDO, S. M. F. O. **Cianobactérias em Águas para abastecimento público e o cumprimento da legislação brasileira**. *Boletim da Sociedade Brasileira de Limnologia*, 2006. 35(3):86-91. ISSN: 1980-8976.
148. JOCHIMSEN EM, CARMICHAEL WW, AN JS, CARDO DM, COOKSON ST, and HOLMES CEM. **Liver failure and death after exposure to microcystins at a hemodialysis center in Brazil**. *New England Journal of Medicine*. 1998. 338: 873–878.
149. KAMJUNKE, N.; SCHMIDT, K.; PFLUGMACHER , S. & MEHNER , T. **Consumption of cyanobacteria by roach (*Rutilus rutilus*): useful or harmful to the fish?** *Freshwater Biology*, 47, 2002. p. 243-250.
150. KAO, C.Y. **Structure-activity relations of TTX, STX and analogues**. *Acad. Sci.*, 479. 1986. p. 52-67.
151. KARABIN, A.; EJSMONT-KARABIN, J.; KORNATOWSKA, R. **Eutrophication process in a shallow, macrophyte-dominated lake- factors influencing zooplankton structure and density in Lake Luknajno (Poland)**. *Hydrobiologia*, Netherlands, 1997. 342-343: 401-409.
152. KESHAVANATH, P.; BEVERIDGE, M.C.M.; BAIRD, D.J. & LAWTON, L.A. **The functional grazing response of a phytoplanktivorous fish *Oreochromis niloticus* to mixtures of toxic and non-toxic strains of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa***. *Journal of Fish Biology*, 1994. 45: 123-129.
153. KETCHUM, B.H. **Phytoplankton nutrients in estuaries**. In: LAUFF, G.H. (Ed). *Estuaries*. Washington: American Association for the Advancement Science, 1967. p.29-35.

154. KIVAISI, A. K. **The potential for constructed wetlands for wastewater treatment and reuse in developing countries: a review.** Ecological Engineering, v. 16, 2001. p. 545-560.
155. KOENING, M.L. **Biomassa e fracionamento do fitoplâncton em viveiros de cultivo de peixes na Ilha de Itamaracá (Pernambuco- Brasil).** Recife. Dissertação de Mestrado em Criptógamos. Departamento de Botânica e Micologia, Universidade Federal de Pernambuco. 1983. 139f.
156. KOMÁREK, J. & CRONBERG, G. **Some chroococcalean and oscillatorialean Cyanoprokaryotes from southern African lakes, ponds and pools.** Nova Hedwigia. 2001. 73(1- 2): 129-160.
157. KREITLOW, S., MUNDT, S., LINDEQUIST, U. **Cyanobacteria*/a potential source of new biologically active substances.** J. Biotech. 70, 1999. p.61-63.
158. KRISHNAMURTHY, T.; CARMICHAEL, W. W.; SARVER, E. W. *Toxic peptides from freshwater cyanobacteria (blue-green algae).* I. Isolation, purification and characterization of peptides from *Microcystis aeruginosa* and *Anabaena flos- aquae*. Toxicon., 1986. 24(9):865-873.
159. KUBITZA, F. **Qualidade da água na produção de peixes.** Panorama da Aqüicultura, 1998. 8 (46): 35-41.
160. _____. **Qualidade da água na produção de peixes.** 3. ed. Jundiaí: Degaspari, 1999. 97 p.
161. _____. **Tilápias: Qualidade da água, sistemas de cultivo, planejamento da produção, manejo nutricional e alimentar e sanidade.** Panorama da Aquicultura, Rio de Janeiro, 2000. 10(59): 44-53.
162. KUBITZA, F. **Qualidade da água no cultivo de camarões e peixes.** Jundiaí: CIP – USP Editora. 2003.
163. KURODA, E. K. *et al.* **Determinação de clorofila pelo método espectrofotométrico visando o monitoramento da eficiência do tratamento de águas para abastecimento.** In:

CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 23. Campo Grande. Anais..., Campo Grande: ABES, 2005.

164. LATONA, N. **Fertilizing Sport Fish Ponds**. Southern Ponds e Wildlife, USA, 2002. 1(2): 28-31.
165. LAWTON, L.A; EDWARDS, C. **Purification of microcystins**. J. Chromatogr., 2001. 912: 191-209.
166. LAZZARI, R. **Densidade de estocagem, níveis proteicos e lipídicos da dieta na produção e aceitabilidade do filé do jundiá**. Tese de doutorado. PPGZ/UFSM. 2008. 149 p.
167. LEHMAN, P.W. **Comparasion of chlorophyll a and carotenoid pigments as predictions of phytoplankton biomass**. Marine Biology, Berlin, v.65, n.3, 1981. p.237-44.
168. LI, R.; CARMICHAEL, W.W.; BRITAIN, S.; EAGLESHAM, G.K.; SHAW, G.R.; MAHAKHANT, A.; NOPARATNARAPORN, N.; YONGMANITCHAI, W. ; KAYA, K.; WATANABE, M.M. **Isolation and identification of the cyanotoxin cylindrospermopsin and deoxy-cylindrospermopsin from a Thailand strain of *Cylindrospermopsis raciborskii* (Cyanobacteria)**. Toxicon, v. 39, 2001. p. 973 -980.
169. 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. 2004. p.821-827.
170. LI, L.; XIE, P. & CHEN, J. **In vivo studies on toxin accumulation in liver and ultrastructural changes of hepatocytes of the phytoplanktivorous bighead carp i.p.-injected with extracted microcystins**. Toxicon, 2005. 46: 533-545.
171. LIMA, C. A. R. M. A.; GOMES, L. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora UFSM, 2005. 349 p.

