



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS - CCA
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA - AQI
UFSC PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

Flora fitoplanctônica e do sedimento em piscicultura comercial de
catfish, *Ictalurus punctatus*, no município de Palhoça, SC, Brasil

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

Orientadora: Débora Machado Fracalossi
Co-orientador: Alex Pires de Oliveira Nuñez

Rafaela Gordo Corrêa

Florianópolis/SC
2011

Corrêa, Rafaela Gordo

Flora fitoplanctônica e do sedimento em piscicultura comercial de *catfish*, *Ictalurus punctatus*, no município de Palhoça, SC, Brasil (dissertação) / Rafaela Gordo Corrêa; orientadora, Débora Machado Fracalossi. - Florianópolis, SC, 2011.

89 fl.: 159 fig.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós Graduação em Aquicultura.

Inclui referências

1. Algas. 2. Cianobactérias. 3. Viveiros de piscicultura. 4. *Catfish*. 5. Toxinas. 6. *Off-flavor*. I. Fracalossi, Débora Machado. II. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós Graduação em Aquicultura. III. Título.

**Flora fitoplanctônica e do sedimento em piscicultura comercial do
catfish, *Ictalurus punctatus*, no município de Palhoça, SC, Brasil**

Por

RAFAELA GORDO CORRÊA

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de
Pós-Graduação em Aqüicultura.

Prof. Evoy Zaniboni Filho, Dr.
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:

Dra. Débora Machado Fracalossi – *Orientadora*

Dr. Luis Alejandro Vinatea Arana

Dra. Roselane Laudaes Silva

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes)/REUNI pela concessão da bolsa de mestrado.

A Prof. Dra. Débora Fracalossi, pela orientação desde os primeiros passos na pesquisa científica, pelo incentivo em continuar investigando.

A Prof. Dra. Roselane Laudares Silva pelas horas e horas cedidas no laboratório, pelos ensinamentos e convívio durante toda trajetória do estudo.

Ao Prof. Dr. Alex Pires de Oliveira Nuñez pela co-orientação, pela disponibilização do Laboratório de Análises de Água do LAPAD/UFSC, pelo auxílio na estatística do trabalho.

Ao Eng. Agr. André Theiss, responsável técnico da empresa Blufish, pela oportunidade do desenvolvimento do trabalho na piscicultura, pelo incentivo, por compartilhar o conhecimento.

Ao Msc. José Humberto de Souza, gerente Nicoluzzi, por todo auxílio.

Ao Dr. Roberto Bianchini Derner, pela oportunidade de auxílio das atividades no setor de Algas do Laboratório de Camarões Marinhos, que contribuíram muito para meu crescimento profissional.

Ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, em especial ao Carlito Aloísio Klunk.

A Cláudia Machado, do Laboratório de Qualidade de Água do LAPAD, por toda ajuda com as análises laboratoriais e planilhas.

Aos amigos que conquistei nos laboratórios que desenvolvi uma etapa do estudo, Bianca, Ângela, Carla, Silvana, Juliana, Dávia, Josimeire, Débora, Tiê, Lucas, Renata Ávila, Isabel, Jully, João, Camacho, Fábio, Felipe, Zé, Anselmo, Carlos obrigada pelo carinho, apoio, incentivo e cafés.

Às minhas grandes amigas Bianca Vettorato, Leila Hayashi, Gabriel Mattar, Penélope Bastos vocês são um grande presente e jamais esquecerei tudo o que vocês contribuíram na minha construção.

À minha família, Rosângela, Reginaldo, Renata, Ricardo, Maria-Antonieta, Dennis e Roots pelo incentivo, pelo grande amor e por tudo que se dedicaram para que eu realizasse tantos sonhos.

Aos amigos de tantos momentos, Cacá, Mônica Iozzi, Emíliano, Adolfo Jatobá, Tatá pela ajuda, descontração e filosofias tão necessárias.

RESUMO

Considerando que em muitos sistemas aquícolas o florescimento do fitoplâncton vem se tornando um problema adicional, este estudo teve como objetivo identificar o fitoplâncton em viveiros de piscicultura de cultivo comercial de *catfish*. A investigação baseou-se em amostragens mensais na subsuperfície da água e no sedimento de 6 viveiros e fonte de abastecimento, no período de abril/2006 a maio/2007. A comunidade fitoplanctônica esteve composta por 228 táxons distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (54), Chrysophyceae (4), Xantophyceae (5), Eustigmatophyceae (2), Bacillariophyta (14); Dinophyceae (2), Euglenophyceae (18), Chlorophyceae (75), Ulvophyceae (1), Zignematophyceae (53). O predomínio do fitoplâncton foi do grupo das Chlorophyceas da ordem Chlorococcales (63 táxons) e para o sedimento o grupo das Cyanobacteria com 31 táxons identificados. As algas e cianobactérias, quando em grande quantidade populacional, podem oferecer riscos ao ambiente de cultivo, dentre as causas, a deficiência na disponibilidade de oxigênio dissolvido, produção de toxinas e metabólitos que conferem sabor e odor no organismo cultivado e na água. As espécies identificadas relacionadas à ocorrência de toxinas e *off-flavor* de acordo com a literatura foram: *Dolichospermum macrospora*, *Dolichospermum viguieri*, *Gleiterinema amphibium*, *Gleiterinema splendidum*, *Jaaginema quadripunctulatum*, *Microcystis aeruginosa*, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria tenuis*, *Phormidium breve*, *Phormidium formosum*, *Phormidium granulatum*, *Pseudanabaena limnetica*. Os resultados ressaltam a importância do monitoramento nas atividades aquícolas evitando possíveis riscos de contaminação por toxinas, ou mesmo prejuízos econômicos, como a ocorrência de *off-flavor* ou a mortalidade dos organismos cultivados.

Palavras-chave: biodiversidade, fitoplâncton, piscicultura, *off-flavor*, toxinas

ABSTRACT

Whereas in many aquaculture systems the algal blooms has become an additional problem, this study aimed to identify and compare the composition and richness of phytoplankton in raised catfish ponds. The research was based on monthly sampling of subsurface water and sediment of six nurseries and source of supply, from April/2006 to May/2007. The phytoplankton community was composed of 228 taxa distributed among groups Cyanophyceae (54), Chrysophyceae (4), Xanthophyceae (5), Eustigmatophyceae (2), Bacillariophyta (14); Dinophyceae (2), Euglenophyceae (18), Chlorophyceae (75), Ulvophyceae (1), Zignematophyceae (53). The dominance of the phytoplankton was the Chlorophyceae of order Chlorococcales (63 taxa) and the sediment group of Cyanobacteria with 31 taxa identified. The algae and cyanobacteria, when a large density, can offer risks to the environment of farming, among the causes, the deficiency in the availability of dissolved oxygen, producing toxins and metabolites that conferring flavor and odor in the fish cultured. The species identified related to the occurrence of toxins and off-flavor according to literature were: *Dolichospermum macrospora*, *Dolichospermum vigueri*, *Gleiterinema amphibium*, *Gleiterinema splendidum*, *Jaaginema quadripunctulatum*, *Microcystis aeruginosa*, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria tenuis*, *Phormidium breve*, *Phormidium formosum*, *Phormidium granulatum*, *Pseudanabaena limnetica*. The results highlight the importance of monitoring managements in aquaculture, thus avoiding possible risk of contamination by toxins, or even economic losses, as the occurrence of off-flavor or the mortality of cultured organisms.

Key words: biodiversity, phytoplankton, fish farm, off-flavor, toxin

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	13
OBJETIVOS.....	23
OBJETIVO GERAL.....	23
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	23
Capítulo 1 - Flora fitoplanctônica e do sedimento em piscicultura comercial de <i>catfish</i> , <i>Ictalurus punctatus</i> , no município de Palhoça, SC, Brasil	25
INTRODUÇÃO.....	26
MATERIAL E MÉTODOS.....	28
RESULTADOS	30
DISCUSSÃO E CONCLUSÃO	56
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	74
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO	83

INTRODUÇÃO

1.1 Produção do *Catfish*

O *channel catfish*, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque, 1818), denominado também *catfish* americano ou bagre americano conduz a principal cadeia produtiva da aquicultura de água doce nos Estados Unidos, ocupando uma área de 40 mil hectares produziu o equivalente a 213 mil toneladas de peixe processado em 2010 (NASS, 2011).

Segundo a base de dados históricos da FAO (1950-2008), os Estados Unidos sempre lideraram a produção mundial de *Ictalurus punctatus*. Em 2008, última atualização realizada pela FAO, a China apresentou a segunda maior produção com 224,5 mil toneladas, o Brasil, ocupando o quarto lugar na produção mundial, com 1.800 toneladas. No Brasil, o *catfish* é principalmente cultivado na Região Sul, sendo o estado de Santa Catarina o maior produtor, com uma produção estimada em 848,5 toneladas em 2009 (SILVEIRA ET AL., 2010).

Em 2008, o consumo per capita de produtos oriundos da Aquicultura e Pesca, nos Estados Unidos, foi de 7 kg, com o *catfish* ocupando a quinta posição na lista dos produtos preferidos, com um consumo per capita de 420 g em 2008 (NMFS, 2010).

Segundo pesquisa realizada pelo Mississippi Agricultural & Forestry Experiment Station, abrangendo os Estados norte americanos, 68% dos consumidores de *catfish* consideram o sabor do pescado a principal razão de consumo; e 37% dos não consumidores consideram o sabor, a principal razão por não consumirem o *catfish* (HOUSE ET AL., 2003).

Os padrões de qualidade, cada vez mais exigidos pelo mercado consumidor de *catfish*, têm direcionado os sistemas de produção a comercializarem produtos com padrões de qualidade mais rigorosos quanto ao sabor, cor, textura e segurança do pescado (KUMAR; ENGLE; QUAGRAINIE, 2007).

Atualmente, os segmentos envolvidos na produção do *catfish* nos Estados Unidos vêm enfrentando uma crise no setor, decorrente do aumento do preço de insumos essenciais para a produção, como os combustíveis (ZHENG; MUHAMMAD; HERNDON, 2009), a ração e a energia elétrica, além dos desastres ambientais e da concorrência com as importações do *catfish* vietnamita e da tilápia da China (REEVES, 2008).

Os produtores de *catfish* e processadoras têm que minimizar seus custos de produção para competir com os pescados vendidos por preços mais baixos. Dentre as medidas adotadas, a redução do número de vivei-

ros em produção e o maior controle dos procedimentos de cultivo a fim de reduzir os gastos adicionais tornaram-se imperativas (COBLENTZ, 2008; MORITZ, 2008).

1.2 Importância da Qualidade da Água na Piscicultura

A manutenção da qualidade da água durante o cultivo é condição imprescindível para que o peixe se desenvolva adequadamente e atinja os padrões de qualidade necessários (MERCANTE ET AL., 2007).

Neste sentido, deve-se procurar um equilíbrio dinâmico de todos os parâmetros físicos, químicos, biológicos e tecnológicos que fazem possível o cultivo sob uma forma sustentável, ou seja, capaz de atender tanto as necessidades sociais, quanto ambientais e econômicas do empreendimento (VINATEA, 2004).

A análise de parâmetros físicos, químicos e biológicos da água constitui uma importante ferramenta para monitorar a qualidade hídrica do sistema (MATSUZAKI; MUCCI; ROCHA, 2004).

Dentre os parâmetros mais estudados destacam-se: os fatores climatológicos, a temperatura da água, o oxigênio dissolvido, a transparência, o pH, a alcalinidade e as formas de nitrogênio e fósforo.

Os fatores climatológicos são caracterizados pela temperatura do ar, radiação solar, velocidade do vento, precipitação e estes influenciam, principalmente, a produtividade primária dos ecossistemas aquáticos (REYNOLDS, 2006).

A temperatura é um dos principais limitantes; envolvida em uma variedade de processos biológicos, interfere diretamente na solubilidade dos gases, bem como, no crescimento e desenvolvimento animal e vegetal, devido à influência sobre as reações químicas (VINATEA, 2004). Esta variável está intimamente relacionada com as condições climáticas locais, dentre as quais, a mais importante para tanques rasos é a quantidade de radiação solar incidente, responsável pela distribuição de calor na massa de água (LACHI; SIPAÚBA-TAVARES, 2008).

A precipitação contribui para o aumento do fluxo da água de abastecimento dos viveiros, auxiliando na diluição dos resíduos orgânicos, nutrientes, fitoplâncton; Porém, nem sempre segue um padrão normal, as alterações podem ser anuais entre uma região e outra (BOYD, 1990).

O vento atua na superfície da água, numa certa direção, se a energia do vento for superior à resistência oferecida pela água, provocará o gradual deslocamento das camadas superiores, a qual conduz a desestratificação da coluna da água e culmina em mistura, com a ressuspensão de nutrientes e organismos aquáticos (ESTEVEVES, 1998).

O oxigênio dissolvido deve ser considerado o parâmetro mais importante de qualidade de água (VINATEA, 2004). Sua concentração pode comprometer a produtividade dos sistemas de cultivo de peixes, deste modo, níveis elevados 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 a resistência à doenças (KUBITZA, 2003; VINATEA, 2004).

A fotossíntese realizada pelo fitoplâncton é a principal fonte de oxigênio dissolvido em viveiros. No período diurno, o fitoplâncton apresenta a taxa fotossintética, na qual a remoção do gás carbônico da água e produção do oxigênio são maiores do que e a taxa de respiração; No período noturno, não há fotossíntese, ocorrendo somente a remoção do oxigênio da água e a liberação de gás carbônico, pela respiração (BOYD, 1990)

O consumo de oxigênio varia, principalmente, conforme a espécie produzida e a fase de desenvolvimento, o estado nutricional e o grau de atividade do peixe, a concentração de oxigênio e a temperatura da água (KUBITZA, 2003).

Em relação ao pH, valores entre 6,5 e 8,5 são adequados para criação de peixes, exercendo uma forte influência sobre a toxicidade de certos parâmetros químicos, como a amônia (NH_3), que se torna mais abundante em pH alcalino e em condições de pH abaixo de 4,5 resultam da presença de ácidos minerais como os ácidos sulfúrico (ARANA, 2004).

A alcalinidade total está diretamente ligada à capacidade da água em manter seu equilíbrio ácido-básico (poder tampão da água); os hidróxidos, carbonatos e bicarbonatos são os mais abundantes e responsáveis por praticamente toda a alcalinidade nas águas (VINATEA, 2004). Águas com alcalinidade total inferior a $20 \text{ mg de CaCO}_3.\text{L}^{-1}$ apresentam reduzido poder tampão e podem apresentar significativas flutuações diárias nos valores de pH em função dos processos fotossintético e respiratório (KUBITZA, 2003). Para criação de peixes é recomendado valores de alcalinidade da água 20 e 120 mg.L^{-1} (KUBITZA, 2003).

O enriquecimento com nutrientes, principalmente o nitrogênio e o fósforo, em tanques de piscicultura é bastante comum, devido à entrada de compostos advindos do arraçamento, de adubos e fertilizantes que contêm tais elementos (MERCANTE ET AL, 2007).

A dinâmica dos nutrientes tem efeito direto no metabolismo de ecossistemas aquáticos. Na maioria das águas continentais o fósforo é o principal fator limitante de sua produtividade, considerado o principal

elemento responsável pela eutrofização artificial nos ecossistemas aquáticos (ESTEVES, 1998).

Para compreender a estrutura e dinâmica dos fatores climatológicos e das variáveis limnológicas nos viveiros de piscicultura devem-se considerar as interferências de diversos fatores como morfometria do viveiro, solo, fonte de abastecimento de água, vazão e técnicas de manejo aplicadas durante o cultivo (alimentação, espécie cultivada, densidade de estocagem, aeradores) (SIPAÚBA-TAVARES, 1995).

A forma, o tamanho e a profundidade dos viveiros afetam, principalmente, o sentido do fluxo e a circulação da água. Tanques retangulares, com entrada e saída da água posicionada em lados opostos, permitem um direcionamento longitudinal do fluxo da água e, dependendo da vazão, poderá ter a formação de áreas anóxicas se não houver circulação da água (BOYD, 1990).

Segundo Souza e Sipaúba-Tavares (2000), o curto tempo de residência da água nos viveiros proporcionou uma oxigenação adequada, impedindo o acúmulo de nutrientes a níveis tóxicos, como amônia e nitrito.

Em estudo realizado por Pereira, Espíndola e Eler (2004), viveiros com baixo fluxo de água influenciaram nas altas concentrações de nutrientes, do material em suspensão e da clorofila-a.

De acordo com o experimento realizado por Zimba et al. (2003), a idade do viveiro influencia as características da água, os viveiros com maior tempo de uso apresentaram uma tendência a acumular nitrogênio e fósforo, entretanto, os viveiros com até 15 anos de uso não acumularam nitrogênio total. O fósforo total acumulou somente em viveiros recentemente construídos, permanecendo estável após 3 anos.

A busca dos aquicultores pelo melhor desempenho produtivo dos organismos aquáticos, visando uma produção altamente lucrativa, tem salientado o problema de eutrofização das águas utilizadas nos cultivos. Em cultivos semi-intensivo e intensivo, o aumento da biomassa e a consequente adição de alimento, quando administrada de forma incorreta, são agravantes deste cenário (BACCARIN; CAMARGO, 2005).

Parte da ração fornecida é convertida para ganho de peso do peixe e parte é liberada para água como substâncias orgânicas dissolvidas ou em suspensão ou nutrientes, especialmente fósforo e nitrogênio originados do excesso da ração, fezes ou excreção (BOYD; TUCKER, 1998).

Para minimizar o aporte desses nutrientes, Ono e Kubitzka (2003) recomendam melhorar a qualidade das rações, melhorando assim a eficiência e a biodisponibilidade dos nutrientes para os peixes.

Bechara et al. (2005), estudando a digestibilidade e o aproveitamento de nutrientes, vêm demonstrando que alimentos de alta qualidade apresentam menor potencial poluente e possibilitam aumento na produção por unidade de área, em geral, superior ao aumento de custo de produção.

Apresentada nos estudos de nutrição de peixes como ingrediente padrão e indispensável, a farinha de peixe destaca-se ainda por apresentar alto nível e adequado balanço entre cálcio e fósforo. Apesar disso, pesquisas têm revelado uma variação muito grande quanto à disponibilidade de fósforo, podendo comprometer a qualidade da água. (MIRANDA ET AL., 2000).

Formulações de dietas envolvendo a substituição de ingredientes protéicos de origem animal pelos de origem vegetal, têm sido cada vez mais desenvolvidas, uma vez que os ingredientes de origem vegetal possuem cerca de 80% do fósforo na forma de fósforo fítico que não pode ser utilizado, pois a mucosa intestinal dos peixes não secreta fitase (FURUYA; GONÇALVES; FURUYA, 2001).

De acordo com trabalho realizado por Furuya, Gonçalves e Furuya (2001) a adição da enzima fitase, em rações elaboradas com ingredientes de origem vegetal, aumentou a digestibilidade da proteína e a disponibilidade dos minerais, favorecendo o desempenho e diminuindo a descarga de nutrientes para o meio aquático.

Ao técnico responsável pelo cultivo cabe a responsabilidade das estratégias e dietas adequadas para alimentação, a fim de minimizar o acúmulo de resíduos durante o cultivo, evitando assim uma rápida degradação da qualidade da água, de forma a obter um melhor desempenho dos peixes e maior produtividade (KUBITZA, 2003).

As entradas de alimento não devem exceder a capacidade que o viveiro tem de assimilar esses resíduos (BOYD, 2004). A quantidade de ração fornecida aos peixes deve ser suficiente para o bom desenvolvimento dos animais. Portanto, o fornecimento do alimento deve atender as exigências dos peixes em qualidade e quantidade (KUBITZA, 2003).

Assim, a frequência alimentar e a quantidade de alimento (taxa de arrazoamento) a ser oferecido em cada alimentação irá depender do manejo adotado, da espécie e fase de criação, recomendando-se de 2 a 5 vezes ao dia. O horário da alimentação também deve ser padronizado a fim de se condicionar o animal (KUBITZA, 2003).

A alimentação representa o principal fator nos custos de produção (sistema intensivo). Esse alto custo pode ser minimizado com o manejo alimentar adotado e o uso de rações de qualidade e em quantidade apro-

priada. Tanto a falta quanto o excesso são prejudiciais aos peixes pelo não desenvolvimento de seu potencial produtivo (KUBITZA, 2003).

1.3 Importância do Fitoplâncton na Qualidade da Água

A comunidade fitoplanctônica é caracterizada segundo Hoek, Mann e Jahns (1997) por um grupo diversificado de organismos fotossintetizantes ou não, encontrados em ambientes marinhos, de água doce, salobra, solos entre outros; Sendo sua identificação auxiliada principalmente pelos tipos de pigmentos fotossintéticos, produtos de reserva, aspecto da parede celular, morfologia, citologia, ciclo de vida entre outras características.

Muitos fatores bióticos e abióticos contribuem na alteração da comunidade fitoplanctônica; podendo atuar em diferentes escalas de espaço (horizontal e vertical) e tempo (REYNOLDS, 2006).

Na escala espacial horizontal, a vazão, a hidrodinâmica, a morfometria do corpo hídrico e os fatores climáticos (direção e intensidade do vento), são significativos na distribuição das populações planctônicas (SIPAÚBA-TAVARES, 1995).

Em estudo realizado por Zimba, Grimm e Dionigi (2001), comparando a densidade fitoplanctônica em viveiros de diferentes tamanhos, concluíram que os viveiros com tamanho entre 0,04-0,16 ha apresentaram maior diversidade do fitoplâncton comparados a viveiros de 0,3 - 0,6 ha que apresentaram maior concentração de clorofila-a.

Na escala espacial vertical, a penetração da luz na coluna d'água e, conseqüentemente a profundidade da zona eufótica, os processos de estratificação e a mistura da água influenciam a posição dos indivíduos na coluna d'água (SIPAÚBA-TAVARES, 1996).

A sazonalidade do fitoplâncton está diretamente associada às concentrações de fósforo e nitrogênio na água, os quais resultam das práticas de fertilização, manejo ou nas taxas de alimentação nos cultivos comerciais (SIPAUBA-TAVARES, 1995).

Com relação à variabilidade temporal, o desenvolvimento da comunidade obedece a uma escala curta, sendo o tempo de geração dos organismos muito rápido, em algumas cianobactérias este processo pode chegar a 24 horas. Desta forma, esperam-se mudanças na composição e na estrutura em intervalos de tempo de alguns dias (CALIJURI; ALVES; SANTOS, 2006).

As algas e as macrófitas livres flutuantes são os primeiros organismos a assimilar nutrientes (principalmente nitrogênio e fósforo) e contaminantes diretamente da água (YUSOFF; MCNABB, 1997).

O crescimento pode culminar com o aparecimento de florações que são caracterizadas por um crescimento de curta duração do fitoplâncton (algas e cianobactérias), podendo ser de uma ou mais espécies, frequentemente produzindo coloração visível nos corpos d'água naturais, e geralmente liberando metabólitos, os quais podem ou não ser tóxicos a outros organismos (ACIESP, 1997).

As relações entre o enriquecimento da água de viveiro de piscicultura e florações de algas foram estudadas por Mainardes-Pinto e Mercante (2003), que constataram que a entrada de nitrogênio provavelmente promoveu um excessivo crescimento de euglenas.

Cole e Boyd (1986) determinaram o impacto do manejo alimentar sobre a qualidade da água em viveiros de cultivo de *catfish*; o aumento nos valores de clorofila *a* indicaram maior densidade fitoplanctônica proporcionado pelo acúmulo de nutrientes, notadamente o nitrogênio e fósforo, devido ao aumento nos níveis de arraçoamento.

As algas e cianobactérias, quando em grande quantidade populacional, podem oferecer riscos ao ambiente de cultivo, como, por exemplo, causando uma deficiência na disponibilidade de oxigênio dissolvido devido ao desequilíbrio entre os mecanismos de fotossíntese e respiração (ZIMBA; GITELSON, 2006).

Adicionalmente, vários gêneros e espécies de cianobactérias produzem metabólitos secundários bioativos (toxinas). Os organismos aquáticos, uma vez expostos a estas toxinas (hepatotoxina, citotoxina, dermatoxina, neurotoxina) podem acumular e transferir para toda cadeia trófica (SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008).

O outro tipo de metabólito produzido é o que confere sabor e odor na água e nos organismos (*off-flavor*) (SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008). Este metabólito é constituído, principalmente, por terpenóides semi voláteis, a geosmina (trans-1,10-dimetil-trans-9), o MIB (2-metil-isborneol), responsáveis pela maioria das ocorrências de *off-flavor* (GUTTMAN; VAN RIJN, 2008). Segundo Höckelmann e Jüttner (2005) existem fortes evidências da produção de dois novos compostos, por cianobactérias também responsáveis pelo *off-flavor*: hidroxicetonas (sintetizado por fermentação) e o norcarotenóides, incluindo o metabólito β -cyclocytral (oriundo da degradação de carotenóides).

Quando liberados no cultivo são absorvidos através das brânquias, pele ou trato gastrointestinal pelos tecidos com elevada concentração de lipídios (HOWGATE, 2004).

Segundo Tsukamoto e Takahashi (2007), estes metabólitos, não oferecerem riscos à saúde do consumidor, mas conferem sabor e odor desagradáveis, os quais desestimulam o consumo do produto.

As cianobactérias, particularmente as formas filamentosas são responsáveis pela produção de mais de 25% de todos os compostos conhecidos pela produção de *off-flavor*, somando a diversos gêneros de fungos e actinomicetos (SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008; GUTTMAN; VAN RIJN, 2008). Os gêneros conhecidos por produzirem geosmina são *Dolychospermum* (nova nomenclatura para *Anabaena*), *Aphanizomenon*, *Fisheriella*, *Gleiterinema*, *Leiblenia*, *Lyngbya*, *Oscillatoria*, *Phormidium*, *Planktothrix*, *Pseudanabaena*, *Schizothrix*, *Symploca*, *Tychonema* (WATSON, 2003). A substância MIB é produzida pelos gêneros *Hyelia*, *Jagerinema*, *Lyngbya*, *Oscillatoria*, *Phormidium*, *Planktothrix*, *Porphyrosiphon*, *Pseudanabaena*, *Synechococcus*, *Tychonema* (WATSON, 2003). Os gêneros, *Calothrix*, *Rivularia* e *Tolypothrix* são relatados como produtores de hidroxiketonas (HÖCKELMANN; JÜTTNER, 2005). A produção do composto β -ciclocytral foi identificada em amostras de cianobactérias cocóides do gênero *Microcystis* sp. (HÖCKELMANN; JÜTTNER, 2005).

Boyd e Tucker (1998), Gautier, Boyd e Lovell (2002), Klausen et al. (2005) verificaram que a ocorrência de *off-flavor* foi maior no verão quando a atividade das algas e cianobactérias foi alta em resposta às elevadas taxas de arraçoamento.

Segundo Schrader et al. (2005), as comunidades fitoplanctônicas em ambientes altamente eutrofizados são muito instáveis, com mudanças bruscas, caracterizadas por períodos de crescimento rápido, seguido de mortalidade da população e crescimento de outra comunidade. A estruturação da comunidade fitoplanctônica não é sincronizada entre os viveiros. Deste modo, a incidência de problemas severos de *off-flavor* pode ocorrer em um viveiro e não afetar os demais.

Vallod et al. (2007), estudaram os fatores ambientais que poderiam afetar a ocorrência do *off-flavor* na carpa comum, *Cyprinus carpio*, em viveiros escavados em Dombes e Forez (França) e verificaram a presença de *off-flavor*, nos filés dos peixes, durante o período de verão (mês de julho), no qual o aumento da temperatura da água ($> 20^{\circ}\text{C}$), altas concentrações de fósforo na água, somado a estratificação térmica que ocorreu no período, influenciaram o aumento das concentrações das cianobactérias, *Dolichospermum spiroides* e *Dolichospermum flos-aquae*, potenciais produtoras de geosmina. Resultados semelhantes foram obtidos por Robertson e Lawton (2003), Robin et al. (2006).

1.4 *Off-Flavor* em Organismos Aquáticos Cultiváveis

A presença do *off-flavor* nos peixes, termo usado internacionalmente para designar qualquer sabor anormal desagradável em alimentos

e líquidos (VAN DER PLOEG, 1991), pode ser considerada um dos maiores entraves na ascensão da aquicultura continental (DIONIGI ET AL., 1998).

Produtores de *catfish* nos Estados Unidos consideram o *off-flavor* o principal problema na produção, normalmente durante os meses de julho, agosto e setembro (meses quentes), quando aproximadamente 50 a 70% dos peixes, já em tamanho comercial, são rejeitados pelas processadoras por apresentarem este problema (TUCKER, 2000). Em Santa Catarina, os cultivos já apresentam sérios problemas de *off-flavor*, sendo seu processamento de pescado impedido por várias ocasiões, nos verões de 2004-2005 e 2005-2006 (informação verbal)¹.

Os custos diretos do *off-flavor* em 1999 foram de US\$ 47 milhões (TUCKER, 2000) e em 2001 estimados entre US\$15 a 23 milhões (HANSON, 2003). Os custos das perdas indiretas são estimados no acréscimo de US\$ 0,01 a 0,25/kg de peixe produzido (HANSON, 2003). O cálculo destes prejuízos considera o atraso no cronograma de despesca, a redução no crescimento e na eficiência alimentar, bem como o aumento na mortalidade, decorrente de problema de qualidade de água e doenças, ocorridas em função da retenção dos peixes nos viveiros até a redução do *off-flavor* a níveis aceitáveis para despesca, processamento e comercialização (ENGLE; POUNDS; VAN DER PLOEG, 1995).

Diversas espécies de importância econômica apresentam relatos de ocorrência de *off-flavor*, incluindo o vôngole da Luisiana, *Rangia cuneata* (SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008); camarão, *Penaeus (Litopenaeus) vannamei* (ALONSO-RODRIGUEZ; PAÉZ-OZUNA, 2003; LUCIEN-BRUN; VIDAL, 2006); a tilápia, *Oreochromis niloticus* (YAMPAYOON; NOOMHORN, 2000); carpa comum, *Cyprinus carpio* (VALLOD ET AL., 2007); salmão do atlântico, *Salmo salar* (FARMER ET AL., 1995), *Salmo trutta* (TURCHINI ET AL., 2004); truta arco-íris, *Onchorhynchus mykiss* (ROBERTSON ET AL., 2005, ROBERTSON ET AL., 2006, ROBIN ET AL., 2006), *Salmo gairdneri* (FROM; HORLYCK, 1984); *catfish*, *Ictalurus punctatus* (MARTIN ET AL., 1988; PERKINS ET AL., 1997; WALKER; HIGGINBOTHAM, 2000; GAUTIER; BOYD; LOVELL, 2002; ZIMBA; ROWAN; TRIEMER, 2004; SCHRADER; DENNIS, 2005; TUCKER, 2006, BALDIA ET AL., 2007); largemouth bass, *Micropterus salmoides* e esturjão branco, *Acipenser transmontanus* (SCHRADER ET AL., 2005).

¹ Theiss, A. In: II Semana de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina, 2006, Florianópolis. Produção Intensiva de Catfish, *Ictalurus punctatus* (Mini-Curso). p. 54-68.

Existem evidências sobre a relação entre qualidade de água e qualidade do sabor do peixe, no entanto, como observaram Klausen et al. (2005), Robin et al. (2006), os fatores ambientais envolvidos na ocorrência de *off-flavor* ainda não são totalmente conhecidos, mas os pesquisadores acordam que a qualidade da água é negativamente alterada quando ocorre o fenômeno.

A tendência do mercado aquícola é a industrialização do pescado, contemplando as exigências do varejo e dos consumidores quanto à qualidade dos produtos para comercialização, desse modo o produtor precisa estabelecer manejos adequados para manter-se competitivo no mercado.

Nesse sentido, o monitoramento das comunidades de algas e cianobactérias e algas, por meio da sua identificação, quantificação e relação com as variáveis abióticas, nos viveiros de piscicultura comercial, pode auxiliar nas reduções dos gastos adicionais no custo de produção da piscicultura, contribuindo na formação de um histórico dos viveiros estudados, orientando o manejo dos viveiros quanto à prevenção de possíveis ocorrências de problemas relacionados às florações fitoplancônicas, como também fornecendo subsídios para a avaliação da eficiência de uma ração comercial, já que rações com baixa digestibilidade e/ou elevadas concentrações de fósforo contribuem para a eutrofização do ambiente aquático.

OBJETIVOS

OBJETIVO GERAL

Ampliar os conhecimentos sobre o fitoplâncton nos viveiros de aquicultura continental, visando fornecer subsídios para a diminuição da ocorrência de *off-flavor* no pescado.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Identificar e quantificar possíveis espécies de algas e cianobactérias potencialmente causadoras de *off-flavor* e produtoras de cianotoxinas de acordo com literatura;

Capítulo 1 - Flora fitoplanctônica e do sedimento em piscicultura comercial de *catfish*, *Ictalurus punctatus*, no município de Palhoça, SC, Brasil

Corrêa, Rafaela Gordo; Vettorato, Bianca; Oliveira-Nuñer, Alex; Fracalossi, Débora Machado; Laudares-Silva, Roselane;

Considerando que em muitos sistemas aquícolas o florescimento do fitoplâncton vem se tornando um problema adicional, este estudo teve como objetivo identificar o fitoplâncton em viveiros de piscicultura de cultivo comercial de *catfish*. A investigação baseou-se em amostragens mensais na subsuperfície da água e no sedimento de seis viveiros e fonte de abastecimento, no período de abril/2006 a maio/2007. A comunidade fitoplanctônica esteve composta por 228 táxons distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (54), Chrysophyceae (4), Xantophyceae (5), Eustigmatophyceae (2), Bacillariophyta (14); Dinophyceae (2), Euglenophyceae (18), Chlorophyceae (75), Ulvophyceae (1), Zignematophyceae (53). O predomínio do fitoplâncton foi do grupo das Chlorophyceas da ordem Chlorococcales (63 táxons) e para o sedimento o grupo das Cyanobacteria com 31 táxons identificados. As algas e cianobactérias, quando em grande quantidade populacional, podem oferecer riscos ao ambiente de cultivo, dentre as causas, a deficiência na disponibilidade de oxigênio dissolvido, produção de toxinas e metabólitos que conferem sabor e odor no organismo cultivado e na água. As espécies identificadas relacionadas à ocorrência de toxinas e *off-flavor* de acordo com a literatura foram: *Dolichospermum macrospora*, *Dolichospermum viguieri*, *Gleiterinema amphibium*, *Gleiterinema splendidum*, *Jaaginema quadripunctulatum*, *Microcystis aeruginosa*, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria tenuis*, *Phormidium breve*, *Phormidium formosum*, *Phormidium granulatum*, *Pseudanabaena limnetica*. Os resultados ressaltam a importância do monitoramento nas atividades aquícolas evitando possíveis riscos de contaminação por toxinas, ou mesmo prejuízos econômicos, como a ocorrência de *off-flavor* ou a mortalidade dos organismos cultivados.

Palavras-chave: biodiversidade, fitoplâncton, piscicultura, *off-flavor*, toxinas

INTRODUÇÃO

A comunidade fitoplanctônica é o grupo de organismos fotossintetizantes predominante em tanques de piscicultura. São componentes essenciais na maioria dos sistemas aquícolas, pois além de constituírem a base da cadeia alimentar, atuam mantendo as condições ambientais adequadas para o cultivo, através do aporte de oxigênio dissolvido e na participação do processo de ciclagem dos nutrientes (BOYD, 1990).

Dentre os grupos que constituem o fitoplâncton, as cianobactérias estão entre as maiores preocupações aos aquicultores, pois estão frequentemente associadas a florações nos viveiros de piscicultura. Essa associação ocorre em virtude das habilidades específicas do grupo, que se adaptam as condições normalmente encontradas neste tipo de ambiente (SEVRIN-REYSSAC; PLETIKOSIC, 1990).

Quando em altas densidades, as cianobactérias provocam efeitos adversos, como a produção de metabólitos secundários bioativos (toxinas) e metabólitos que conferem sabor e odor na água e nos organismos cultivados (*off-flavor*) (SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008), efeitos estes comprovados por Brown e Boyd (1982), Martin et al. (1988), English, Schwedler e Dyck (1994), Eler et al. (2001, 2006, 2009), Magalhães, Soares e Azevedo (2001), Schrader e Dennis (2005), Robin et al. (2006), Vallod et al. (2007), Xu et al. (2010).

Os organismos aquáticos, uma vez expostos a estas toxinas (hepatotóxina, citotóxina, dermatóxina, neurotoxina) podem acumular e transferi-las para toda a cadeia trófica (HARADA, 2004). Os outros tipos de metabólitos produzidos e, responsável pela maioria das ocorrências de *off-flavor*, são constituídos, principalmente, por terpenóides semi voláteis, a geosmina (trans-1,10-dimetil-trans-9), o MIB (2-metil-isoborneol), β -ciclocytral e hidroxicetonas (KRISHNANI; RAVICHANDRAN; AYYAPPAN, 2008).

A estrutura e dinâmica do plâncton constituem uma importante via de fluxo energético dentro dos ambientes aquáticos. A análise de sua composição e densidade é muito importante, na medida em que permite detectar, em parte, as mudanças que estão acontecendo nesses ecossistemas, tanto ambientais (como no grau de trofia) ou nas interações biológicas (MELÃO; ROCHA; ROCHE, 2005).

Deste modo, trabalhos relacionados à taxonomia da comunidade fitoplanctônica podem contribuir sobre dois aspectos: primeiramente, o da ciência básica (taxonomia) e estudos ecológicos (dinâmica populacional), visando fornecer subsídios para o melhor conhecimento do funcionamento dos ecossistemas; como segundo aspecto, a ciência aplicada,

a qual utiliza os dados relativos aos estudos básicos no desenvolvimento de tecnologia nos ambientes aquáticos (MELÃO; ROCHA e ROCHE, 2005).

No Brasil, os estudos sobre a composição fitoplanctônica em ambientes de cultivo estão concentrados na região sudeste, inicialmente com Sipaúba-Tavares, Ligeiro e Durigan (1995) e posteriormente com Matsuzaki, Mucci e Rocha (2004), Gentil, Tucci e Sant' Anna (2008), Lachi e Sipaúba-Tavares (2008), entre outros. O Estado de Santa Catarina, embora ocupe lugar de destaque no cenário da aquicultura continental nacional, contribuindo com 10,9% do pescado cultivado comercializado (MPA, 2010), possui um conhecimento muito escasso neste tipo de ambiente, destacar-se um único estudo para o Estado realizado por Alves-da-Silva e Tamanaha (2008) sobre a ocorrência de Euglenophyceae pigmentadas em rizipiscicultura na Região do Vale do Itajaí.

Nesse sentido, o objetivo do presente trabalho foi identificar a flora fitoplanctônica em viveiros de cultivo de *catfish*, ressaltando as espécies potencialmente produtoras de *off-flavor* bem como de toxinas presentes, com o intuito de subsidiar estudos que permitam a compreensão da estrutura e dinâmica do fitoplâncton neste sistema.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi baseado no levantamento de 132 amostras, coletadas no período de abril de 2006 a maio de 2007, no canal de abastecimento de água e em seis viveiros de uma piscicultura de *catfish* (27°53'41.25" S e 48°41'49.49" W), localizada no município de Palhoça (Figura 1).