172. LLEWELLYN, L.E. **Saxitoxin, a toxic marine natural that targets a multitude of receptors.** Royal Soc. Chem. 23. 2006. p.200–222.
173. MACEDO-VIÉGAS, E.M. & SOUZA, M.L.R. **Pré-processamento e conservação do pescado produzido em piscicultura.** In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSI, D. M.; CASTAGNOLLI, N. Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva. São Paulo: Tecart. 2004. p.406-480.
174. 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. 2004. 136p.
175. MACEDO, C.F. e SIPAÚBA-TAVARES, L.H. **Comunidade planctônica em viveiros de criação de peixes com distribuição sequencial.** Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo, 2005. 31(1): 21-27.
176. MACEDO, D.R.G. **Bioacumulação de microcistina na água e em peixes ocorrentes em reservatórios de abastecimento público do estado da Paraíba.** Dissertação de Mestrado. PRODEMA/UFPB. João Pessoa, 2009. 81p.
177. **MFRural.** Disponível em: <[http://www. www.mfrural.com.br](http://www.mfrural.com.br) >. Acesso em: 08 julho 2013.
178. MAGALHÃES, V. F., SOARES, R. M., AZEVEDO, S. M. F. O. **Microcystin contamination in fish from the Jacarepaguá Lagoon (RJ, Brazil): Ecological implication and human health risk.** Toxicon. 2001. 39: 1077-1085.
179. 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, 2003. p. 289- 295.
180. MALLASEN, M.; BARROS, H.P.; YAMASHITA, E.Y. **Produção de peixes em tanque rede e a qualidade da água.** Revista Tecnologia e Inovação Agropecuária, São Paulo-SP, v. 1, n.1, 2008. p. 47-51.

181. MALBROUK, C.; TRAUSCH, G.; DEVOS, P. & KESTEMONT, P. **Hepatic accumulation and effects of microcystin-LR on juvenile gold fish *Carassius auratus* L. comparative Biochemistry and Physiologic Part C.** Toxicol. Pharmacol. 135. 2003. (1): 35-48.
182. MANN, N.H. and CARR, N.G. [Eds] **Photosynthetic Prokaryotes.** Biotechnology Handbooks, v.6, Plenum Press, London, 1992. 275 p.
183. MARGALEF, R. **Limnología.** Barcelona: Ediciones Omega S.A. 1983. 951 p.
184. MARTINS M. I. E. G. **Dinâmicas de Desenvolvimento da Piscicultura e Políticas Públicas no Vale do Ribeira/SP e Alto Vale do Itajaí/SC – Brasil.** Dissertação de mestrado. Defendida publicamente em 20 de abril de 2005.
185. MARSÁLEK, B. BLÁHA, L. **Comparison of 17 biotest for detection of cyanobacterial toxicity.** Environ. Toxicol. v.19, 2004. p.310- 317.
186. MASSER, M. P.; CICHRA E.; GILBERT, R. J. **Fee-fishing ponds: management of food fish and water quality.** Southern Regional Aquaculture Center. v. 480, 1993. p. 1-8.
187. MASSER, M. P. **What is cage culture.** Auburn: Southern Regional Aquaculture Center, v.1 (SRAC Publication, 160), 1992.
188. MATOS, A. C.; BOLL, M. G.; TESTOLIN, G. **Qualidade da água de cultivo de peixes e a legislação.** In: Simpósio Brasileiro de Aqüicultura: Florianópolis, SC, 2000.
189. MATTHIENSEN, A.; YUNES, J.S.; CODD, G.A. **Ocorrência, distribuição e toxicidade de cianobactérias no estuário da Lagoa dos Patos, RS.** Revista Brasileira de Biologia, São Carlos, 1999. 59(3): 361-376.
190. MATSUZAKI, M.; MUCCI, J.L.N.; ROCHA, A.A. **A Comunidade fitoplanctônica de um pesqueiro na cidade de São Paulo.** Revista Saúde Pública, São Paulo, 2004. 38(5): 679-686.

191. McGINTY, A.S.; RAKOCY, J.E. **Cage culture of tilapia**. Southern Regional Aquaculture Center. Auburn: SRAC Publication, 1989. 281p.
192. McGINTY, A.S. **Tilapia Production in Cages: Effects of Cage Size and Number of Non-caged Fish**. *The Progressive Fish Culturist*, v.53, 1991. p.246-249.
193. McINTOSH, R. P. **Changing paradigms in shrimp farming: Low protein feeds and feeding strategies**. *The Advocate*. 2000. p.48-50.
194. MEDEIROS, F. das C. **Tanque-rede: mais tecnologia e lucro na piscicultura**. Cuiabá. 2002. p.110.
195. MELO, L. A. S.; IZEL, A. C. U.; RODRIGUES, F. M. **Criação de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em viveiros de argila/ barragens no Estado do Amazonas**. Manaus, EMBRAPA, Amazônia Ocidental, 2001. 25p.
196. MERCANTE, C.T.J; CABIANCA, M.A; SILVA, V; COSTA, S.V.; ESTEVES, K.E. **Water quality in fee-fishing ponds located in the São Paulo metropolitan region, Brazil: analysis of the eutrophication process**. *Acta Limnologica Brasiliensia*, Botucatu, 2004. 16(1): 95-102.
197. MERCANTE, C. T. J.; COSTA, S. V.; SILVA, D.; CABIANCA, M. A.; ESTEVES, K. E. **Qualidade da água em pesque-pague da região metropolitana de São Paulo (Brasil): avaliação através de fatores abióticos (período seco e chuvoso)**. *Acta Scientiarum: Biological Sciences*, v. 27, n. 1, 2005. p. 1-7.
198. MERCANTE, C. T. J.; SILVA, D.; COSTA, S. V. **Avaliação da qualidade da água de pesqueiros na Região Metropolitana de São Paulo por meio do uso de variáveis abióticas e Clorofila**. In: ESTEVES, K. E. e SANT'ANNA, C. L. (Org.). 2006. *Pesqueiros sob uma visão integrada de meio ambiente, saúde pública e manejo. Um estudo na Região Metropolitana de São Paulo*. São Paulo. RiMa Editora. 2006. 240p.
199. MERCANTE, C.T.J.; MARTINS, Y.K.; CARMO, C.F.; OSTI, J.S.; MAINARDES PINTO, C.S.R.; TUCCI, A. **Qualidade de água em viveiro de Tilápia do Nilo (*Oreochromis***

- niloticus*): caracterização diurna de variáveis físicas, químicas e biológicas, São Paulo, Brasil. Bioikos, Campinas, 2007. 21(2): 79-88.
200. MEROLA, N.; SOUZA, J.H. **Preliminary studies on the culture of the pacu *Colossoma mitrei* in floating cages: effects of stocking density and feeding rate on growth performance.** Aquaculture, v.68, 1988. p.243-248.
201. Michigan State University. **MSU.** Disponível em: <<https://www.msu.edu/course/bot/423/algallist4blue.html>> Acesso em: 08 julho 2013.
202. MILLIE, D.F.; SCHOFIELD, O.M.; DIONIGI, C.P. & JOHNSEN, P.B. **Assessing noxious phytoplankton in aquaculture system using bio-optical methodologies: a review.** Journal of the World Aquaculture Society, Baton Rouge. 1995. 26(4): 329-345.
203. **MINISTÉRIO DA SAÚDE.** Portaria n°518 de 25 de março de 2004.
204. MITCHELL, A.J. **Blue-green algae.** Aquaculture Magazine, Asheville, 1996. 2: 79-83.
205. MOHAMED Z.A. **Allelopathic activity of Spirogyrasp.: stimulation bloom formation and toxin production by *Oscillatoria agardhii* in some irrigation canals, Egypt.** Journal of Plankton Research, 2002. 24: 137-141.
206. MOHAMED, Z. A.; CARMICHAEL, W. W. & HUSSEIN, A. A. **Estimation of microcystins in the freshwater fish *Oreochromis niloticus* in an Egyptian fish farm containing a *Microcystis* bloom.** Environ. Toxicol., 2003. 18: 137-141.
207. MOREIRA, Heden Luis Marques; VARGAS, Lauro. **Fundamentos da moderna aqüicultura.** Canoas: Ed. ULBRA, 2001. 200p.
208. MORENO, I., PICHARDO, S., JOS, A., GÓMEZ-AMORES, L., MATE, A., VAZQUEZ, C.M., *et al.*, **Antioxidant enzyme activity and lipid peroxidation in liver and kidney of rats exposed to microcystin-LR administered intraperitoneally.** Toxicon. v. 45. 2005. p. 395-402.