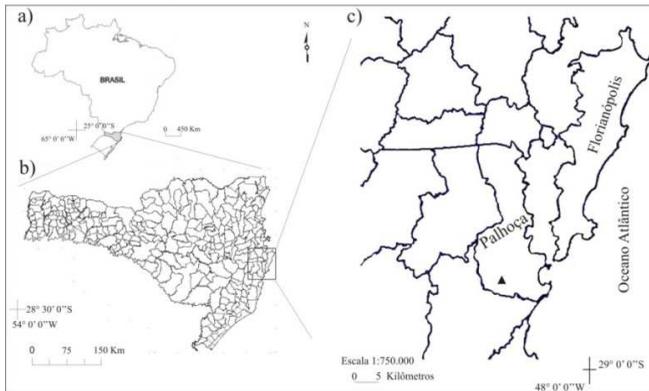


Figura 1. a) Localização do Estado de Santa Catarina; b) Detalhe do Estado de Santa Catarina; c) Detalhe da área da pesquisa mostrando a localização da piscicultura no mapa (triângulo).

A piscicultura possui 42 viveiros, abrangendo 30 ha de lâmina de água. Os tanques analisados possuem área aproximada de 4.500 m², e máximas profundidades entre 1m e 1,5 m.

As amostras de fitoplâncton foram coletadas com rede de plâncton com abertura de malha de 25 µm, abrangendo a camada subsuperficial. As amostras foram acondicionadas em frascos de 100 ml e fixadas com formaldeído 4%.

As algas e cianobactérias epipélicas foram analisadas e identificadas vivas, através de amostras superficiais do cultivo do sedimento dos viveiros. As coletas foram realizadas com a utilização de uma draga de 375 cm² de área, o material foi acondicionado em sacolas plásticas. As amostras de água dos respectivos viveiros foram armazenadas em garrafas de polietileno. Todos os materiais coletados foram acondicionados em caixa de isopor com gelo e transportados ao Laboratório de Ficologia (Departamento de Botânica, CCB/UFSC). Em laboratório, foi preparado o cultivo deste material, no qual uma subamostra dos sedimentos coletados foi colocada em placas de Petri com a respectiva água

do viveiro, sendo que a água perdida por evaporação foi repostada quando necessário.

Os táxons foram identificados analisando-se as características morfológicas e morfométricas da vida vegetativa e reprodutiva sob fotomicroscópio Olympus BX-50. A análise qualitativa das amostras envolveu a confecção de lâminas e posterior identificação até a suficiência amostral, ou seja, até o esgotamento da identificação de novos táxons no ponto amostral analisado.

O enquadramento taxonômico geral do fitoplâncton foi realizado segundo Hoeck, Mann e Jahns (1995). Para as categorias taxonômicas infra-classes e identificação dos táxons foram utilizadas obras especializadas para cada grupo, principalmente: Azevedo e San't Anna (1993), Desikachary (1959), Komárek e Anagnostidis (1999, 2005), Komarková-Legnerová e Eloranta (1992), Wacklin, Hoffmann e Komárek (2009) para Cyanophyceae; Popovský e Pfiester (1990) para Dinophyceae; Huber-Pestalozzi (1955), Tell e Conforti (1986) para Euglenophyceae; Hegewald (2000), Komárek e Fott (1983), Sant'Anna (1984) para Chlorophyceae; Bicudo (1969), Förster (1969, 1982), Franceschini (1992), Franceschini e Couté (1992) para Zygnematophyceae; Ettl (1978) para Xantophyceae; Huber-Pestalozzi (1941) para Chrysophyceae; Round, Crawford e Mann (1990) para Bacillariophyceae.

Para todos os táxons inventariados os limites métricos estão abreviados da seguinte forma: diâm.= diâmetro; compr.= comprimento; larg.= largura; het.=heterocito; acin.= acineto; ist.= istmo, proc.= processo, esp.=espinho.

As amostras do fitoplâncton e do sedimento foram depositadas no Herbário FLOR do Departamento de Botânica da UFSC.

RESULTADOS

A análise qualitativa das amostras permitiu a identificação de 228 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (54), Chrysophyceae (4), Xantophyceae (5), Eustigmatophyceae (2), Bacillariophyta (14); Dinophyceae (2), Euglenophyceae (18), Chlorophyceae (75), Ulvophyceae (1), Zignematophyceae (53) (Figura 2). A comunidade fitoplanctônica foi caracterizada pelo predomínio do grupo das Chlorophyceae da ordem Chlorococcales (65 táxons), para o sedimento houve o predomínio do grupo das Cyanobacteria com 31 táxons identificados.

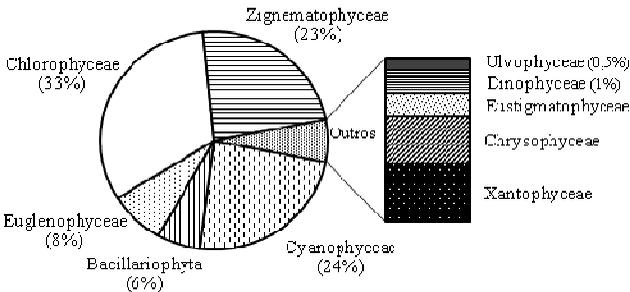


Figura 2. Contribuição percentual do número de táxons fitoplanctônicos por classe taxonômica em cultivo comercial de *catfish*, no período de abril de 2006 a maio de 2007.

Abaixo, segue a lista dos táxons inventariados:

Cyanobacteria

Cyanophyceae

Aphanocapsa holsatica (Lemmermann) Cronberg et Komárek

Basônimo: *Clathrocystis holsatica* Lemmermann

(Pr.I, fig.1)

Células 0,8-1 µm diâm.

Aphanocapsa cf. *koordersii* Strøm

(Pr.I, fig.2)

Células 2,5-3,7 µm diâm.

Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun

Basônimo: *Coccochloris stagnina* Spreng.

(Pr.I, fig.3)

Colônias 360 x 120 µm; células 2,5-5 µm compr., 2,5-3,6 µm larg.

Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli

Basônimo: *Protococcus turgidus* Kützing

Células 12,5 µm diâm.

Dolichospermum macrosporum (Klebahn) Wacklin, Hoffmann & Komárek

Basônimo: *Anabaena macrospora* Klebahn

(Pr.I, fig.4)

Células 3-6 µm compr., 4-6 µm larg.; het. esféricos 6-8 µm diâm.; acin. 20,4-25,2 µm compr., 9,6 µm larg.

***Dolichospermum* sp.**

(Pr.I, fig.5)

Células 4-5 µm compr., 4-5 µm larg.; acin. 7,2 µm compr., 4,8 µm larg.

Dolichospermum viguieri (Denis et Frémy) Wacklin, Hoffmann & Komárek

Basônimo: *Anabaena viguieri* Denis et Frémy

(Pr.I, fig.6)

Células 5-6,25 µm compr., 4,5-5,5 µm larg.; het. esférico 5,5 µm diâm.; acin. 18,5-20 µm compr., 10,5-12 µm larg.

Dolichospermum* cf. *weneri (Brunnthaler) Wacklin, Hoffmann & Komárek

Basônimo: *Anabaena weneri* Brunnthaler

(Pr.I, fig.7)

Células 5 µm compr., 4-7,5 µm larg.; het. intercalares, equidistantes, arredondados 5-6,25 µm diâm.; acin. 10,5-15 µm compr., 7,5 µm larg.

Geitlerinema amphibium (Agardh ex Gomont) Anagnostidis

Basônimo: *Oscillatoria amphibia* Agardh ex Gomont

(Pr.I, fig. 8)

Células 6-10 µm compr., 3 µm larg.

Geitlerinema* cf. *lemmermannii (Woloszńska) Anagnostidis

Basônimo: *Oscillatoria lemmermannii* Woloszńska

(Pr.I, fig. 9)

Células 3,6-7,2 μm compr., 3-3,6 μm larg.***Geitlerinema splendidum*** (Greville ex Gomont) AnagnostidisBasônimo: *Oscillatoria splendida* Greville ex Gomont

(Pr.I, fig. 10)

Células 2,4-5 μm compr., 2- 2,5 μm larg.; células 1-2 vezes mais longas que largas.***Geitlerinema unigranulatum*** (R. N. Singh) Komárek et AzevedoBasônimo: *Oscillatoria quadripunctata* var. *unigranulata* R. N. Singh

(Pr.I, fig. 11)

Células 5-6 μm compr., 2 μm larg.***Haphalosiphon*** sp.

(Pr.I, fig. 12)

Células 8-16,8 μm compr., 5-8,5 μm larg.***Jaaginema quadripunctulatum*** (Brühl et Biswas) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Oscillatoria quadripunctulata* Brühl et Biswas

(Pr.II, fig.13)

Células 2-4 μm compr., 2 μm larg.***Johannebaptistia pellucida*** (Dickie) Taylor et DrouetBasônimo: *Hormospora pellucida* Dickie

(Pr.II fig.14)

Células 2,8-4,3 μm compr., 2-5,5 μm larg.***Komvophoron constrictum*** (Szafer) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Oscillatoria constricta* Szafer

(Pr.II, fig.15)

Células 4,5-5 μm compr., 2,5-3 μm larg.***Komvophoron schmidlei*** (Jaag) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Pseudanabaena schmidlei* Jaag

(Pr.II, fig.16)

Células 4-5 μm compr., 5 μm larg.***Komvophorum*** cf. *skujae* Anagnostidis

(Pr.II, fig.17)

Células 5-6 μm compr., 5 μm larg.

***Loefgrenia* sp.**

(Pr.II, fig.18)

Células 3-3,6 μm compr., 7,2-9 μm larg.***Lynghya martensiana* Meneghini ex Gomont**

(Pr.II, fig.19)

Células 3-3,6 μm compr., 7,2-9 μm larg.***Merismopedia glauca* (Ehrenberg) Kützing**Basônimo: *Gonium glaucum* Ehrenberg

(Pr.II, fig.20)

Diâm. colônia 45x 37,5 μm ; células 6,25-7,5 μm compr., 5 μm larg.***Microcoleus paludosos* Gomont ex Gomont**Células 7,2-10 μm compr., 4,8-5 μm larg.***Microcoleus* sp.**

(Pr.II, fig.21)

Células 4-5 μm compr., 4-5 μm larg.***Microcystis aeruginosa* (Kützing) Kützing**Basônimo: *Micaloa aeruginosa* Kützing

(Pr.II, fig.22)

Colônias μm diâm; células 2,4-3,6 μm diâmetro***Microcystis flos-aquae* (Wittrock) Kirchner**Basônimo: *Polycystis flos-aquae* Wittrock

(Pr.II, fig.23)

Colônias μm ; células 1,2-2,4 μm diâm.***Microcystis protocystis* Crow**

(Pr.III, fig.24)

Células 3,5-5,5 μm diâm.***Oscillatoria gracile* Azevedo & Sant'Anna**

(Pr.III, fig.25)

Células 3-3,75 μm compr., 8-8,7 μm larg.

Oscillatoria limosa Agardh ex Gomont
(Pr.III, fig.26)
Células 3,6-5 μm compr., (6) 8-11,5 μm larg.

Oscillatoria ornata Kützing ex Gomont
(Pr.III, fig.27)
Células 2-5 μm compr., 10-12 μm larg.

Oscillatoria proboscidea Gomont ex Gomont
(Pr.III, fig.28)
Células 2,8-3,6 μm compr., 9,6-11 μm larg.

***Oscillatoria* sp1.**
(Pr.III, fig.29)
Células 2,5-3,7 μm compr., 5-8 μm larg.

***Oscillatoria* sp2.**
(Pr.III, fig.30)
Células 1,9-2,4 μm compr., 8,4-10 μm larg.

Oscillatoria subbrevis Schmidle
(Pr.III, fig.31)
Células 1,9-2,5 μm compr., 4,8 μm larg.

Oscillatoria tenuis Agardh ex Gomont
(Pr.III, fig.32)
Células 1,9-2,5 μm compr., 4,8 μm larg.

Phormidium breve (Kützing ex Gomont) Anagnostidis et Komárek
Basônimo: *Oscillatoria brevis* Kützing ex Gomont
(Pr.III, fig.33)
Células 3-4 μm compr., 4-5 μm larg.

Phormidium chlorinum (Kützing ex Gomont) Anagnostidis
Basônimo: *Oscillatoria chlorina* Kützing ex Gomont
(Pr.III, fig.34)
Células 3-4 μm compr., 3,6-5 μm larg.

Phormidium* cf. *crouani Gomont

(Pr.III, fig.35)

Células 4,8-7,2 (9,6) μm compr., 6-7,2 μm larg.***Phormidium* cf. *curviceps*** Agardh ex Gomont var. *angusta* Ghose

(Pr.IV, fig.36)

Células 3,5-4 μm compr., 4 μm larg.***Phormidium formosum*** (Bory ex Gomont) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Oscillatoria formosa* Bory ex Gomont

(Pr.IV, fig.37)

Células 3,6-5 μm compr., 3,6-7 μm larg.***Phormidium* cf. *granulatum*** (Gardner) AnagnostidisBasônimo: *Oscillatoria granulata* Gardner

(Pr.IV, fig.38)

Células 2,5-5 μm compr., 3,6-5 μm larg.***Phormidium* cf. *interruptum*** Kützing ex Gomont

(Pr.IV, fig.39)

Células 4-5 μm compr., 5 μm larg.***Phormidium irriguum*** (Kützing ex Gomont) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Oscillatoria irrigua* Kützing ex Gomont

(Pr.IV, fig.40)

Células 2,5-5 μm compr., 7,2-10 (13) μm larg.***Phormidium* sp.**

(Pr.IV, fig.41)

Células 4-5 μm compr., 4-5 μm larg.***Phormidium* cf. *terebriforme*** (Agardh ex Gomont) Anagnostidis et KomárekBasônimo: *Oscillatoria terebriformis* Agardh ex Gomont

(Pr.IV, fig.42 e 43)

Células 3-4 μm compr., 4-5 μm larg.***Phormidium tergestinum*** (Kützing) Anagnostidis et Komárek

Basônimo: *Oscillatoria tergestina* Kützing
(Pr.IV, fig.44)

Células 2,5-5 µm compr., 3,6-5 µm larg.

***Planktothrix* sp1.**

(Pr.IV, fig.45)

Células 2,5-5 µm compr., 4,8-9,6 µm larg.

***Planktothrix* sp2.**

(Pr.IV, fig.46)

Células 3,6-5 µm compr., 7,2-9 µm larg.

***Pseudanabaena galeata* Böcher**

(Pr.IV, fig.47)

Células 4-6 µm compr., 2 µm larg.

***Pseudanabaena limnetica* (Lemmermann) Komárek**

Basônimo: *Oscillatoria limnetica* Lemmermann

(Pr.IV, fig.48)

Células 4-6 µm compr., 2 µm larg.

***Pseudanabaena minima* (G. S. An) Anagnostidis**

Basônimo: *Achroonema minima* G. S. An

Células 2,5-5 µm compr., 1,2-2,5 µm larg.

***Pseudanabaena mucicola* (Naumann et Huber-Pestalozzi) Schwabe**

Basônimo: *Phormidium mucicola* Naumann et Huber-Pestalozzi

(Pr.IV, fig.49)

Células 2-4 µm compr., 2 µm larg.

***Spirulina major* Kützing ex Gomont**

Tricomas 1,5 µm diâm.; espiras 3,8 µm distantes uma das outras, 3,8 µm altura

***Spirulina princeps* West et G. S. West**

(Pr.IV, fig.50)

Tricomas 4-5 µm diâm.; espiras 9,6-11 µm distantes uma das outras, 12 µm altura.

***Tychonema bourrellyi* (Lund) Anagnostidis et Komárek**

Basônimo: *Oscillatoria bourrellyi* Lund

(Pr.V, fig.51)

Células 5-6,2 μm compr., 4- 4,5 μm larg.

Heterokontophyta

Chrysophyceae

Dinobryon divergens Imhof

(Pr.V, fig.52)

Células 36-45 μm compr., 9,6-10 μm larg.

Mallomonas sp1.

(Pr.V, fig.53)

Células 10-17,5 μm compr., 6,2-8,7 μm larg.

Mallomonas sp2.

(Pr.V, fig.54)

Células 10-17,5 μm compr., 6,2-8,7 μm larg.

Synura sp.

(Pr.V, fig.55 e 56)

Células 36-45 μm compr., 9,6-10 μm larg.

Xanthophyceae

Goniochloris fallax Fott

Células 24-39,5 μm compr., 18-29,2 μm larg.

Isthmochloron gracile (Reinsch) Skuja

Basônimo: *Polyedrium gracile* Reinsch

(Pr.V, fig.57 e 58)

Células 37,5-42,5 μm compr., 37,5-40 μm larg.

Isthmochloron lobulatum (Nägeli) Skuja

Basônimo: *Polyedrium lobulatum* Nägeli

Células 22,5-35 μm compr., 22,5-35 μm larg.

Tetraplektron sp.

(Pr.V, fig.59)

Células 35-60 μm compr., 17,5-20 μm larg., istmo 6,25-15 μm

Tetraplektron torsum (Skuja) Dedusenko Scegoleva

Basônimo: *Tetrakentron torsum* Skuja
 Células 37-50 μm compr., 16-20 μm larg.

Eustigmatophyceae

Pseudostaurastrum enorme (Ralfs) Chodat
 Basônimo: *Staurastrum enorme* Ralfs
 (Pr.VI, fig.60 e 61)

Células 25-30 μm compr.

Pseudostaurastrum limneticum (Borge) Chodat
 Basônimo: *Tetraedron limneticum* Borge
 (Pr.VI, fig.62)

Células 45-50 μm compr.

Baccilariophyceae

Aulacoseira sp.
 (Pr.VI, fig.63)

Valvas 17,6-18,5 μm compr., 5,2-8 μm larg.

Aulacoseira granulata (Ehrenberg) Simonsen
 Basônimo: *Gaillonella granulata* Ehrenberg
 (Pr.VI, fig.64)

Valvas 14,1-25 μm compr., 5 μm larg.; esp. 7,3 μm .

Discostella stelligera (Cleve & Grunow) Houk & Klee
 Basônimo: *Cyclotella stelligera* Cleve & Grunow
 (Pr.VI, fig.65)

Valvas 7,5-12,5 μm diâm.

Cyclotella meneghiniana Kützing
 Valvas 12-15 μm diâm.

Desmogonio sp.
 Valvas 104-184,8 μm compr., 4,1-6,2 μm larg.

***Eunotia* sp.**

(Pr. VI, fig.66)

Valvas 111-150 μm compr., 1,8-6 μm larg.***Fragilaria* sp.**

(Pr. VI, fig.67)

Valvas 47,5-110 μm compr., 2-2,5 μm larg.***Frustulia* sp.**

(Pr. VI, fig.68)

Valvas 22,5-55 μm compr., 5-12,5 μm larg.***Gomphonema* sp.**Valvas 35-43,6 μm compr., 4,1-5 μm larg.; vista conectival 35-43,6 μm compr., 3,7-4 μm larg.***Melosira* sp.**Valvas 22,5-55 μm compr., 5-12,5 μm larg.***Pinnularia* sp.**

(Pr. VI, fig.69)

Valvas 51-54 μm compr., 6-7,5 μm larg.; vista conectival 51-54 μm compr., 9,4-10 μm larg.***Stenopterobia* sp.**Valvas 157,5 μm compr., 7,5 μm larg.***Surirella* sp.**Valvas 87,5-118,7 μm compr., 28,7-62,5 μm larg.***Ulnaria ulna* (Nitzsch) P.Compère**Basônimo: *Bacillaria ulna* NitzschValvas 60-68,5 μm compr., 7,5-8,7 μm larg.; vista conectival 60-68,5 μm compr., 5-6 μm larg.**Cryptophyta****Cryptophyceae*****Cryptomonas* sp1.**

(Pr. VI, fig.70)

Células 23,7 µm compr., 10 µm larg.

Cryptomonas sp2.

(Pr. VII, fig.71)

Células 14-15 µm compr., 6-6,5 µm larg.

Dinophyta**Dinophyceae***Peridinium gatunense* Nygaard

(Pr. VII, fig.72 e 73)

Células 65-70 µm compr., 35-65 µm larg.

Peridinium volzii Lemmermann

Células 50,5-56,3 µm compr., 51,3-73 µm larg.

Euglenophyta**Euglenophyceae***Colacium vesiculosum* Ehrenberg

(Pr. VII, fig.74)

Células 17,5-18,7 µm compr., 6,2-7,5 µm larg.

Euglena acus Ehrenberg

(Pr. VII, fig.75)

Células 107,5-113 µm compr., 16,7-18 µm larg.

Euglena sp1.

(Pr. VII, fig.76)

Células 30,8-32 µm compr., 14,2-16 µm larg.

Euglena sp2.

(Pr. VII, fig.77)

Células 29,7-40 µm compr., 8,4-12,4 µm larg.

Euglena sp3.

(Pr. VII, fig.78)

Células 38 µm compr., 20 µm larg.

***Euglena* sp4.**

(Pr.VIII, fig.79)

Células 69 µm compr., 21 µm larg.

***Euglena spirogyra* Ehrenberg**

(Pr.VIII, fig.80)

Células 73,4-76,2 µm compr., 14,3-15 µm larg.

***Lepociclis texta* var. *richiana* (Conrad) Huber-Pestalozzi**Basônimo: *Lepocinclis ovum* var. *richardiana* Conrad

Células 43,2-45 µm compr., 24-26 µm larg.

***Lepocinclis salina* Fritsh**

(Pr.VIII, fig.81)

Células 28,8-36 µm compr., 20,4-27,6 µm larg.

***Phacus contortus* Bourrely**

Células 36-38,4 µm compr., 28,8 µm larg.

***Phacus curvicauda* Swirenko**

(Pr.VIII, fig.82)

Células 30-37,5 µm compr., 23,2-30 µm larg.

***Phacus orbicularis* Hübner**

(Pr.VIII, fig.83)

Células 30-60 µm compr., 30-48,7 µm larg.

***Phacus longicauda* (Ehrenberg) Dujardin**Basônimo: *Euglena longicauda* Ehrenberg

(Pr.VIII, fig.84)

Células 72-85 µm compr., 36-40 µm larg.

***Phacus pleuronectes* (O. F. Müller) Dujardin**Basônimo: *Cercaria pleuronectes* O.F.Müller

Células 25-52,5 µm compr., 24-37,5 µm larg.

***Phacus tortus* (Lemmermann) Skvortoz**Basônimo: *Phacus longicauda* (Ehrenberg) Dujardin var. *torta* Lemmermann

Células 45-67,5 µm compr., 27,5-47,5 µm larg.

Phacus undulatus (Skvortoz) Pochmann
 Basônimo: *Phacus anocoelus* var. *undulata* Skvortoz
 (Pr.VIII, fig.85)

Células 51,2 µm compr., 32,5 µm larg.

Trachelomonas* cf. *volvocinopsis Swirenko
 (Pr.VIII, fig.86)

Células 25 µm diâm.

Trachelomonas raciborskii Woloszńska
 (Pr.VIII, fig.87)

Células 32,5 µm compr., 25 µm larg.

Chlorophyta

Chlorophyceae

Ankistrodesmus bernardii Komárek
 (Pr.IX, fig.88)

Células 50-80 µm compr., 2-3 µm larg.

Ankistrodesmus bribraianus (Reinsch) Koršikov
 Basônimo: *Selenastrum bribraianus* Reinsch
 (Pr.IX, fig.89)

Células 14,3-15 µm compr., 3,7-4,5 µm larg.

Ankistrodesmus gracilis (Reinsch) Koršikov
 Basônimo: *Selenastrum gracilis* Reinsch
 (Pr.IX, fig.90)

Células 20,8-25,6 µm compr., 1,2 µm larg.

Ankyra judayi (G. M. Smith) Fott
 Basônimo: *Schroederia judayi* G. M. Smith
 Células 35-40- µm compr., 2,5 µm larg.

Botryococcus braunii Kützing
 (Pr.IX, fig.91)

Células 20,8-25,6 µm compr., 1,2 µm larg.

***Botryococcus* sp.**

(Pr.IX, fig.92)

Células 5 µm compr., 3-4µm larg.

Botryospharella sudetica (Lemmermann) Silva

Basônimo: *Botryococcus sudeticus* Lemmermann

Células mãe 6-12 µm diâm.; autósporo 2-4 µm diâm.

Characium sp.

(Pr.IX, fig.93)

Células 21,2-24 µm compr., 3 µm larg.

Closteriopsis longissima (Lemmermann) Lemmermann

Basônimo: *Closterium pronum* var. *longissima* Lemmermann

Células (93,6) 200-230 µm compr., 2-5 µm larg.

Coelastrum astroideum De Notaris

Células 5-7,5 µm compr., 5 µm larg.

Coelastrum microporum Nägeli

Células 6-7,5 µm diâm.

Coelastrum proboscideo Bohlin

(Pr.IX, fig.94)

Células 6-7,5 µm compr., 6-8,4 µm larg.

Coelastrum pseudomicroporum Koršikov

(Pr.IX, fig.95)

Células 6,8-14 µm compr., 7,5-9,3 µm larg.

Coelastrum reticulatum (Dangeard) Senn

Basônimo: *Hariotina reticulata* Dangeard

(Pr.IX, fig.96)

Células 6-10 µm diâm.

Coelastrum sphaericum Nägeli

(Pr.X, fig.97)

Células 6-7,5 µm compr., 6-8 µm larg.

Crucigenia fenestrata (Schmidle) Schmidle

Basônimo: *Staurogenia fenestrata* Schmidle

Células 4,5-6,2 μm compr., 5-7 μm larg.

Crucigenia tetrapedia (Kirchner) West & G. S. West

Basônimo: *Staurogenia tetrapedia* Kirchner

(Pr.X, fig.98)

Células 2,4-5,5 μm compr., 2,5-3,6 μm larg.

Crucigeniella crucifera (Wolle) Komárek

Basônimo: *Staurogenia crucifera* Wolle

(Pr.X, fig.99)

Células 2,4-5,5 μm compr., 2,5-3,6 μm larg.

Crucigeniella pulchra (West & G. S. West) Komárek

Basônimo: *Crucigenia pulchra* W. & G. S. West

(Pr.X, fig.100)

Células 5,5-6,2 μm compr., 3-7 μm larg.

Desmodesmus abundans (Kirchner) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus caudatus* f. *abundans* Kirchner

Células 12,5-16,8 μm compr., 4,8-6 μm larg., esp. 2,5-3,2 μm compr.

Desmodesmus armatus var. *bicaudatus* (Guglielmetti) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus acutiformis* var. *bicaudatus* Guglielmetti

Células 7,5-10 μm compr., 2-2,7 μm larg., esp. 4,8-7,2 μm compr.

Desmodesmus communis (Hegewald) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus communis* Hegewald

(Pr.X, fig.101)

Células 8,3-17,5 μm compr., 2,5-6,2 μm larg., esp. 9-15 μm compr.

Desmodesmus denticulatus (Lagerheim) An, Friedl et Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus denticulatus* Lagerheim

Células 20-22,5 μm compr., 7,5-10 μm larg.

Desmodesmus denticulatus var. *linearis* (Hansgirg) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus denticulatus* var. *linearis* Hansgirg

(Pr.X, fig.102)

Células 11-14,4 μm compr., 3-7,2 μm larg.

Desmodesmus cf. *dispar* (Brébisson) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus dispar* Brébisson

(Pr.X, fig.103)

Células 7,5-10 μm compr., 2,5 μm larg., esp. 2-4 μm compr.

Desmodesmus maximus (W. et G. S. West) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus quadricauda* var. *maximus* W. et G. S. West

Células 10-18,7 μm compr., 3,7-6,2 μm larg., esp. 7,5-16 μm compr.

Desmodesmus opoliensis (P. Richter) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus opoliensis* P. Richter

Células 10-12 μm compr., 2,5-5 μm larg., esp. 10-12 μm compr.

Desmodesmus opoliensis var. *monoensis* (Chodat) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus opoliensis* var. *monoensis* Chodat

Células 15-16,8 μm compr., 4,8-5 μm larg., esp. 15-24 μm compr.

Desmodesmus spinosus (Chodat) Hegewald

Basônimo: *Scenedesmus spinosus* Chodat

Células 6-9,6 μm compr., 2-3 μm larg., esp. 5-7,2 μm compr.

Didmocystis fina Komárek

Células 5-6 μm compr., 1,5-2 μm larg.

Dictyosphaerium ehrenbergianum Nägeli

(Pr.X, fig.104)

Células 2,5-3,8 diâm.

Dictyosphaerium elegans Bachmann

Células 4-5 μm compr., 2 μm larg.

Dictyosphaerium pulchellum Wood

(Pr.XI, fig.105)

Células (3) 7 μm diâm.

Dimorphococcus cordatus Wolle

Células 12-14,4 μm compr., 6-7 μm larg.

Eutetramorus fottii (Hindák) Komárek

Basônimo: *Coenococcus fottii* Hindák

(Pr.XI, fig.106)

Células 4,8-12 μm diâm.

Gloeocystis polydermatica (Kützing) Hindák
 Basônimo: *Gloeocapsa polydermatica* Kützing
 (Pr.XI, fig.107)

Células 7-12,5 μm compr., 5,5-7,5 μm larg.

Golenkiniopsis solitaria (Koršikov) Koršikov
 Basônimo: *Golenkinia solitaria* Koršikov
 Células 10-12,4 μm diâmetro, espinho 13-14,5 μm compr.

Kirchneriella contorta (Schmidle) Bohlin
 Basônimo: *Kirchneriella obesa* var. *contorta* Schmidle
 (Pr.XI, fig.108)

Células 7-12,5 μm compr., 5,5-7,5 μm larg.

Kirchneriella diana (Bohlin) Comas var. **major** (Koršikov) Comas
 Basônimo: *Kirchneriella intermedia* Koršikov var. *major* Koršikov
 Células 5-6,25 μm compr., 2,5 μm larg.

Kirchneriella lunaris (Kirchner) Möbius
 Basônimo: *Raphidium convolutum* var. *lunare* Kirchner
 Células 7,5-8 μm compr., 2,5-3,1 μm larg.

Kirchneriella irregularis (G. M. Smith) Koršikov
 Basônimo: *Kirchneriella lunares* var. *irregularis* G. M. Smith
 (Pr.XI, fig.109)

Células 10-12,5 μm compr., 2,5-3,5 μm larg.

Kirchneriella* cf. *obesa (W. West) Schmidle
 Basônimo: *Selenastrum obesum* W. West
 Células 7,5-8 μm compr., 5-6,25 μm larg.

Largeheimia ciliata (Lagerheim) Chodat
 Basônimo: *Oocystis ciliata* Lagerheim
 (Pr.XI, fig.110)

Células 12-15 μm compr., 7,5 μm larg.

Monoraphidium contortum (Thuret) Komárková-Legnerová
 Basônimo: *Ankistrodesmus contortus* Thuret
 Células 18,7-20 μm compr., 1 μm larg.

Monoraphidium griffithii (Berkeley) Komárková-Legnerová

Basônimo: *Closterium griffithii* Berkeley
(Pr.XI, fig.111)

Células (38)50-60 μm compr., 2,5 μm larg.

Monoraphidium minutum (Nägeli) Komárková-Legnerová

Basônimo: *Raphidium minutum* Nägeli
(Pr.XI, fig.112)

Células 8-11 μm compr., 2,5-5 μm larg.

Monoraphidium* cf. *subclavatum Nygaard

(Pr.XII, fig.113)

Células 12-15 μm compr., 3-4 μm larg.

Monoraphidium tortile (West & G. S. West) Komárková.-Legnerová

Basônimo: *Ankistrodesmus tortilis* W. & G. S. West
(Pr.XII, fig.114)

Células (7,2) 12,5-17 μm compr., 1,2-2 μm larg.

***Oedogonium* sp.**

Foram encontrados apenas filamentos estéreis.

Células 48,7-50 μm compr., 4,7-5 μm larg.

Oocystis borgei Snow

Células 9,6-14,6 μm compr., 7,2-10,2 μm larg.

Oocystis lacustris Chodat

(Pr.XII, fig.115)

Células 7,2-10 μm compr., 4-7,2 μm larg.

Oocystis marssonii Lemmermann

(Pr.XII, fig.116)

Células 10-12,5 μm compr., 5-6,2 μm larg.

Pediastrum duplex* var. *duplex Meyen

Cenóbio 32-60 μm de diâm; células 9,6-12 μm compr., 8-10,8 μm larg.

Pediastrum duplex* var. *gracillimum West & G. S. West

(Pr.XII, fig.117)

Cenóbio 40-50 μm de diâm; células 14,4-16 μm compr., 14,4-18 μm larg.

Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs

Basônimo: *Micrasterias tetras* Ehrenberg
(Pr.XII, fig.118)

Cenóbio 29-32 μm de diâm; células 8-14,4 μm compr., 9,6-12 μm larg.

Planktosphaeria gelatinosa G. M. Smith

(Pr.XII, fig.119)

Células 13-27 μm diâm.

Quadrigula lacustris (Chodat) G. M. Smith

Basônimo: *Raphidium braunii* var. *lacustre* Chodat

Células 20-25 μm compr., 2,5-3 μm larg.

Radiococcus nimbatus (De-Wildemann) Schmidle

Basônimo: *Pleurococcus nimbatus* De-Wildemann
(Pr.XII, fig.120)

Células 5-7 μm diâm.

Scenedesmus acuminatus var. ***minor*** G. M. Smith

Células 10,4-12,5 μm compr., 1-1,6 μm larg.

Scenedesmus acutus Meyen

Células 8,7-13 μm compr., 3,2-3,7 μm larg.

Scenedesmus ecornis (Ehrenberg ex Ralfs) Chodat

Basônimo: *Scenedesmus quadricaudatus* var. *ecornis* Ehrenberg ex Ralfs

(Pr.XII, fig.121)

Células 4,8-10,4 μm compr., 2,4-3 μm larg.

Scenedesmus linearis Komárek

Células 10-12 μm compr., 3-3,7 μm larg.

Scenedesmus cf. ***obliquus*** (Turpin) Kützing

Basônimo: *Achnantes obliqua* Turpin
(Pr.XIII, fig.122)

Células 8,3-10 μm compr., 3-5 μm larg.

Scenedesmus obtusus Meyen

(Pr.XIII, fig.123)

Células 7,5-10 μm compr., 3,9,6 μm larg.

Scenedesmus ovalternus Chodat

Células 4-8 μm compr., 2-4 μm larg.

Schroederia setigera (Schröder) Lemmermann

Basônimo: *Reinschiella setigera* (Schröd.)

(Pr.XIII, fig.124)

Células 108-127 μm compr., 2,2-2,4 μm larg.

Tetrachlorella ornata Koršikov

(Pr.XIII, fig.125)

Células 9,8-13 μm compr., 4,8-7 μm larg.

Tetraedron caudatum (Corda) Hansgirg

Basônimo: *Astericium caudatum* Corda

Células 7,2-14,5 μm compr., 7,2-12,5 μm larg., esp. 5,3-7,3 μm compr.

Tetraedron incus (Teiling) G. M. Smith

Basônimo: *Tetraedron regulare* Kützing var. *incus* Teiling

Células 6-12 μm compr., 6-8 μm larg., proc. 2-3,5 μm compr.

Tetraedron minimum (A. Braun) Hansgirg

Basônimo: *Polyedrium minimum* A. Braun

Células 12,5 μm compr., 12,5 μm larg.

Tetrastrum heteracanthum (Nordsted) Chodat

Basônimo: *Staurogenia heterachantha* Nordsted

(Pr.XIII, fig.126)

Células 5-6 μm compr., 3,75-5 μm larg.

Tetrastrum staurogeniaforme (Schröder) Lemmermann

Basônimo: *Cohniella staurogeniaformis* Schröder

(Pr.XIII, fig.127)

Células 4,7-4,9 μm compr., 5-5,2 μm larg., esp. 1,5-2,7 μm compr.

Tetrastrum triangulare (Chodat) Komárek

Basônimo: *Staurogenia triangulare* Chodat

(Pr.XII, fig.128)

Células 3-4 μm compr., 3,5-3,8 μm larg.

***Volvox* sp.**

(Pr.XIII, fig.129, 130 e 131)

Células 3,2-5,2 μm diâm.***Westella botryoides* (W. West) De-Wildemann**Basônimo: *Tetracoccus botryoides* W. West

(Pr.XIII, fig.132)

Células 3,1-4,2 μm diâm.**Ulvophyceae*****Ulothrix* sp.**

Foram encontrados apenas filamentos estéreis

Células 13,7-25 μm compr., 5-7,5 μm larg.**Zignematophyceae*****Actinotaenium globosum* (Bulnheim) Föster ex Compère**Basônimo: *Cosmarium globosum* BulnheimCélulas 20-33,2 μm compr., 22,5-25 μm larg., ist. 18-20 μm ***Bambusina brebissoni* Kützing ex Kützing**Células 28,7-30 μm compr., 14,4-17,6 μm larg. do ápice, 21,3-24 μm larg. máxima, ist. 16,8-17,8 μm ***Closterium gracile* Brébisson ex Ralfs**

(Pr.XIII, fig.133)

Células 170-210 μm compr., 3,75-4 μm larg.***Closterium intermedium* Ralfs**

(Pr.XIII, fig.134)

Células 370-430 μm compr., 25-36,25 μm larg.***Closterium kuetzingii* Brébisson**Células 320-420 μm compr., 14-20 μm larg.***Closterium lineatum* Ehrenberg ex Ralfs**Células 520-650 μm compr., 27,5-32 μm larg.***Closterium littorale* Gay**Células 117,5-150 μm compr., 16,8-22 μm larg.

Closterium ulna Focke

Células 217,5 µm compr., 12,5 µm larg.