209. NASCIMENTO, F.L; OLIVEIRA, M.D. de. **Noções básicas sobre piscicultura e cultivo em tanques-rede no Pantanal**. Corumbá : Embrapa Pantanal, 2010. 28p.
210. NELSON, D. L.; COX M. M. **Lehninger Principles of Biochemistry**. 4th ed., W.H. Freeman. 2004.
211. NEDWELL,D.B. **Inorganic nitrogen metabolism in a eutrophicated tropical mangrove estuary**. Water Research, v.9. 1973. p.221-231.
212. NEWTON, W.E; BURGESS, B.K. **Nitrogen fixation**. New York: Muller A.; Newton, W.E. Plenum: Nitrogen fixation: it is scope and importance, 1983. p. 1-19.
213. NISHIWAKI-MATSUSHIMA, R.; OHTA, T.; NISHIWAKI, S.; SUGUNUMA, M.; KOHYAMA, K.; ISHIKAWA, T.; CARMICHAEL, W. W. & FUJIKI, H. **Liver tumor promotion by the cyanobacterial cyclic peptide toxin microcystin-LR**. Journal Cancer Research Clinical Oncology, 1992. 118:420-424.
214. 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, 1996. p. 149-168.
215. NOGUEIRA, I.C.G.; SAKER, M.L.; PFLUGMACHER, S.; WIEGAND , C. & VASCONCELOS, V.M. **Toxicity of the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* to *Daphnia magna***. Environmental Toxicology, 2004a. 19: 453–459.
216. OLIVEIRA, A. S. **Caracterização Socioambiental da Piscicultura em tanques-rede no município de Guapé, MG, BRASIL**. Alfenas. (Dissertação de mestrado. Universidade José do Rosário Vellano, Unifenas), 2012. p. 74.
217. ONO, E. A. e KUBITZA, F. **Cultivo de Peixes em Tanques-rede**. 3 ed. Jundiaí. 2003. 112p.

218. OSTRENSKY, A; BORGHETTI, J.R; SOTO, D. **Aqüicultura no Brasil: O desafio é crescer**. SEAP/FAO, Brasília, DF, 2008. 276p.
219. OSTRENSKY. A; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Livraria e Ed. Agropecuária, 1998. 211p.
220. PÁDUA, H.B. de. **Principais variáveis físicas e químicas da água na aquicultura**. In: Workshop sobre Qualidade de Água na Aquicultura, 1., Pirassununga, 28-30/ago./2000. Anais... v.1. 2000. p. 17-23.
221. PÁDUA, H.B. **Impacto ambiental: um impacto na aqüicultura**. Revista Brasileira de Agropecuária, 2001. 1(12): 1-66.
222. PAERL, H.W. e TUCKER, C.S. **Ecology of bluegreen algae in aquaculture ponds**. Journal of the Aquaculture Society, Baton Rouge, 1995. 26(2): 109-131.
223. 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. 2003. p. 233-246.
224. PAGGI, L.C. **Avaliação limnológica em um sistema de piscicultura na região de Paranaíta (MT, Brasil)**. Jaboticabal, São Paulo. (Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, UNESP), 2006. 54p.
225. PAGGI, L. C. e SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Water quality evaluation through limnologic survey in a fish culture system in the Paranaíta region (Mato Grosso, Brazil)**. Acta Limnol. Bras. 2007. 19(4):463-472.
226. 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**. Boletim do Instituto de Pesca, v. 31, n.1. 2005. p. 81-88.

227. PEREIRA, R.; SOARES, A. M. V. M.; RIBEIRO, R.; GONÇALVES, F. **Assessing the trophic state of Linhos Lake: a first step towards ecological rehabilitation.** Journal of Environmental Management, v. 64. 2004. p. 285-297.
228. PERSCHBACHER, P.W.; MILLER, D.; CONTE, E.D. **Algal off-flavors in reservoirs.** American Fisheries Society Symposium, USA, 1996. 16: 67-72.
229. PEREZ, M.T., ROBLLEDILLO, J.M.M. **Piscicultura en jaulas flotantes.** Madrid: Hojas Divulgadoras, 1989. 24p.
230. PETERSON, C.G.; STEVENSON, R.J. **Resistance and recovery of lotic algal communities: Importance of disturbance timing, disturbance history, and current.** Ecology, 1992. 73(4):1445-1461.
231. PINTO-COELHO, R.M. **Effects of eutrophication on seasonal patterns of mesozooplankton in a tropical reservoir: a 4- year study in Pampulha Lake, Brazil.** Freshwater Biology, London, 1998. 40: 159-173.
232. PLOEG, M.; BOYD, C.E. **Geosmin production by cyanobacteria (Blue-green Algae) in fish ponds at Auburn, Alabama.** Journal of the World Aquaculture Society, Baton Rouge, 1991. 22(4): 207-215.
233. PROCHMANN, A. M. ; MICHELS I. L., **Estudo das Cadeias Produtivas de Mato Grosso do Sul: Piscicultura.** Fundação Cândido Rondon. Campo Grande, 2003.
234. REBOLÇAS, A. C. **Água doce no mundo e no Brasil.** In: Águas doces no Brasil: capital ecológico, uso e conservação. 2 ed. São Paulo: Escrituras Editora, 2002. 703 p.
235. REYNOLDS, C. S. **The response of phytoplankton communities to changing lake environments.** Swiss journal of hydrology, v. 49. 1987. p. 220-236.