Cosmarium botrytis var. ***subtumidum*** Witrock

(Pr.XIII, fig.135)

Células 62,5-65µm compr., 45-52,5 µm larg., ist. 12,5-15 µm

Cosmarium commisurale var. ***crassum*** Nordstedt

(Pr.XIII, fig.136)

Células 26,2 µm compr., 27,5 µm larg., ist. 8,7 µm

Cosmarium portianum Archer

Células 45-49 µm compr., 35-40 µm larg., ist. 13-15 µm

Cosmarium subtumidum Nordsted f. ***minor*** Borge

Células 19,2 µm compr., 14,4-16,8 µm larg., ist. 7,2 µm

Desmidium aptogonum Brébisson var. ***tetragonum*** West et West

Células 25 µm compr., 12 µm larg., ist. 16,2 µm

Desmidium baileyi (Ralfs) NordstedBasônimo: *Aptogonum baileyi* Ralfs

(Pr.XIII, fig.137 e 138)

Células 22-30µm compr., 24-39 µm larg., ist. 25-36,6 µm

Desmidium cylindricum Greville ex Nordstedt

Células 22,5-43 µm compr., 47,8-57,5 µm larg., ist. 50-53,7 µm

Euastrum ansatum Ehrenberg ex Ralfs

Células 55-60 µm compr., 27,5-30 µm larg., ist. 16-17,5 µm

Euastrum binale (Turpin) Ehrenberg ex RalfsBasônimo: *Heterocarpella binalis* Turpin

(Pr.XIII, fig.139)

Células 22-30µm compr., 24-39 µm larg., ist. 25-36,6 µm

Euastrum denticulatum (Kirchner) GayBasônimo: *Euastrum binale* (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. *denticulatum* Kirchner

Células 12,5-20 µm compr., 12-17 µm larg., ist. 3-6 µm

Euastrum mononcyllum (Nordstedt) Raciborski var. ***germanicum*** Schmidle

Basônimo: *Euastrum gemmatum* Brébisson subsp. *mononcyllum* Nordstedt

Célula 64,8 µm compr., 47,5 µm larg., ist. 10 µm

Euastrum oblongum Ralfs

Células 156,2-170µm compr., 82,5-90 µm larg., ist. 23-25 µm

Gonatozygon kinahanii (Archer) Rabenhorst

Basônimo: *Leptocystinema kinahanii* Archer
(Pr.XIV, fig.140)

Células 300-330 µm compr., 20-35 µm larg.

Gonatozygon monataenium var. ***pilosellum*** Nordstedt

Células 120-121,2 µm compr., 7-7,5 µm larg.

Hyalotheca dissiliens (G. M. Smith) Brébisson ex. Ralfs

Basônimo: *Conferva dissiliens* G.M. Smith

Células 300-330 µm compr., 20-35 µm larg.

Micrasterias rotata (Greville) Ralfs ex Ralfs

Basônimo: *Echinella rotata* Greville

Célula 287,5 µm compr., 258,7 µm larg., ist. 34,4 µm

Mougeotia sp.

(Pr.XIV, fig.141)

Foram encontrados apenas filamentos estéreis.

Célula 287,5 µm compr., 258,7 µm larg.

Octacanthium octocorne (Ralfs) Compère var. ***octocorne***

Basônimo: *Xanthidium octocorne* Ralfs

(Pr.XIV, fig.142)

Células sem esp. 16,5-17,5 µm compr., 13,7-15 µm larg., esp. 7,2-20 µm, ist. 3,2-3,7 µm

Pleurotaenium caldense Nordstedt var. ***cristatum*** (Turner) Krieger

(Pr.XIV, fig.143)

Células 310 µm compr., 55 µm larg., ist. 25 µm

Spirogyra sp1.

Foram encontrados apenas filamentos estéreis.

(Pr.XIV, fig.144)

Células 144 μm compr., 48 μm larg.

***Spirogyra* sp2.**

Foram encontrados apenas filamentos estéreis.

(Pr.XIV, fig.145)

Células 114 μm compr., 4,4 μm larg.

***Spondylosium pygmaeum* (Cooke) W. West**

(Pr.XIV, fig.146)

Células 8,7 μm compr., 5-7,5 μm larg., ist. 2,5-3,7 μm

***Staurastrum avicula* Brébisson ex Ralfs**

Células 15-22,5 μm compr., 17,5-25 μm larg., ist. 7,5 μm

***Staurastrum brachioprominens* Börgensen**

Células com proc. 30-40 μm compr., 24-58,5 μm larg., células sem proc.

14,4-25,6 μm compr., 9,6-15 μm larg., ist. 3,6-7,3 μm

***Staurastrum* cf. *claviferum* var. *brasiliense* Franceschini et Couté**

(Pr.XIV, fig.147)

Células sem esp. 35-40 μm compr., 25-30 μm larg., ist. 11-12,5 μm

***Staurastrum dilatatum* Ehrenberg**

Células 18-23 μm compr., 21-24 μm larg., ist. 6-7 μm

***Staurastrum gracile* Ralfs ex Ralfs**

Células com proc. 16,2-37,5 μm compr., 24-35 μm larg., células sem

proc. 13-18 μm compr., 8,7-15 μm larg., ist. 5 μm

***Staurastrum iotatum* Wolle**

Células com proc. 15-16 μm compr., 16-19 μm larg., células sem proc.

14,4-15 μm compr., 8,7-15 μm larg., istmo 4,8 μm

***Staurastrum laeve* Ralfs**

(Pr.XIV, fig.148 e 149)

Células com proc. 22,5-25 μm compr., 25-27,5 μm larg., células sem

proc. 17,5-22,5 μm compr., 17,5-22,5 μm larg., ist. 7,5 μm

***Staurastrum margaritaceum* var. *gracilius* Scott et Gronblad**

Células com proc. 21-26,4 μm compr., 25-31 μm larg., células sem proc. 16,8-19 μm compr., 12-13,5 μm larg., ist. 6-7,2 μm

Staurastrum margaritaceum (Ehrenberg) Ralfs var. *margaritaceum*

Basônimo: *Pentasterias margaritacea* Ehrenberg

Células com proc. 22,8-27,6 μm compr., 22-31 μm larg., células sem proc. 19,8-27,6 μm compr., 12-14,4 μm larg., ist. 7,5 μm

Staurastrum pseudotetracerum (Nordstedt) West & West

Basônimo: *Staurastrum contortum* Delponte var. *pseudotetracerum* Nordstedt

(Pr.XIV, fig.150)

Células com proc. 17,2-17,6 μm compr., 33,8-38,5 μm larg., células sem proc. 16,9-17,1 μm compr., 10,8-14,2 μm larg., ist. 4,6-5,6 μm

Staurastrum polymorphum Brébisson

Células com proc. 14,5-16 μm compr., 10,4-15 μm larg., 5-6 ist. μm

Staurastrum rotula Nordstedt

(Pr.XIV, fig.151 e 152)

Células com proc. 27,5-35 μm compr., 31,6-37,5 μm larg., células sem proc. 28,7-34 μm compr., 15-20 μm larg., ist. 8-10 μm

Staurastrum stelliferum Borge

(Pr.XIV, fig.153 e 154)

Células com proc. 32,5-35 μm compr., 47,5-55 μm larg., células sem proc. 28-30 μm compr., 18-20 μm larg., ist. 7,5-12 μm

Staurastrum subcruciatum Cooke & Willis

(Pr.XII, fig.155 e 156)

Células com proc. 20 μm compr., 50 μm larg., células sem proc. 22,5 μm compr., 37,5 μm larg., ist. 7,5 μm

Staurastrum* cf. *tetracerum var. *trigonum* Lund.

Células com proc. 15--18,7 μm compr., 20,8-22,8 μm larg., células sem proc. 11,4-14,5 μm compr., 9,4-10,5 μm larg., istmo 4,1-6,1 μm

Staurastrum volans West et West

(Pr.XIV, fig.157)

Células com proc. 20,8-30 μm compr., 27-39,5 μm larg., células sem proc. 12,4-18 μm compr., 10,4-12 μm larg., ist. 4,1-5 μm

Staurodesmus cuspidatus (Brébisson) Teiling

Basônimo: *Staurostrum cuspidatus* Brébisson ex Ralfs

Célula com esp. 25 μm compr., 22,5 μm larg., célula sem esp. 20 μm compr., 15 μm larg., ist. 3,75-5 μm

Staurodesmus mammilatus (Nordstedt) Teiling

Basônimo: *Staurostrum mamillatum* Nordstedt

Célula com esp. 29-32,5 μm compr., 35-62 μm larg., célula sem esp. 19,5-22 μm compr., 16,8-18 μm larg., ist. 4,8-9 μm

Staurodesmus* cf. *subulatus (Kützing) Croasdale

Basônimo: *Arthrodesmus subulatus* Kützing

Célula com esp. 19-28 μm compr., 35,3-50 μm larg., célula sem esp. 16,6-17,5 μm compr., 12,4-14 μm larg., ist. 4,1-5 μm

Teilingia granulata (Roy & Bisset) Bourrelly

Basônimo: *Sphaerosma granulatum* Roy & Bisset
(Pr.XIV, fig.158)

Células 7,4-10 μm compr., 6,8-8 μm larg., ist. 2,8-3 μm

Teilingia wallichii (Jacobsen) Bourelly

Basônimo: *Sphaerosma wallichii* Jacobsen
(Pr.XIV, fig.159)

Células 4,8-6,2 μm compr., 7,2-8,3 μm larg., ist. 3-4,1 μm

DISCUSSÃO E CONCLUSÃO

O predomínio na comunidade fitoplanctônica da divisão Chlorophyta, representada no estudo pelas classes Chlorophyceae (33%), Ulvophyceae (0,5%) e Zignematophyceae (23%), correspondeu a 56,5% dos táxons inventariados, sendo *Desmodesmus* o gênero mais representativo (10 táxons). A maior riqueza da ordem Chlorococcales (31%) entre as Chlorophyceae corrobora com trabalhos anteriores realizados em viveiros de piscicultura (SIPAÚBA-TAVARES; COLUS, 1997, 56%; BEYRUTH ET AL., 1998, 54%; MATSUSAKI; MUCCI; ROCHA, 2004, 52%; MACEDO; SIPAÚBA-TAVARES, 2005, >60%; GENTIL; TUCCI; SANT-ANNA, 2008, 49%).

Segundo Tucci et al. (2006), a composição das espécies e suas densidades podem ser muito diferentes dependendo das condições ecológicas de cada sistema, mas a classe Chlorophyceae é quase sempre dominante em termos de número de táxons em ecossistemas lacustres brasileiros.

Com relação ao *off-flavor*, os estudos de Palmer (1962) e Cotsari, Bruche e Malleviall (1995) comprovaram a produção dos metabólitos por duas espécies de chlorophyta, *Volvox* sp. e *Scenedesmus subspicatus*, respectivamente.

Entre as cianobactérias, os gêneros associados à produção de toxinas são: *Anabaenopsis*, *Aphanizomenon*, *Aphanocapsa*, *Coelosphaerium*, *Cylindrospermum*, *Cylindrospermopsis*, *Dolichospermum*, *Gleiterinema*, *Haphalosiphon*, *Jaaginema*, *Lyngbya*, *Microcystis*, *Nodularia*, *Nostoc*, *Oscillatoria*, *Planktolynghya*, *Planktothrix*, *Phormidium*, *Pseudanabaena*, *Radiocystis*, *Raphidiopsis*, *Snowella*, *Synechocystis*, *Umezakia*, *Woronichinia* (CHORUS; BATRAM, 1999; SANT ANNA; AZEVEDO, 2000; WATSON, 2003; CODD; METCALF, 2005, ELER ET AL., 2006).

Dentre as espécies de cianobactérias identificadas no presente estudos e citadas na literatura como potencialmente produtoras de toxinas destacam-se *Gleiterinema amphibium*, *Jaaginema quadripunctulatum*, *Microcystis aeruginosa*, segundo San't Anna e Azevedo (2000).

A ocorrência florações de espécies tóxicas no ambiente ressalta o potencial risco da qualidade do pescado para consumo humano, como os prejuízos econômicos decorrentes da mortalidade dos peixes intoxicados.

De acordo com Smith, Boyer e Zimba (2008) há evidências de que gastrópodes, bivalves, crustáceos e peixes herbívoros apresentam

tolerância às toxinas, acumulando-as no fígado/hepatopâncreas e músculo, aumentando desta forma o risco à saúde humana.

Estudo realizado por Magalhães, Soares e Azevedo (2001), constatou após floração de *Microcystis aeruginosa*, a contaminação e bioacumulação de toxinas no músculo da *Tilapia rendalli* (0,026 μg de toxina.g⁻¹ de músculo). A concentração limite estabelecida pela Organização Mundial da Saúde para ingestão diária total dessas toxinas é de 0,04 $\mu\text{g.kg}^{-1}$ de peso corpóreo (CHORUS; BATRAM, 1999).

Eler et al. (2001) atribuiu a mortalidade de 6 toneladas de matrinxã (*Brycon cephalus*) ao florescimento de *Dolichospermum spiroides* e *Microcystis aeruginosa*. Roset et al. (2002) comprovaram que a mortalidade na criação de truta (*Onchorhynchus mykiss*) na Espanha esteve relacionada com a ocorrência de floração de *Peridinium polonicum*. Zimba, Rowan e Triemer (2004) identificaram duas espécies de euglenas produtoras de toxinas (*Euglena salina* e *Euglena granulata*) após morte de 21 mil robalos, *Morone saxatilis* e uma perda econômica de mais de 100 mil dólares. English, Schwedler, Dyck (1994) e Zimba et al. (2001) associaram a mortalidade de catfish com florações de *Aphanizomenon flos-aquae* e *Microcystis aeruginosa*, respectivamente.

Os gêneros de cianobactérias citados como potencialmente produtores de *off-flavor* são: *Aphanizomenon*, *Calothrix*, *Cylindrospermum*, *Dolichospermum*, *Fisheriella*, *Gleiterinema*, *Gloeotrichia*, *Gomphosphaeria*, *Hyella*, *Jaaginema*, *Leiblenia*, *Leptolyngbya*, *Lyngbya*, *Microcoleus*, *Microcystis*, *Nostoc*, *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Phormidium*, *Phorphyrosiphon*, *Pseudanabaena*, *Raphidiopsis*, *Rivularia*, *Schizothrix*, *Symploca*, *Symplocastrum*, *Synechococcus*, *Tolypothrix* e *Tychonema* (WATSON, 2003; IZAGUIRRE; TAYLOR, 2004; JÜTTNER; WATSON, 2007; SMITH; BOYER; ZIMBA, 2008; KRISHNANI; RAVICHANDRAN; AYYAPPAN, 2008).

Izaguirre e Taylor (2004) ressaltam que a produção de toxinas e *off-flavor* não está condicionada a todas as espécies do gênero.

As espécies de cianobactérias, identificadas no presente estudo, relacionadas à ocorrência de *off-flavor* de acordo com a literatura foram: *Dolichospermum macrospora*, *Pseudanabaena limnetica* segundo Matsumoto e Tsuchiya (1988); *Dolichospermum vigueri*, *Phormidium formosum* segundo Persson (1988); *Gleiterinema splendidum*, *Oscillatoria tenuis* segundo Tabachek e Yurkowski, (1976); *Phormidium breve*, segundo Utkilen e Froeshaug (1992); *Oscillatoria limosa*, de acordo com Bafford et al. (1992) e *Phormidium granulatum*, conforme Tsuchiya e Matsumoto (1999).

Na literatura são citados diversos organismos cultivados que apresentam relatos da ocorrência de *off-flavor* relacionados à presença de cianobactérias incluindo: *Aphanizomenon flos-aquae*, *Dolichospermum spiroides*, *Microcystis aeruginosa*, *Oscillatoria agardhii*, *Oscillatoria perornata*, *Oscillatoria sancta*, *Phormidium tenue*, *Raphidiopsis brooki*, *Symploca muscorum* em estudos realizados por Lovell e Sackey (1973), Van der Ploeg, Tucker e Boyd (1992), Zimba et al. (2001), Tucker (2006) em cultivo de *catfish*; *Microcoleus* sp. e *Oscillatoria* sp. em criação de truta Robin et al. (2006), Robertson et al. (2006); *Dolichospermum spiroides*, *Oscillatoria agardhii*, *Phormidium tenue* em viveiros de carpa comum (*Cyprinus carpio*) Persson (1982), Vallod et al. 2007; *Synechocystis diplococcus* em cultivo de camarão, *Penaeus (Litopenaeus) vannamei* Alonso-Rodriguez e Paéz-Ozuna, (2003); *Symploca muscorum* em cultivo de salmão (*Salmo gairdneri*), From e Horlyck (1984); *Microcystis aeruginosa* em cultivo de tilápia (*Oreochromis niloticus*) Mohamed, Carmichael e Hussein (2003).

Com relação à ocorrência de *off-flavor* associada a outros grupos algais, os estudos de Jüttner (1983), Xu et al. (2010), Jüttner, Hoeflacher e Wurster (1986) relacionam os gêneros *Cryptomonas*, *Cyclotella*, *Melosira* e *Dinobryon* como produtores. Os estudos de Cotsari, Bruche e Malleviail (1995), Watson et al. (2001), Roset et al. (2002), Zimba, Rowan e Triemer (2004) relacionaram as espécies *Asterionella formosa*, *Aulacoseira granulata*, *Dinobryon divergens*, *Peridinium polonicum* e *Euglena sanguinea* como produtoras

Segundo Vallod et al. (2007) a ocorrência do *off-flavor* representa um dos problemas econômicos mais relevantes na aquicultura continental, pois uma vez que o peixe apresenta odor e sabor desagradáveis, há restrição no consumo e, como resultado, elevadas perdas econômicas; os mesmos autores ressaltam que se não houver uma preocupação na qualidade da produção, as repercussões econômicas poderão ser ainda mais severas. Hanson (2003) compilou os resultados de estudos que estimaram os custos de produção adicionais gerados nos episódios de *off-flavor* em cultivos comerciais de *catfish*, estimando os gastos entre 0,01 - 0,25 dólares por quilo de peixe produzido.

Segundo Robin et al. (2006), a determinação dos limites toleráveis dos compostos é muito difícil devido à diversidade de protocolos experimentais utilizados na amostragem, na avaliação sensorial e no método analítico.

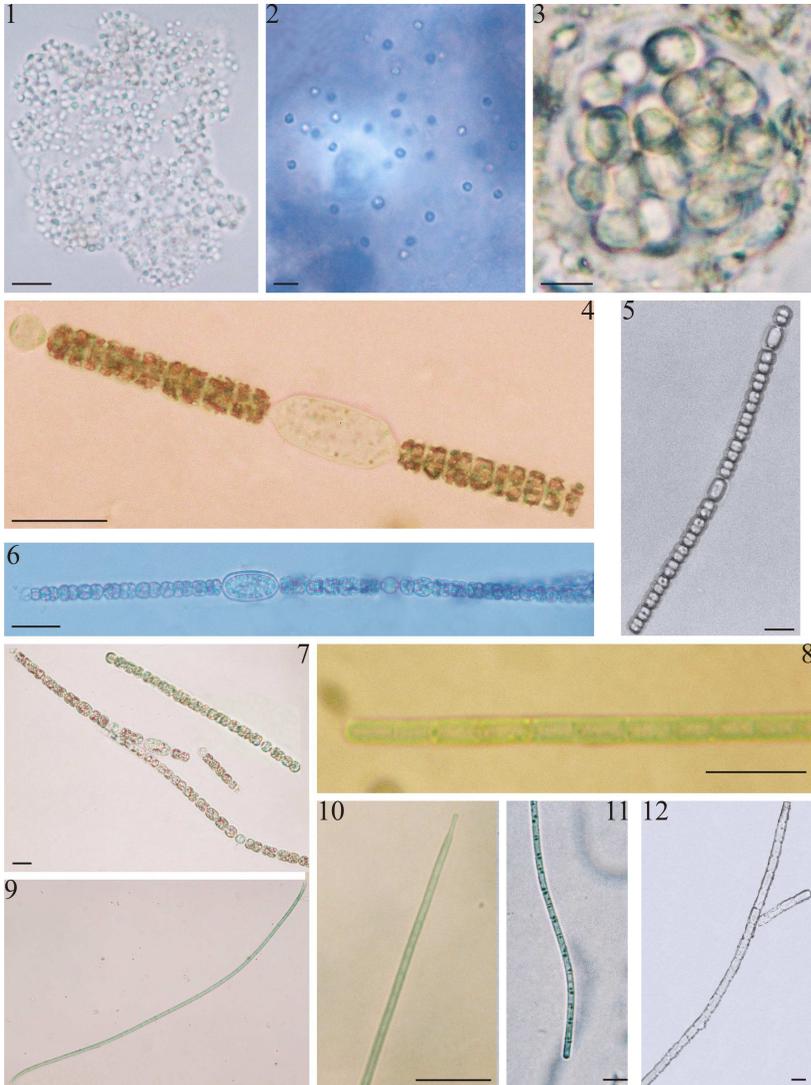
Com a expansão da atividade aquícola no país, conseqüentemente, o aumento da demanda de recursos hídricos, a preocupação e a responsabilidade acerca da qualidade da água e dos alimentos produzidos

deve se tornar rotina da atividade. Os relatos de intoxicação humana e animal causados por toxinas de cianobactérias, e pelos episódios de *off-flavor*, revelam a necessidade de estudos taxonômicos e ecológicos da comunidade fitoplanctônica (IZAGUIRRE; TAYLOR, 2004; MATSUSAKI; MUCCI; ROCHA, 2004).

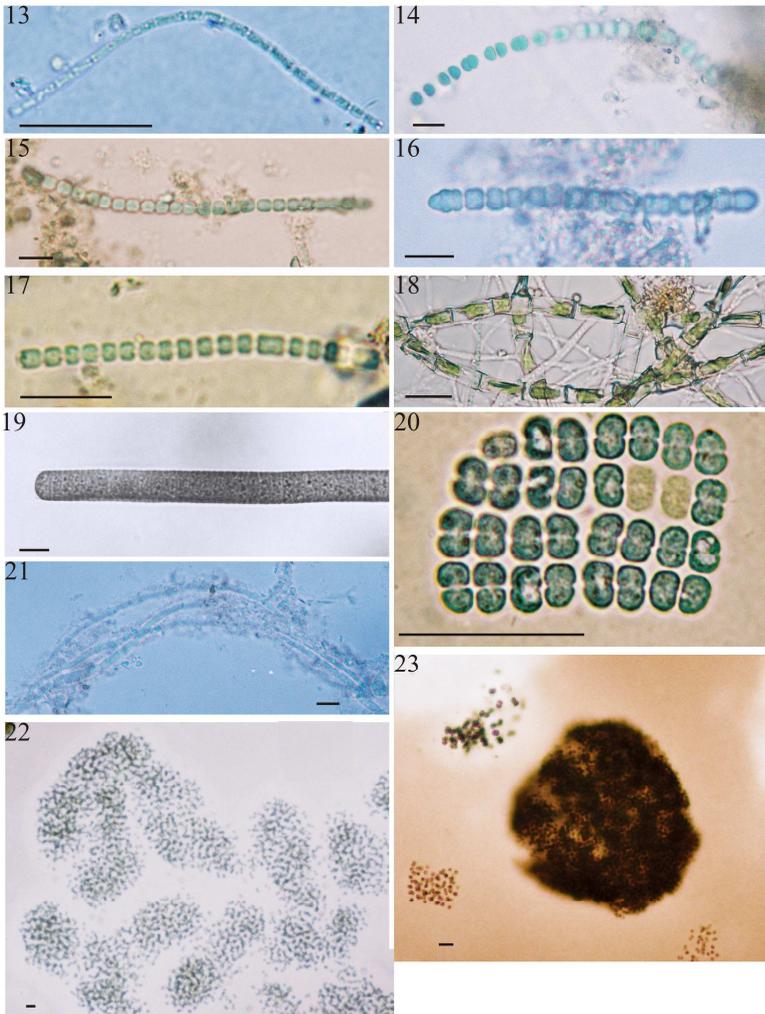
Boyd et al. (2004) e Eler et al. (2006) recomendam programas de monitoramento, ressaltando a importância da existência de séries históricas de dados que permitem uma melhor compreensão da evolução temporal da qualidade do ambiente, auxiliando na prevenção e no desenvolvimento de estratégias de manejo do sistema.

A identificação da comunidade fitoplanctônica consiste em uma importante ferramenta, tanto em programas de monitoramento, como em estudos pontuais, visto o elevado número de trabalhos que detectam a presença de toxinas e metabólitos responsáveis pelo *off-flavor* e somente associam à presença de cianobactérias no ambiente.

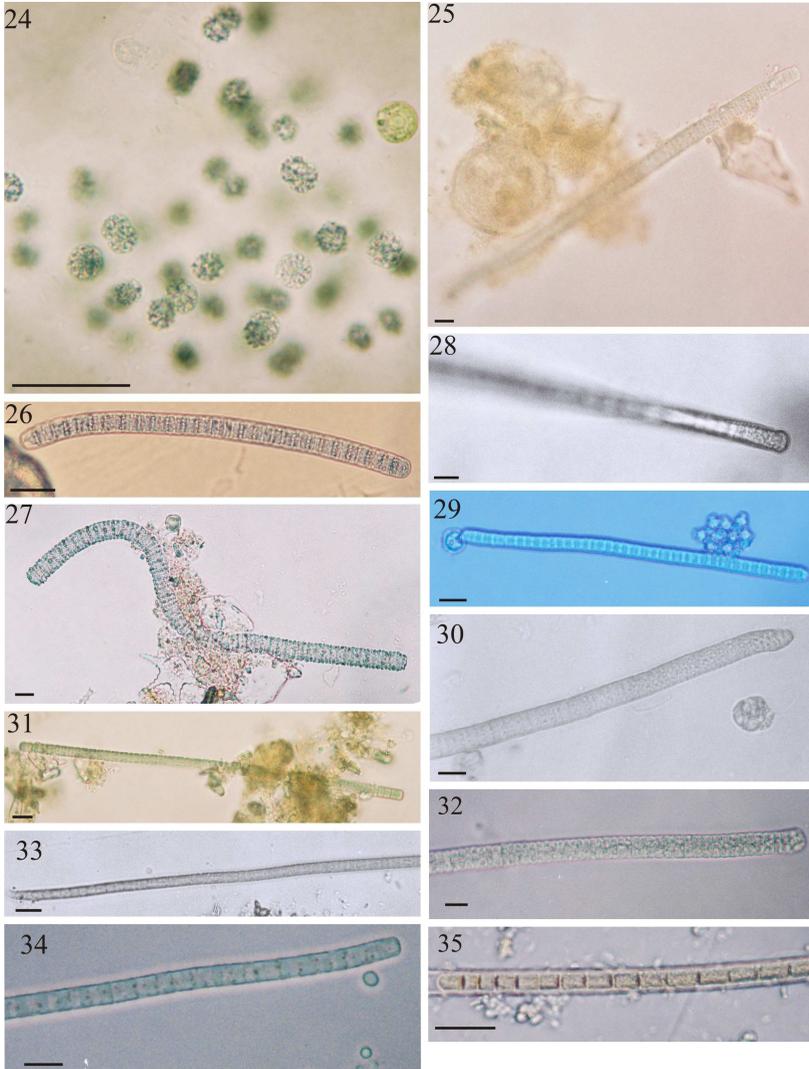
Os registros dos táxons inventariados no presente estudo são relevantes para o Estado de Santa Catarina, uma vez que permitem ampliar o conhecimento sobre as distribuições geográficas e ambientais destes organismos, assim como assessorar trabalhos de monitoramento da comunidade fitoplanctônica.



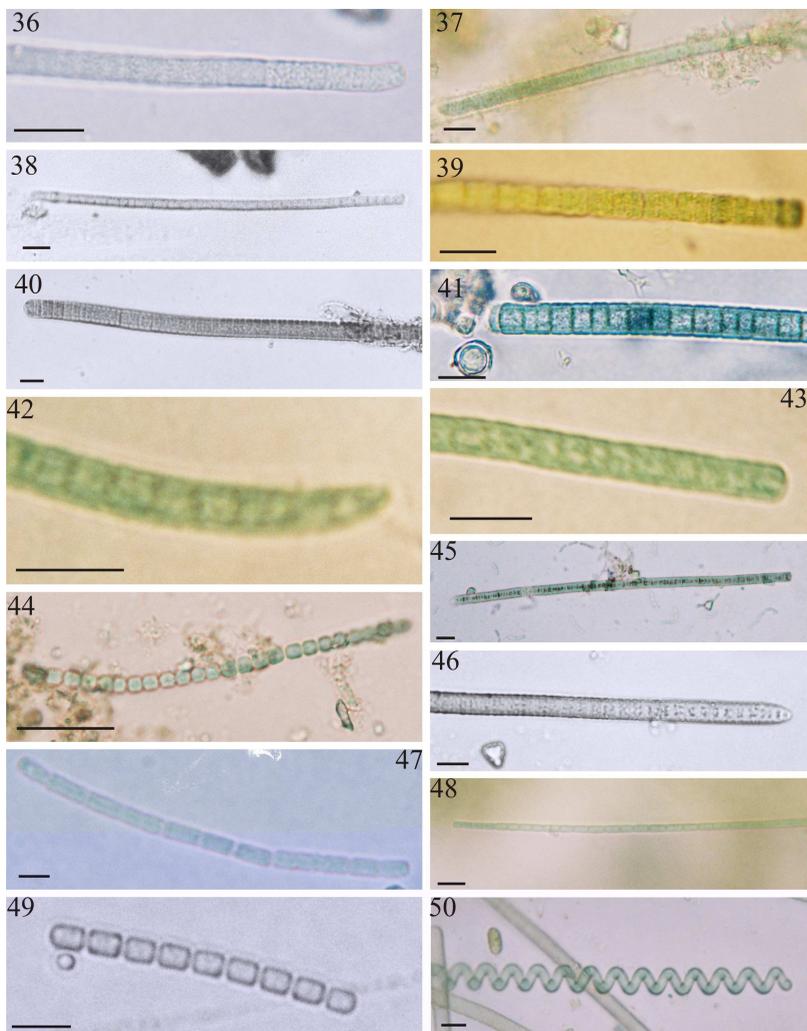
Prancha I. Figs 1-12. 1. *Aphanocapsa holsatica*; 2. *Aphanocapsa* cf. *koordersii*; 3. *Aphanothece stagnina*; 4. *Dolichospermum macrosporum*; 5. *Dolichospermum* sp; 6. *Dolichospermum viguieri*; 7. *Dolichospermum* cf. *wernerii*; 8. *Geitlerinema amphibium*; 9. *Geitlerinema* cf. *lemmermannii*; 10. *Geitlerinema splendidum*; 11. *Geitlerinema unigranulatum*; 12. *Haphalosiphon* sp. Escala = 10 μ m. Fig. 3 (Escala = 2 μ m).



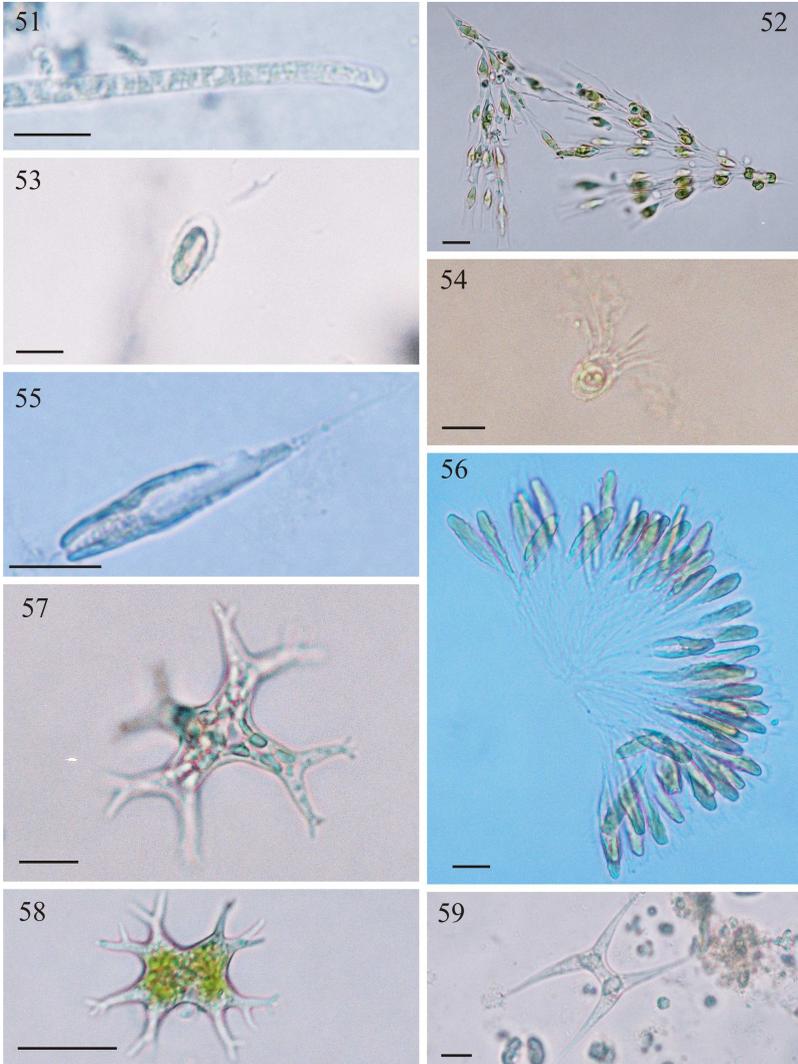
Prancha II. Figs 13-23. 13. *Jaaginema quadripunctulatum*; 14. *Johannebaptistia pellucida*; 15. *Komvophoron constrictum*; 16. *Komvophoron schmidlei*; 17. *Komvophorum* cf. *skujae*; 18. *Loeffgrenia* sp.; 19. *Lyngbya martensiana*; 20. *Merismopedia glauca*; 21. *Microcoleus* sp.; 22. *Microcystis aeruginosa*; 23. *Microcystis flos-aquae*. Escala = 10 μ m.



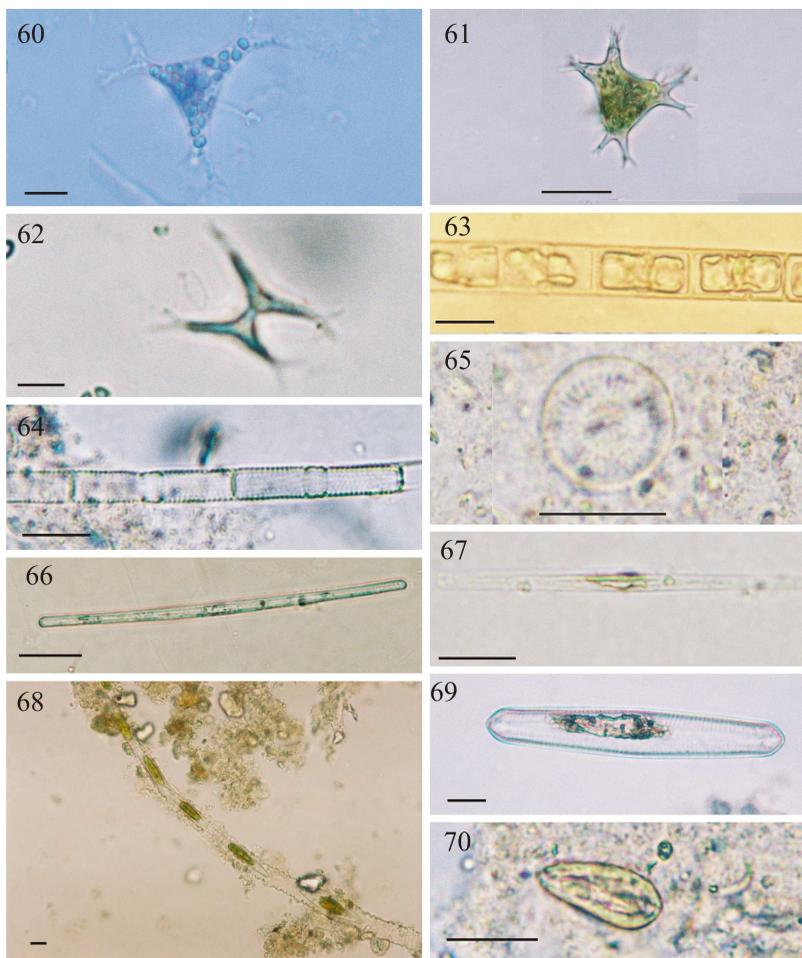
Prancha III. Figs 24-35. 24. *Microcystis protocystis*; 25. *Oscillatoria gracile*; 26. *Oscillatoria limosa*; 27. *Oscillatoria ornata*; 28. *Oscillatoria proboscidea*; 29. *Oscillatoria* sp1.; 30. *Oscillatoria* sp2. 31. *Oscillatoria subbrevis*; 32. *Oscillatoria tenuis*; 33. *Phormidium breve*; 34. *Phormidium chlorinum*; 35. *Phormidium* cf. *crouani*. Escala = 10 μ m.



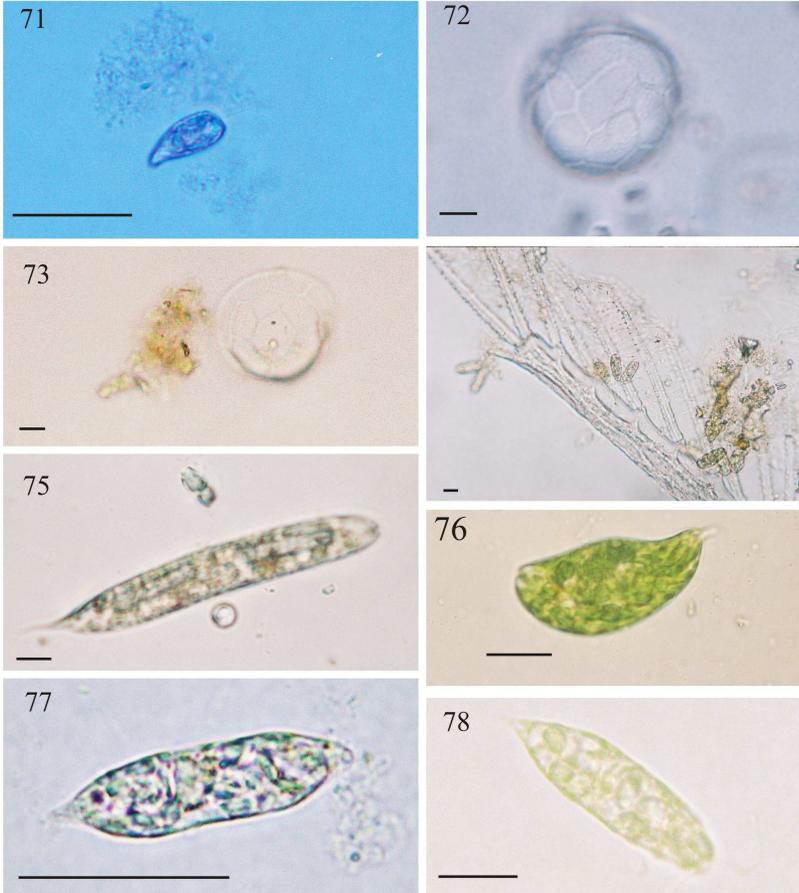
Prancha IV. Figs 36-50. 36. *Phormidium* cf. *curviceps*; 37. *Phormidium* *formosum*; 38. *Phormidium* cf. *granulatum*; 39. *Phormidium* cf. *Interruptum*; 40. *Phormidium* *irriguum*; 41. *Phormidium* sp.; 42, 43. *Phormidium* cf. *Terebriforme*; 44. *Phormidium* *tergestinum*; 45. *Planktothrix* sp1.; 46. *Planktothrix* sp2.; 47. *Pseudanabaena* *galeata*; 48. *Pseudanabaena* *limnetica*; 49. *Pseudanabaena* *mucicola*; 50. *Spirulina* *princeps*. Escala = 10 μ m.