236. _____. **Functional morphology and the adaptative strategies of freshwater phytoplankton.** In: C.D. Sandgren (Ed.). Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press. 1988. p. 388-434.
237. _____. **What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic status.** Hydrobiologia, 1998. 369/370: 11-26.
238. ROCHA, O. **Limnologia e aquíicultura.** In: CASTAGNOLLI, N. Aquíicultura para o ano 2000. Brasília: CNPq. 1996. p.1-12.
239. RODGER, H.D.; TURNBU LL, T.; EDWARDS, C. & CODD , G.A., **Cyanobacterial (blue-green algal) bloom associated pathology in brown trout, *Salmo truta L.*, in Loch Leven, scotland.** Journal of Fish Diseases, 1994. 17: 177-181.
240. 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. 2005. p. 683-694.
241. ROSA, C. E. *et al.* **Cyanobacterial blooms in estuarine ecosystems: Characteristics and effects on *Laeonereis acuta* (Polychaeta, Nereididae).** Marine Pollution Bulletin (50). 2005. p. 956-964.
242. ROTTA, M. A.; QUEIROZ, J. F. **Boas práticas de manejo (BPMs) para a produção de peixes em tanques-redes.** Corumbá: Embrapa Pantanal, 2003. 27p.
243. ROUND,F.E.; R.M. CRAWFORD, AND D.G. MANN. **The Diatoms Biology and Morphology of the Genera.** Cambridge, Cambridge University Press. 1990. p.747.
244. SAKER, M.L.; METCALF, J.S.; CODD , G.A. & VASCONCELOS , V.M. **Accumulation and depuration of the cyanobacterial toxin cylindrospermopsin in the freshwater mussel *Anodonta cygnea*.** Toxicon, 2004. 185-194.

245. SAKER, M.L. & EAGLESHAM, G.K. **The accumulation of cylindrospermopsin from the cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii* in tissues of the Redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus*.** *Toxicon*, 1999. 37: 1065-1077.
246. SAINT-PAUL, U.; SOARES, M. G. **Ecomorphological adaptation to oxygen deficiency in amazon floodplain by Serrasalmid fish of the genus *Mylossoma*.** *Journal of Fish Biology.*, v. 32,1988. p. 231-236.
247. SANT'ANNA, C.L., AZEVEDO, M.T.P., WERNER, V.R., DOGO, C.R., RIOS, F.R. & CARVALHO, L.R. **Review of toxic species of Cyanobacteria in Brazil.** *Algological Studies*, 2008.126:251-265.
248. SANT'ANNA, C.L.; GENTIL, R.C.; SILVA,D. **Comunidade Fitoplanctônica de Pesqueiros da Região Metropolitana de São Paulo.** In: ESTEVES, K.E.e SANT'ANNA, C.L. *Pesqueiros sob uma Visão Integrada de Meio Ambiente, Saúde Pública e Manejo.* São Carlos: Rima. 2006. p.49-62.
249. SANT'ANNA, C.L. e AZEVEDO, M.T.P. **Contribution to the knowledge of potentially toxic Cyanobacteria from Brazil.** *Nova Hedwigia*, Stuttgart, 2000. 71: 359-385.
250. SANTOS, A. P. M. E.; HASHIMOTO, E. H.; HASEGAWA, M.; KAMOGAE, M.; BITTENCOURT-OLIVEIRA, M. C.; SABINO, M.; UENO, Y.; HARADA, K. I.; HIROOKA, E. Y.; BRACARENSE, A. P. F. R. L. **Immuno-histopathology of acute microcystin contamination in Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*).** In: *International Iupac Symposium On Mycotoxins and Phycotoxins*, 12. 2007, Istambul. *Anais...* Istambul: IUPAC, 2007.
251. SCHIEWER, U. **30 years' eutrophication in shallow brackish waters - lessons to be learned.** *Hydrobiologia*, Netherlands, 1998. 363: 73-79.
252. SCHMITTOU, H.R. **High density fish culture in low volume cages.** Singapore: American Soybean Association, 1993. 78p.

253. _____. **Produção de peixes em alta densidade em tanques-rede de pequeno volume.** Campinas: Mogiana Alimentos e Associação Americana de Soja, 1997. 78p.
254. SCORVO FILHO, J.D. **Panorama da Aqüicultura Nacional** – Instituto de Pesca de São Paulo. <http://www.pesca.sp.gov.br/> - Acesso em: 30 junho de 2013.
255. SEBRAE. **Criação comercial de peixes em viveiros ou açudes.** (Série Oportunidades de Negócios). Roraima: SEBRAE, 2001. 42 p.
256. SHILO, M. e SARIG, S. **Fish culture in warms water systems: Problems and trends.** CRC press. Florida. 1989. 259 p.
257. SILVA, A. L. N.; SIQUEIRA, A. T. **Piscicultura em tanques-rede: princípios básicos.** Recife: UFRPE, 1997. 72 p.
258. SILVA N. J. R., **Dinâmicas de Desenvolvimento da Piscicultura e Políticas Públicas no Vale do Ribeira, SP e Alto Vale do Itajaí, SC – Brasil.** São Paulo. 2005. Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo, 2001. 27 (1): 77 – 84.
259. 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, 2005. 146 p.
260. SILVA C.R. **Florações de Microalgas Nocivas, Estudo das causas e Conseqüências.** Monografia (especialização). Departamento de Biologia, Universidade de Taubaté-SP, Brasil, 2006.
261. SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; DURIGAN, J.G.; LIGEIRO, S.R. **Caracterização de algumas variáveis limnológicas em um viveiro de piscicultura em dois períodos do dia.** Revista Unimar, Maringá, 1994. 16 (Suplemento 3): 217-227.

262. SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Limnologia dos sistemas de cultivo**. In: VALENTI, W. C (Ed). *Carcinicultura de água doce: Tecnologia para produção de camarões*. Brasília: IBAMA/FAPESP, Cap.3, 1998. p.47-75.
263. SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Influência da luz, manejo e tempo de resistência sobre algumas variáveis limnológicas em um viveiro de piscicultura**. *Biotemas*, 8, 1995. 1: 61-71.
264. SIPAÚBA-TAVARES, L. H. & BRAGA, F. M. S. **Study on feeding habits of *Piaractus mesopotamicus* (Pacu) Larvae in fish ponds**. *Naga, the ICLARM Quarterly*, 1999. 22(1): 24-30.
265. SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; FÁVERO, E.C.; BRAGA, F.M. de S. **Utilization of macrophyte biofilter in effluent from aquaculture: I Floating Plant**. *Brazilian Journal of Biology*, São Carlos, 2002. 62(3): 1-11.
266. SIPAÚBA-TAVARES, L.H; GOMES, J.P.F e BRAGA, F.M. de S. **Effect liming management on the water quality in *Collossoma macropomum* ("Tambaqui") ponds**. *Acta Limnol. Bras.* 2003. 15 (3): 95-103a.
267. SIPAÚBA-TAVARES, L. H. **Uso racional da água: limnologia e plâncton**. Tese de livre-docência na disciplina Manejo Ecológico em Aquicultura: Qualidade de Água. Centro de Aquicultura da UNESP, 2005. 217p.
268. SIPAÚBA-TAVARES, L.H. **Aspectos limnológicos de um viveiro utilizado como abastecimento de água para sistemas de aquicultura**. *Boletim Técnico do CEPTA*, Pirassununga, 2006. 19: 59-64.
269. SIPAÚBA-TAVARES, L.H. e BRAGA, F.M. de S. **The feeding activity of *Collossoma macropomum* larvae (tambaqui) in fish ponds with water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) fertilizer**. *Brazilian Journal of Biology*, São Carlos. 2007. 67(3): 459-466.

270. SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; ALVARES, E. J. S.; BRAGA, F. M. S. **Water quality and zooplankton in tanks with larvae of *Brycon orbygnianus* (Valenciennes, 1949)**. Brazilian Journal Biology, v.68, n.1, 2008. p. 77-86.
271. SIPIÄ, V.; KANKAANPÄÄ, H.; LAHTI, K. CARMICHAEL, W.W.; MERILUOTO, J. **Detection of Nodularin in flounders and cod from the Baltic Sea**. Environmental Toxicology, v.16, 2001. p 121-126.
272. SIPIÄ, V.; KANKAANPÄÄ, H.; PELTONEN, H.; VINNI, M. & MERILUOTO, J. **Transfer of nodularin to three-spined stickleback (*Gasterosteus aculeatus* L.), herring (*Clupea harengus* L.), and salmon (*Salmo salar* L.) in the northern Baltic Sea**. Ecotoxicology and Environmental Safety, 2007. 66: 421–425.
273. SKULBERG, O.M. Cyanobacteria / cyanotoxin research – 100 king back for the future. J. Environmental Toxicology, 1995. 20:220-228.
274. SMITH, V.H., **Cultural eutrophication of inland, estuarine and coastal waters**. In: Pace, M.L. 1998.
275. 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, 2008. p. 5–20.
276. STEPHENS, W. W.; FARRIS, J. L. **A Biomonitoring approach to aquaculture effluent characterization in channel catfish fingerling production**. Aquaculture, v. 241, 2004. p. 319-330.
277. SOARES, R. M., MAGALHÃES, V. F., AZEVEDO, S. M. F. O. **Accumulation and depuration of *Microcystins* (cyanobacteria hepatotoxinas) in *Tilapia rendalii* (Cichlidae) under laboratory conditions**. Aquatic Toxicology.2004. 70: 1-10.
278. SOARES, R. R. **Estudo de propriedades da clorofila-a e feofitina visando a terapia fotodinâmica**. Tese (mestrado). Dep. Química. Universidade Estadual de Maringá, 2006. 92f.

279. SONG, L.; CHEN, W.; PENG, L.; WAN, N.; GAN, N. & ZHANG, X. **Distribution and bioaccumulation of microcystins in water columns:** A systematic investigation into the environmental fate and the risks associated with microcystins in Meiliang Bay, Lake Taihu. *Water Research*, 2007. 41: 2853- 2864.
280. SONODA, D. Y. **Análise econômica de sistemas alternativos de produção de tilápias em tanques-rede para diferentes mercados.** Tese, Piracicaba, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2002.
281. SOUZA, V. L.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; URBINATI, E. C. **Manejo alimentar e tempo de residência da água em viveiros de pacu (*Piaractus mesopotamicus*).** *Ciência Animal Brasileira*. 2000. 1(2):115-121.
282. SOUZA, M. F. L; *et al.* **Avaliação da concentração de nutrientes inorgânicos dissolvidos e clorofila- a na plataforma continental adjacente a Baía de Camamu, BA.** In: Congresso de Ecologia do Brasil, 7, 2005, Anais... Caxambu-MG, 2004.
283. STRASRABA, M & TUNDISI, J.G. **Diretrizes para o gerenciamento de lagos.**v. 9, 2000.
284. STARLING, J. E. M. O & STARLING, F. L. R. M. **Avaliação de microcistinas em carpas prateadas (*Hypophthalmichthys molitrix*) cultivadas para o controle da eutrofização no Lago Paranoá (Brasília-DF).** XII Congresso Brasileiro de Limnologia. *Ecotoxicologia*, 2009. p.46.
285. STICKNEY, R.R. **Aquaculture: an introductory text.** Wallingford: CABI Publishing. 2005. 256 p.
286. TALAMONI, J.L.B. e OKANO, W.Y. **Limnological characterization and plankton community structure in aquatic systems of different trophic state.** *Verh International Verein Limnology*, Stuttgart, 1997. 26: 629-636.
287. TALBOT, C. e HOLE, R. **Fish diets and the control of eutrophication resulting from aquaculture.** *Journal of Applied Ichthyology*, Germany, 1994. 10: 258-270.

288. TAVARES-DIAS, M.; TENANI, R.A.; GIOLI, L.D.; FAUSTINO, D.C. **Características Hematológicas de Teleósteos Brasileiros.** Parâmetros Sangüíneos do *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (Osteichthyes, Characidae) em Policultivo Intensivo. Revista Brasileira de Zoologia, Curitiba, 1999. 16(2): 423-431.
289. TAYLOR, W.D.; BENTZEN, E. **The importance of dissolved organic phosphorus to phosphorus uptake by limnetic plankton.** Limnology and Oceanography, v.37, n.2, 1992. p.217-231.
290. TENCALLA, F.G., DIETRICH, D.R.; SCHLATTER, C. **Toxicity of *Microcystis aeruginosa* peptide toxin to yearling rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*).** Aquatic Toxicology. v .30, 1994. p. 215-224.
291. TENCALLA, F. & DIETRICH, D. **Biochemical characterization of microcystin toxicity in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*).** Toxicon, 1997. 35: 583-595.
292. THONTON, K.W; KIMMEL, B.L.; PAYNE, F.E. **Reservoir limnology: ecological perspectives.** John Wiley e Sons, New York.1990. 256p.
293. TOLEDO, J. J. e CASTRO, J. G. D. **Parâmetros físico-químicos da água em viveiros da estação de piscicultura de Alta Floresta, Mato Grosso.** Revista de Biologia e Ciências da Terra. 2001. p.1(3).
294. TORLONI, C.E.C.; BRAGA, J.T.; REIS, M.A.G.; ANDRADE, M.O. **Eliminação do sabor e do odor desagradáveis em tilápias do nilo (*Sarotherodon niloticus*) pelo processo de depuração.** Ciência e Cultura, São Paulo, v. 34, n. 5, 1983. p. 657-663.
295. TRAIN, S. *et al.* **Distribuição Espacial e Temporal do Fitoplâncton em três reservatórios da Bacia do Rio Paraná.** In: RODRIGUES, L. *et al.* Biocenose em reservatórios: Padrões espaciais e temporais. São Paulo: RiMa. cap. 6, 2005. p. 74-83.
296. TROELL, M., HALLING, C., NILSSON, A., BUSCHMANN, A. H., KAUTSKY, N. & KAUTSKY, L. **Integrated marine cultivation of *Gracilaria chilensis* (Gracilariales,**

- Rhodophyta) and salmon cages for reduced environmental impact and increased economic output.** *Aquaculture*, 1997. 156: 45-61.
297. TSUKAMOTO, R. Y.; TAKAHASHI, N. S. **Cianobactérias + Civilização = Problemas para a Saúde, a Aqüicultura e a Natureza.** *Panorama da Aqüicultura*, v. 17, n. 103, 2007. p. 24-33.
298. TUCCI, A. **Sucessão da Comunidade Fitoplanctônica de um Reservatório Urbano e Eutrófico, São Paulo, SP, Brasil.** Rio Claro, SP. (Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho), 2002.
299. TUCCI, A. e SANT'ANNA, C.L. ***Cylindrospermopsis raciboskii* (Wolosynska) Eenayya e Subba Rajju (Cyanobacteria): Variação Semanal e Relações com Fatores Ambientais em um Reservatório Eutrófico, São Paulo, SP, Brasil.** *Revista Brasileira de Botânica*, São Paulo, 2003. 26(1): 97-112.
300. TUNDISI, J.G. **A crise da água: eutrofização e suas consequências.** In. TUNDISI, J.G. *Água no século XXI: enfrentando a escassez.* Rima, IIE, São Carlos. 2003. 247p.
301. _____. **O futuro dos Recursos.** Ed. Multi Ciência, 2003. 691 p.
302. UENO Y.S.; NAGATA T.; TSUTSUMI A.; HASEGAWA M.; WATANABE H.; PARK G.; CHEN G. **Detection of Microcystins, a Blue-green Algal Hepatotoxin, in Drinking Water Samples in Haimen and Fusui, Endemic Areas of Primary Liver Cancer in China, by Highly Sensitive Immunoassay.** *Carcinogenesis*. 1996. 17(6): 1317-1321.
303. **UFRRJ.** Disponível em: <<http://www.ufrj.br/institutos/it/de/acidentes/secc.htm>> Acesso em: 08 julho 2013.
304. VASCONCELOS, V. M. **Cyanobacterial toxins in Portugal: effects on a aquatic animals and risk for human health.** *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, v. 32, 1999. p. 249-254.