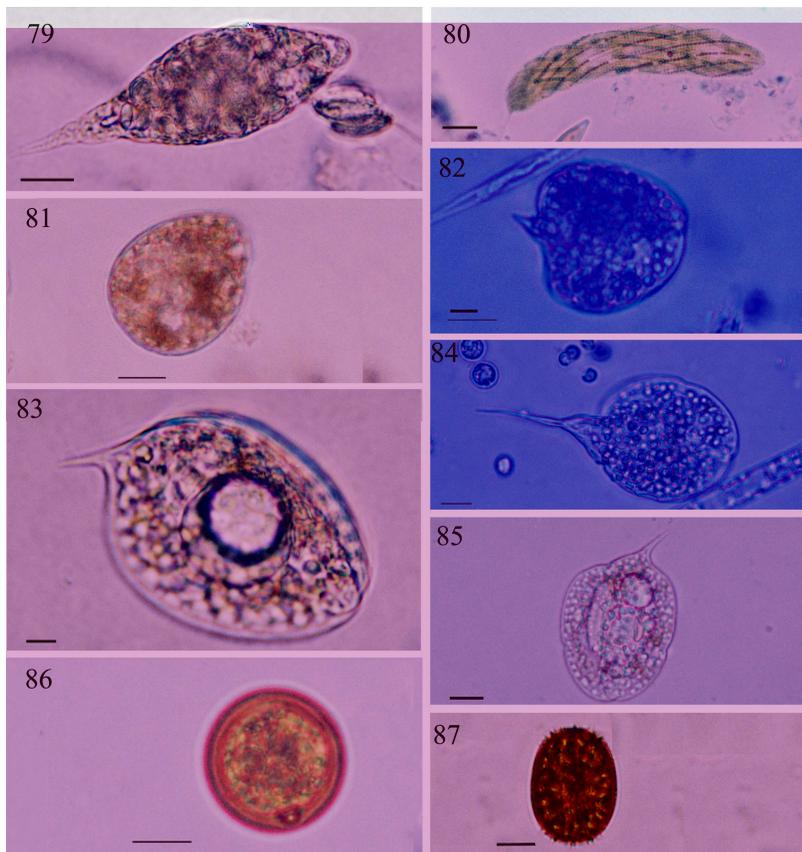
Prancha V. Figs 51-59. 51. *Tychonema bourrellyi*; 52. *Dinobryon divergens*; 53. *Mallomonas* sp1.; 54. *Mallomonas* sp2.; 55, 56. *Synura* sp.; 57, 58. *Isthmochloron gracile*; 59. *Tetraplektron* sp. Escala = 10 μ m.



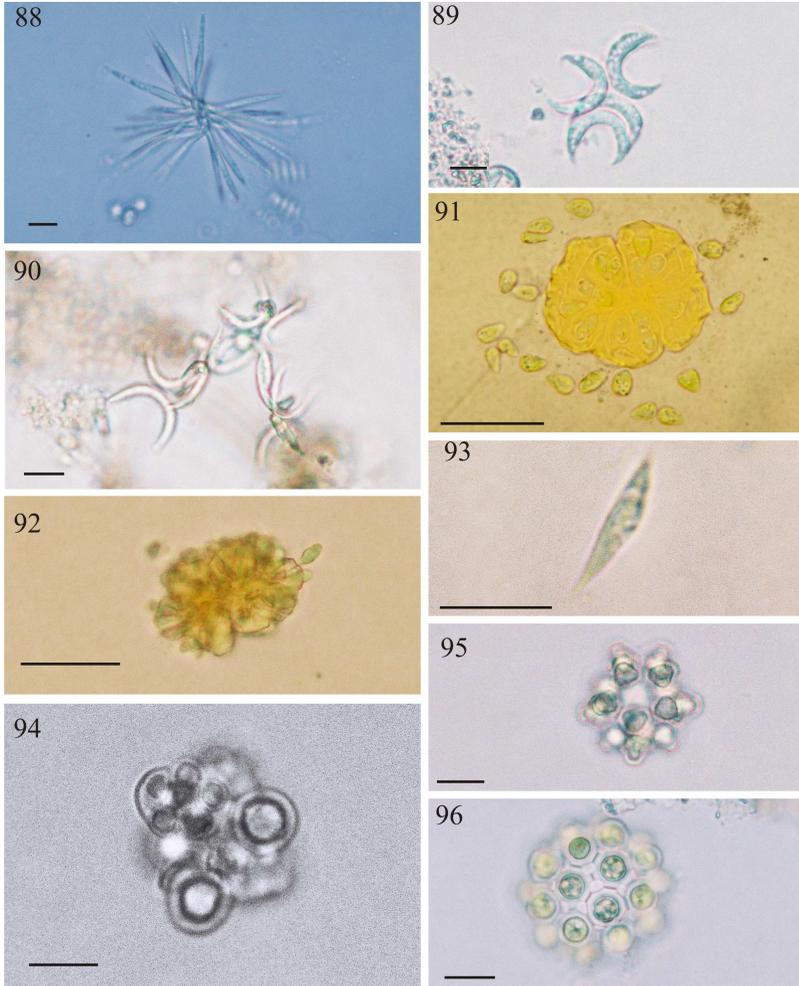
Prancha VI. Figs 60-70. **60, 61.** *Pseudostaurastrum enorme*; **62.** *Pseudostaurastrum limneticum*; **63.** *Aulacoseira* sp.; **64.** *Aulacoseira granulata*; **65.** *Discostella stelligera*; **66.** *Eunotia* sp.; **67.** *Fragilaria* sp.; **68.** *Frustulia* sp.; **69.** *Pinnularia* sp.; **70.** *Cryptomonas* sp1. Escala = 10 μ m.



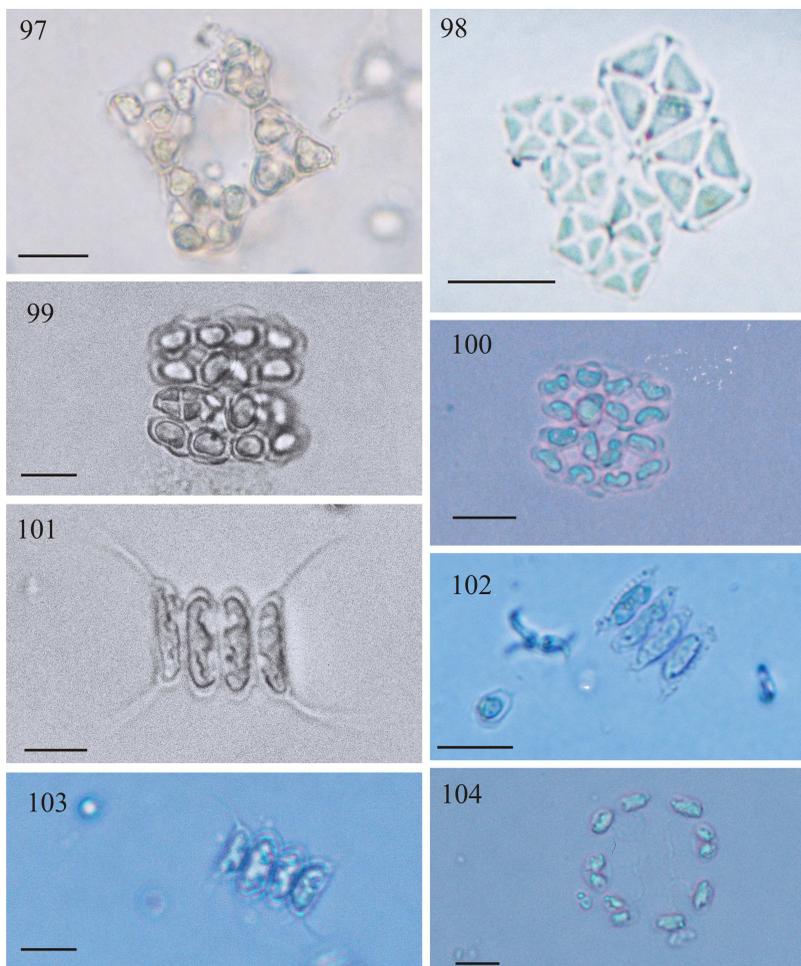
Prancha VII. Figs 71-78. 71. *Cryptomonas* sp2.; 72, 73. *Peridinium gatunense*, 74. *Colacium vesiculosum*; 75. *Euglena acus*; 76. *Euglena* sp1.; 77. *Euglena* sp2., 78. *Euglena* sp3. Escala = 10 μ m.



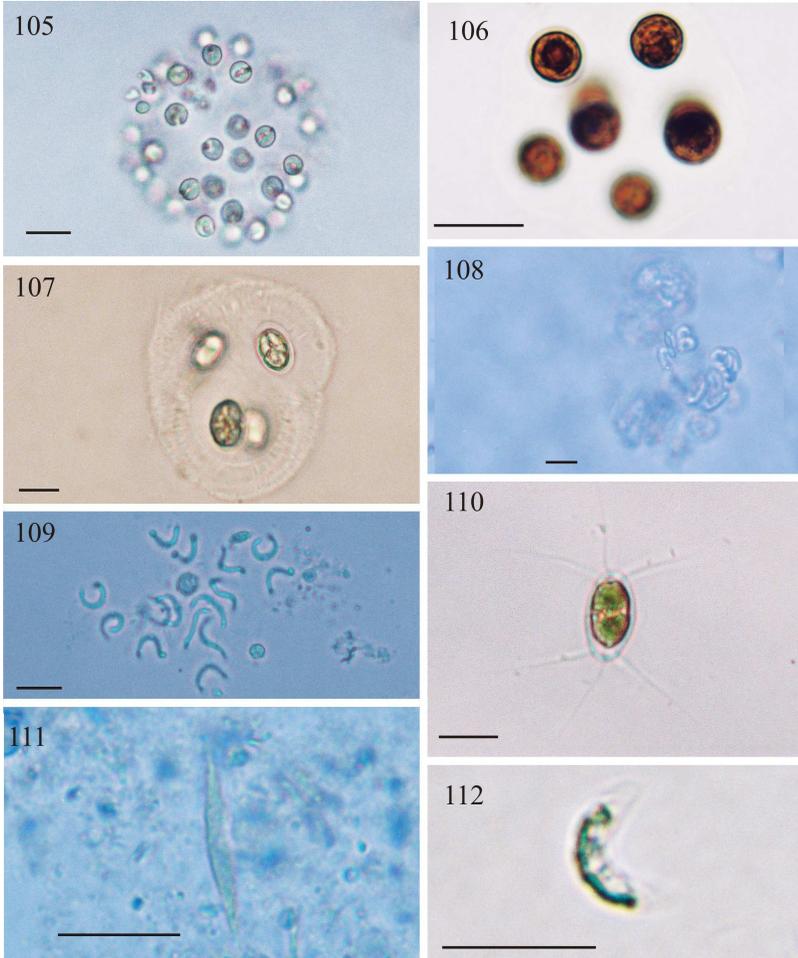
Prancha VIII. Figs 79-87. 79. *Euglena* sp4.; 80. *Euglena spirogyra*; 81. *Lepocinclis salina*; 82. *Phacus curvicauda*; 83. *Phacus orbicularis*; 84. *Phacus longicauda*; 85. *Phacus undulatus*; 86. *Trachelomonas* cf. *volvocinopsis*; 87. *Trachelomonas raciborskii*. Escala = 10 μ m.



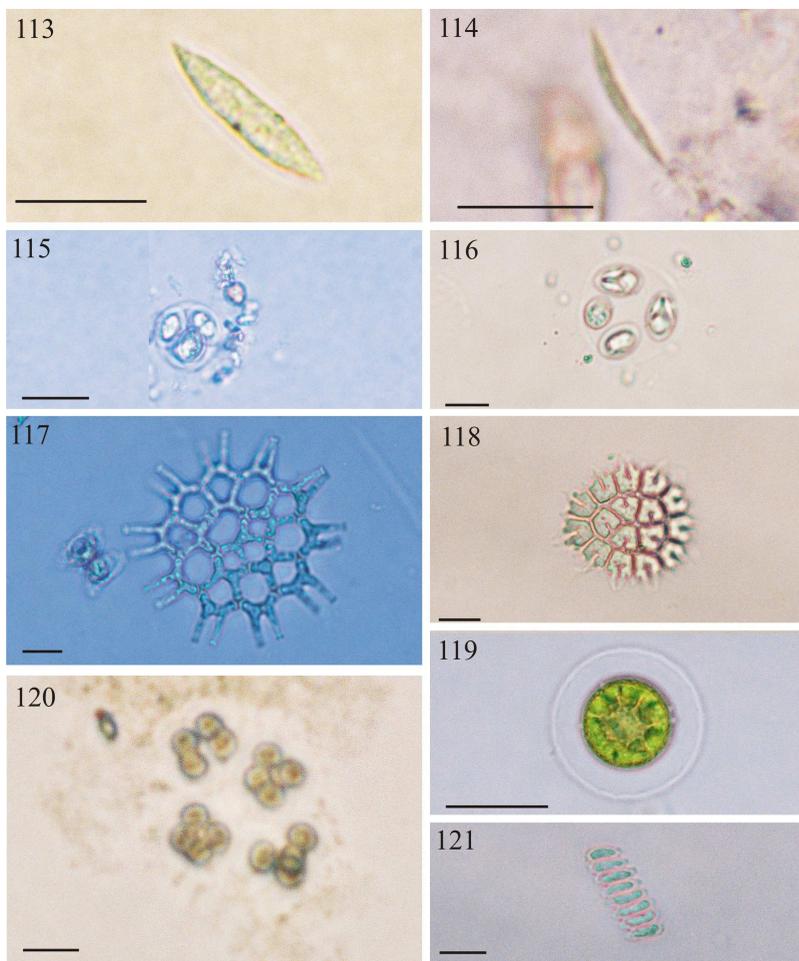
Prancha IX. Figs 88-96. 88. *Ankistrodesmus bernardii*; 89. *Ankistrodesmus bribraianus*; 90. *Ankistrodesmus gracilis*; 91. *Botryococcus braunii*; 92. *Botryococcus* sp.; 93. *Characium* sp.; 94. *Coelastrum proboscideo*; 95. *Coelastrum pseudomicroporum*; 96. *Coelastrum reticulatum*. Escala = 10 μ m.



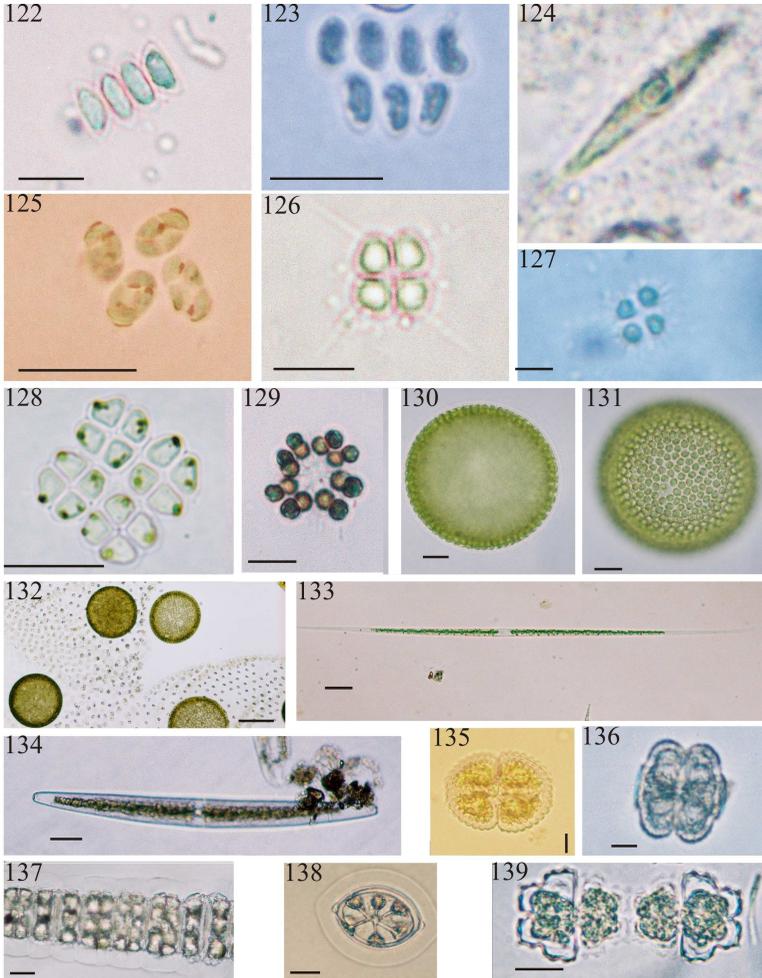
Prancha X. Figs 97-104. 97. *Coelastrum sphaericum*; 98. *Crucigenia tetrapedia*; 99. *Crucigeniella crucifera*; 100. *Crucigeniella pulchra*; 101. *Desmodesmus communis*; 102. *Desmodesmus denticulatus* var. *linearis*; 103. *Desmodesmus* cf. *dispar*; 104. *Dictyosphaerium ehrenbergianum*. Escala = 10 μ m.



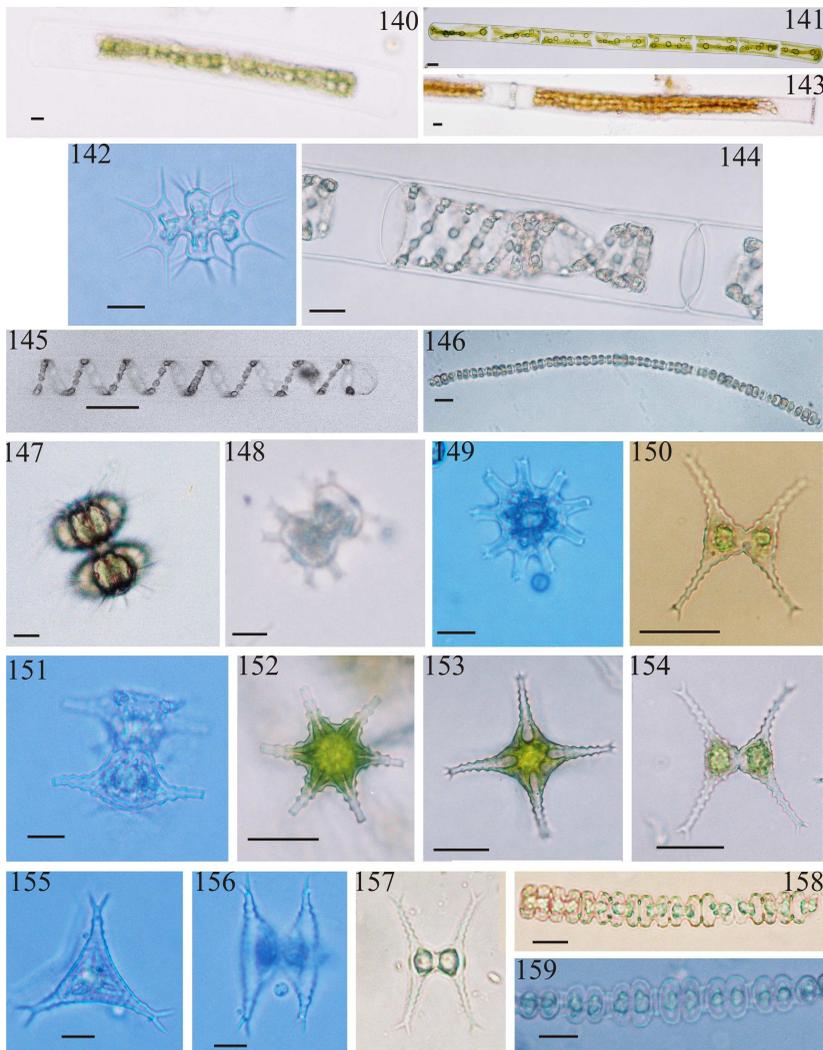
Prancha XI. Figs 105-112. **105.** *Dictyosphaerium pulchellum*; **106.** *Eutetramorus fottii*; **107.** *Gloeocystis polydermatica*; **108.** *Kirchneriella contorta*; **109.** *Kirchneriella irregularis*; **110.** *Largeheimia ciliata*; **111.** *Monoraphidium griffithii*; **112.** *Monoraphidium minutum*. Escala = 10 μm .