305. VIEIRA, L. F. **Agricultura e agroindústria familiar**. Revista de Política Agrícola. Brasília: v.1, 1998. p. 7-8.
306. VILLACORTA-CORREA, M. A. **Estudo da idade e crescimento do tambaqui *Colossoma macropomum* (Characiformes: Characidae) na Amazônia Central, pela análise de marcas sazonais nas estruturas mineralizadas e microestruturas nos otólitos**. 1997. Dissertação (Mestrado) - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, 1997. 214p.
307. VINATEA-ARANA, L. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura**. Florianópolis: Editora da UFSC. 1997. 166 p.
308. WETZEL, R.G. **Limnology**. EUA: W. B. Saunders Company. 1983. 743p.
309. _____. **Limnology: lake and river ecosystems**. San Diego, Academic Press, Artigos diversos, 2001. 1006p.
310. WHITTLE K.; GALLACHER S. **Marine toxins**. Br Med Bull. 2000. 56:236-53.
311. WILSON, A. E.; GOSSIAUX, D. C.; HOÖÖK, T. O.; BERRY, J. P.; LANDRUM, P.F.; DYBLE, J. & GUILDFORD, S. J. **Evaluation of the human health threat associated with the hepatotoxin microcystin in the muscle and liver tissues of yellow perch (*Perca flavescens*)** Can. J. Fish. Aquat. Sci. 2008. 65: 1487-1497.
312. WOOD, E.J.F; CORCORAN, E.F. **Diurnal variation in phytoplankton**. Bulletin of marine science, Florida, v. 16, n.3.1966. p. 383-403.
313. XIE, L., XIE, P., OZAWAB, K., HONMA, T., Yokoyama, A.; Park, H. **Dynamics of Microcystins-LR and RR in the Phytoplanktivorous Silver Carp in a Sub-chronic Toxicity Experiment**. Environ Pollution 2004. 127: 431–439.
314. XIE, L.; XIE, P.; GUO, L.; LI, L.; MIYABARA, Y. & PARK, H. **Organ distribution and bioaccumulation of microcystins in freshwater fish at different trophic levels from the eutrophic Lake Chaohu, China**. Environmental Toxicology, 2005. 20: 293–300.

315. ZANIBONI, FILHO, E. **O desenvolvimento da piscicultura brasileira sem a deterioração da qualidade de água.** Revista Brasileira de Biologia, São Carlos, 1997. 57(1): 3-9.
316. ZANIBONI, F. E.; NUNER, A.P. O.; GUERESCHI, R.M.; SILVA, S.H. **Cultivo de peixes em tanques-rede e impactos ambientais.** Anais: Cultivo de Peixes em tanques-rede: desafios e oportunidades para um desenvolvimento sustentável. Belo Horizonte: EPAMIG, 2005. p.104.
317. ZHAO , M.; XIE, S.; ZHU, X.; YANG, Y.; GAN, N. & SONG, L. **Effect of dietary cyanobacteria on growth and accumulation of microcystins in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*).** Aquaculture. 2006. 261: 960-966.
318. ZHANG, H.J.; ZHANG, J.Y.; HO NG, Y. & CHEN, Y.X. **Evaluation of organ distribution of microcystins in the freshwater phytoplanktivorous fish *Hypophthalmichthys molitrix*.** Journal of Zhejiang University SCIENCE B, 2007. 8:116-120.
319. ZHANG, D.; XIE, P.; LIU, Y. & QIU, T. **Transfer, distribution and bioaccumulation of microcystins in the aquatic food web in lake Taihu, China, with potential risks to human health.** Science of the total environment, 2009. 407: 2191-2199.
320. ZIMBA, P.V.; KHOO, L.; GAUNT, P.S.; BRITAIN, S. & CARMICHAEL, W.W. **Confirmation of catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque), mortality from Microcystis toxins.** Journal of Fish Diseases, 2001. 24: 41.
321. YOO, K.H.; MASSER, M.P.; HAWCROFT, B.A. **An in pond raceway system incorporating removal of fish wastes.** Aquacultural Engineering, London, 1995. 14: 175-187.
322. YU S. **Toxic Cyanobacteria.** Current Status of Research and Managment, Proceedinfs of an International Workshop, Adelaide, Australia. Steffensen, D.A.& NICHOLS, B (Eds.). Australian Centre for Water Quality Research, Private Mail Bag.Salisbury, Australia 5108. 1994.