Prancha XII. Figs 113-121. 113. *Monoraphidium* cf. *subclavatum*; 114. *Monoraphidium tortile*; 115. *Oocystis lacustris*; 116. *Oocystis marssonii*; 117. *Pediastrum duplex* var. *gracillimum*; 118. *Pediastrum tetras*; 119. *Planktosphaeria gelatinosa*; 120. *Radiococcus nimbatus*; 121. *Scenedesmus ecornis*. Escala = 10 μ m.



Prancha XIII. Figs 122-139. 122. *Scenedesmus* cf. *obliquus*; 123. *Scenedesmus obtusus*; 124. *Schroederia setigera*; 125. *Tetrachlorella ornata*; 126. *Tetrastrum heteracanthum*; 127. *Tetrastrum staurogeniaforme*; 128. *Tetrastrum triangulare*; 129, 130, 131. *Volvox* sp.; 132. *Westella botryoides*; 133. *Closterium gracile*; 134. *Closterium intermedium*; 135. *Cosmarium botrytis* var. *subtumidum*; 136. *Cosmarium commisurale* var. *crassum*; 137, 138. *Desmidium baileyi*; 139. *Euastrum binale*. Escala = 10 μ m.



Prancha XIV. Figs 140-159. 140. *Gonatozygon kinahanii*; 141. *Mougeotia* sp.; 142. *Octacanthium octocorne* var. *octocorne*; 143. *Pleurotaenium caldense* var. *cristatum*; 144. *Spirogyra* sp1.; 145. *Spirogyra* sp2.; 146. *Spondylosium pygmaeum*; 147. *Staurastrum* cf. *claviferum* var. *brasiliense*; 148, 149. *Staurastrum laeve*; 150. *Staurastrum pseudotetracerum*; 151, 152. *Staurastrum rotula*; 153, 154. *Staurastrum stelliferum*, 155, 156. *Staurastrum subcruciatum*; 157. *Staurastrum volans*; 158. *Teilingia granulata*; 159. *Teilingia wallichii*. Escala = 10 μ m.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALONSO-RODRÍGUEZ, R.; PAÉZ-OSUNA, F. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California, **Aquaculture**, v. 219, p. 317–336, 2003.

ALVES-DA-SILVA, S. M. E.; TAMANAHA, M. S. Ocorrência de Euglenophyceae pigmentadas em rizipiscicultura na Região do Vale do Itajaí, SC, Sul do Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22 (1), p. 145-163, 2008.

AZEVEDO, M. T. P.; SAN'T ANNA, C. L. New taxa of *Oscillatoriaceae* (Cyanophyceae) from São Paulo State, Brazil. **Cryptogamic Botany**, v. 3, p. 207-212, 1993.

BAFFORD, R. A.; SEAGULL, R. A.; CHUNG, S. Y.; MILLIE, D. F. Intracellular localization of the taste/odor metabolite, 2- methylisoborneol, in *Oscillatoria limosa* (Cyanophyta). **Journal of Phycology**, v. 29, p.91-95, 1993.

BEYRUTH, Z.; TUCCI, A.; FERRAGUT, C.; MENEZES, L. B. Comunidade Fitoplancônica em tanques de aquíicultura. **Acta Limnológica Brasiliensia**, v. 10 (1), p. 21-36, 1998.

BICUDO, C.E.M. Contribution to the knowledge of the desmids of the state of São Paulo, Brazil (including a few from the state of Minas Gerais). **Nova Hedwigia**, v. 17, p. 433-549, 1969.

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

BOYD, C. E.; LIM, C.; QUEIROZ, J.; SALIE, K.; WET, L.; MCNEVIN, A. **Best Management Practices for Responsible Aquaculture**. USAID, 2004. 47p. (Program Management Office of the Aquaculture Collaborative Research Support Program [ACRSP]).

BROWN, S. W.; BOYD, C. E. Off-flavor in channel catfish from commercial ponds. **Transactions of the American Fisheries Society**, v.111(3), p. 379–383, 1982.

CHORUS, I.; BARTRAM, J. Toxic cyanobacteria in water. A guide to public health consequences, monitoring and management. London, E & FN Spon, 1999. 416 p.

CODD, G. A.; MORRISON, L. F.; METCALF, J. S. Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. **Toxicology and Applied Pharmacology**, v. 203, p. 264–272, 2005.

COTSARI, S.E.; BRUCHE, T. A.; MALLEVIALL, E. J. The identification of odorous metabolites produced from algal monocultures. **Water Science Technology**, v. 31, p. 251–258, 1995.

DESIKACHARY, T. V. **Cyanophyta**. Bombay: Council of Agricultural Research, 1959. 686 p.

ELER, M. N.; CAMPAGNA, A. F.; MINILLO, A.; RIBEIRO, M. A. P.; ESPÍNDOLA, E. L. G. Water quality, toxicity and gill lesions caused by intraperitoneally administered water-bloom crude extract in *Brycon cephalus* (Günter, 1896; Characidae) from fee-fishing ponds in São Paulo State, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 21(1), p. 89-100, 2009.

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 do CEPTA**, v. 14, p. 35-45, 2001.

ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. 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: ELER, M. N.; ESPÍNDOLA, E. G. (Ed.) **Avaliação dos impactos de pesque-pague: uma análise da atividade na bacia hidrográfica do rio Mogi-Guaçu**. São Paulo, 2006. p. 101-144.

ENGLISH, W. R.; SCHWEDLER, T. E.; DYCK, L. A. *Aphanizomenon flos-aquae*, a toxic blue-green alga in commercial channel catfish, *Ictalurus punctatus*, ponds: a case history. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 3, p. 196-209, 1994.

ETTL, H. **Xanthophyceae**. In: Ettl, H., Gerloff, J. e Heynig, H. Süßwasserflora von Mitteleuropa v. 3, teil 1. Stuttgart: G. Fischer, 1978. 530 p.

FÖRSTER, V. K. Amazonische Desmidiaceen. 1. Teil: Areal Santarém. **Amazoniana**, v. II(1/2), p. 5-116, 1969.

FÖRSTER, V. K. Conjugatophyceae: Zygnematales und Desmidiales (excl. Zygnemataceae). In: HUBER-PESTALOZZI, G. (Ed.) **Das Phytoplankton des Süßwassers: Systematik und Biologie**. Stuttgart: Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, 1982. 543 p.

FRANCESCHINI, I. M. **Algues d'eau douce de Porto Alegre, Brésil (lêds Diatomophycées exclues)**. Berlin, J. Cramer. (Bibliotheca Phycologica, 92), 1992.

FRANCESCHINI, I. M.; COUTÉ, A. A propos de trois nouvelles Chlorophytes provenant de Porto Alegre (Brésil). **Cryptogamie Algologie**, v. 13 (4), p. 273-280, 1992.

FROM, J., HORLYCK, V. Sites of uptake of geosmin, a cause of earthy-flavor, in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 41, p. 1224–1226, 1984.

FURUYA, W.M.; GONÇALVES, G.S.; FURUYA, V.R.B. Fitase na alimentação da Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). Desempenho e digestibilidade. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.30 n.3, p.924-929, 2001.

GENTIL, R. C.; TUCCI, A.; SANT'ANNA, C. L. Dinâmica da comunidade fitoplancônica e aspectos sanitários de um lago urbano eutrófico em São Paulo, SP. **Hoehnea**, v. 35(2), p. 265-280, 2008.

HANSON, T. R. Economic impact of off-flavor to the U.S. catfish industry. In A. M. Rimando and K. Schrader, editors. Off-flavors in aquaculture. **American Chemical Society Symposium**. Washington, p. 13–30. 2003. 848p.

HARADA, K. I. Production of secondary metabolites by freshwater cyanobacteria. **Chemical & Pharmaceutical Bulletin**, v. 52, p. 889–899, 2004.

HEGEWALD, E. New combinations in the genus *Desmodesmus* (Chlorophyceae, Scenedesmaceae). **Algological Studies**, v. 96, p. 1-18, 2000.

HOECK, V. den C.; MANN, D. G.; JAHNS, H. M. **Algae: An introduction to phycology**. Cambridge, Cambridge University, 1995. 623p.

HUBER-PESTALOZZI, G. Das Phytoplankton des Süßwasser Systematik und Biologie (Chrysophyceen). In: Thienemann, A. (Ed.) **Die Binnengewässer**. Stuttgart, v. 16(2), 1941. 365 p.

HUBER-PESTALOZZI, G. Euglenaceen. In: **Das phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie**, Stuttgart, E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung. (Die Binnengewässer, August Thienemann, 16), 1955.

IZAGUIRRE, G.; TAYLOR, W. D. A guide to geosmin- and MIB-producing cyanobacteria in the United States. **Water Science and Technology**, v. 49 (9), p. 19–24, 2004.

JÜTTNER, F. Volatile odorous excretion products of algae and their occurrence in the natural aquatic environment. **Water Science Technology**, v. 15 (6/7), p. 247–257, 1983.

JÜTTNER, F., HOEFLACHER, B., WURSTER, K. Seasonal analysis of volatile organic biogenic substances (VOBS) in freshwater phytoplankton populations dominated by *Dinobryon*, *Microcystis* and *Aphanizomenon*. **Journal Phycology**, v. 22 (2), p. 169–175, 1986.

JÜTTNER, F.; WATSON, S. B. Biochemical and ecological control of geosmin and 2-methylisoborneol in source-waters. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 73 (14), p. 4395–4406, 2007.

KOMÁREK, J. E.; ANAGNOSTIDIS, K. Cyanoprokaryota 1. Chroococcales. In: Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H. e Mollenhauer, D. (Eds.) **Süßwasserflora von Mitteleuropa**. Jena, Fischer, v. 19(1), 1999. 548 p.

KOMÁREK, J. E.; ANAGNOSTIDIS, K. Cyanoprokaryota 2. Oscillatoriales. In: Büdel, B.; Gärtner, G., Krienitz, L.; Schagerl, M. (Eds.)

Süßwasserflora von Mitteleuropa. Elsevier GmbH, v. 19(2), 2005. 759 p.

KOMÁREK, J. E.; FOTT, P. B. Chlorophyceae – Chlorococcales. In: Huber-Pestalozzi, G. (Ed.) **Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie.** Stuttgart: E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, pt. 7, (Die Binnengewässer, v. 16), 1983. 1044 p.

KOMARKOVÁ-LEGNEROVA, J.; ELORANTA, P. Planktic blue-green algae (Cyanophyta) from Central Finland (Jyväskylä region) with special reference to the genus *Anabaena*. **Algological Studies**, v.67, p. 103-133, 1992.

KRISHNANI, K. K.; RAVICHANDRAN, P.; AYYAPPAN, S. Microbially Derived Off-Flavor from Geosmin and 2- methylisoborneol: Sources and Remediation. In: **Reviews of Environmental Contamination and Toxicology**, Springer New York, p.1-27. 2008.

LACHI, J. B.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Qualidade da água e composição fitoplanctônica de um viveiro de piscicultura utilizado para fins de pesca esportiva e irrigação. **Boletim Instituto de Pesca**, v. 34 (1), p. 29-38, 2008.

LOVELL, R. T.; SACKKEY, L. A. Absorption by channel catfish of earthy-musty flavor compounds synthesized by cultures of blue-green algae. **Transactions of the American Fisheries Society**, v. 102 (4), p. 774– 777, 1973.

MAGALHÃES, V. F.; SOARES, R. M.; AZEVEDO, S. M. F. O. Microcystin contamination in fish from the Jacarepaguá Lagoon (Rio de Janeiro, Brazil): ecological implication and human health risk. **Toxicon**, v. 39, p. 1077-1085, 2001.

MACEDO, C. F.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Variações de nutrientes e estado trófico em viveiros seqüenciais de criação de peixes. **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 27 (3), p. 405-411, 2005.

MARTIN, J. F.; MCCOY, C. P.; TUCKER, C. S.; BENNETT, L. W. 2-methylisoborneol implicated as a cause of off-flavor in channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque), from commercial culture ponds in Mississippi. **Aquaculture Research**, v. 19 (2), p. 151-157, 1988.

MATSUMOTO, A.; TSUCHIYA, Y. Earthy-musty odor-producing cyanophytes isolated from five water areas in Tokyo. **Water Science Technology**, v.20 (8–9), p.179–183, 1988.

MATSUZAKI, M.; MUCCI, J. J. N.; ROCHA, A. A. Comunidade fitoplanctônica de um pesqueiro na cidade de São Paulo. **Revista Saúde Pública**, v. 38 (5), p. 679-686, 2004.

MELÃO, M. G. G.; ROCHA, O., ROCHE, K. F. Produtividade, Biomassa, Flutuações Populacionais e Interações Biológicas da Comunidade Planctônica e Suas Implicações na Transferência de Energia na Cadeia Alimentar de um Reservatório Raso e Oligotófico. In: ROCHE, K. F.; ROCHA, O. (orgs.) **Ecologia Trófica de Peixes: com ênfase na planctivoria em ambientes lênticos de água doce no Brasil**. Rima, 2005. P. 25-80.

MPA - MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. Produção Pesqueira e Aquícola 2008-2009. Disponível em: <<http://www.mpa.gov.br>>. Acesso em: 28 de outubro de 2010.

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. **Environmental Toxicology**, v. 18 (2), p. 137–141, 2003.

PALMER, C. M. Algae in water supplies. Department of Health, Education, and Welfare, Washington, DC, USA.1962.

PERSSON, P. E. Muddy odour: a problem associated with extreme eutrophication. **Hydrobiologia**, v. 86 (1-2), 1982.

PERSSON, P. E. Odorous algal cultures in culture collections. **Water Science Technology**, v. 20, p.211–213, 1988.

POPOVSKÝ, J.; PFIESTER, L. A. Dinophyceae (Dinoflagellida). In: H. Ettl; J. Gerloff; H. Heynig & D. Mollenhauer (eds.). **Süßwasserflora von Mitteleuropa**. Stuttgart, Gustav Fischer Verlag, v. 6, 1990. 272p.

ROBERTSON, R.F.; HAMMOND, A.; JAUNCEY, K.; BEVERIDGE, M. C. M.; LAWTON, L. A. An investigation into the occurrence of

geosmin responsible for earthy–musty taints in UK farmed rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, v. 259, p. 153–163, 2006.

ROBIN, J.; CRAVEDI, J. P.; HILLENWECK, A.; DESHAYES, C.; VALLOD, D. Off flavour characterisation and origin in French trout farming. **Aquaculture**, v. 260, p. 128–138, 2006.

ROSET, J.; GIBELLO, A.; AGUAYO, S.; DOMÍNGUEZ, L.; ÁLVAREZ, M.; FERNÁNDEZ-GARAYZABAL, J. F.; ZAPATA, A.; MUÑOZ, M. J. Mortality of rainbow trout [*Oncorhynchus mykiss* (Walbaum)] associated with freshwater dinoflagellate bloom [*Peridinium polonicum* (Woloszynska)] in a fish farm. **Aquaculture Research**, v. 23, p. 141–145, 2002.

ROUND, F. E.; CRAWFORD R. M. E.; MANN, D. G. **The diatoms biology & Morphology of the Genera**. Cambridge University Press, 1990. 747 p.

SANT'ANNA, C. L. **Chlorococcales (Chlorophyceae) do Estado de São Paulo, Brasil**. Bibliotheca Phycologica, v. 67, p. 1-348, 1984.

SANT'ANNA, C. L.; AZEVEDO, M. T. P. Contribution to the knowledge of potentially toxic Cyanobacteria from Brazil. **Nova Hedwigia**, v.71, p. 359-385, 2000.

SCHRADER, K. K.; DENNIS, E. D. Cyanobacteria and earthy/musty compounds found in commercial catfish (*Ictalurus punctatus*) ponds in the Mississippi-Alabama Blackland Prairie. **Water Research**, v. 39, p. 2807-2814, 2005.

SEVRIN-REYSSAC, J.; PLETIKOSIC, M. Cyanobacteria in fish ponds. **Aquaculture**, v. 88, p. 1-20, 1990.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; COLUS, D. S. O. Estrutura da comunidade fitoplanctônica e zooplanctônica em dois viveiros de cultivo semi-intensivo de peixes. **Boletim Laboratório Hidrobiologia**, São Luis, v. 10, p. 51-64, 1997.

SIPAÚBA- TAVARES, L. H.; LIGEIRO, S. R. & DURIGAN, J. G. Variação de alguns Parâmetros Limnológicos em um Viveiro de Pisci-

cultura em Função da Luz. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 7, p. 138-150, 1995.

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, p. 5–20, 2008.

TABACHEK, J. L.; YURKOWSKI, M. Isolation and identification of blue-green algae producing muddy odor metabolites, geosmin, and 2-methylisoborneol, in saline lakes in Manitoba. **Journal of the Fisheries Research Board of Canada**, v. 33(1), p. 25–35, 1976.

TELL, G. E.; CONFORTI, V. **Euglenophyta pigmentadas de la Argentina**. Bibliotheca Phycologica, v. 75, p. 1-301, 1986. 301p.

TSUCHIYA, Y.; MATSUMOTO, A. Characterization of *Oscillatoria* f. *granulata* producing 2-methylisoborneol and geosmin. **Water Science Technology**, v. 40 (6), p. 245–250, 1999.

TUCCI, A.; SAN'T ANNA, C. L.; GENTIL, R. C.; AZEVEDO, M. T. P. Fitoplâncton do Lago das Garças, São Paulo, Brasil: um reservatório urbano eutrófico. **Hoehnea**, v. 33(2), p. 147-175, 2006.

UTKILEN, H. C.; FROESHAUG, M. Geosmin production and excretion in a planktonic and benthic *Oscillatoria*. **Water Science Technology**, v. 25 (2), p.199–206, 1992.

VALLOD, D.; CRAVEDY, J.P.; HILLENWECK, A.; ROBIN, J. Analysis of the off-flavor risk in carp production in ponds in Dombes and Forez (France). **Aquaculture International**, v. 15,p. 287–298, 2007.

VAN DER HOEK, C., MANN, S. G.; JAHNS, H. M. **Algae: An Introduction to Phycology**. Cambridge University Press, Cambridge. 1997.

VAN DER PLOEG, M.; TUCKER, C. S.; BOYD, C. E.; Geosmin and 2-methylisoborneol production by cyanobacteria in fish ponds in the southeastern United States. **Water Science Technology**, v. 25 (2), p. 283–290, 1992.

ZIMBA, P. V.; KHOO, L.; GAUNT, P.; CARMICHAEL, W. W. Confirmation of *catfish* mortality from *Microcystis* toxins. **Journal of Fish Diseases**, v. 24, p. 41–47, 2001.

ZIMBA, P. V.; ROWAN, M.; TRIEMER, R. Identification of euglenoid algae that produce ichthyotoxin(s). **Journal of Fish Diseases**, v. 27, p. 115–117, 2004.

XU, L.; XIONG, B.; PAN, Y.; WANG, J.; CAO, H.; ZHAO, W. Relationship between concentrations of odorous compounds and biomass of phytoplankton and actinomycetes in freshwater ponds of Beijing, China. **Aquaculture International**, v.18 (3), p.59-64, 2010.

WACKLIN, P.; HOFFMANN, L.; KOMÁREK, J. Nomenclatural validation of the genetically revised cyanobacterial genus *Dolichospermum* (Ralfs ex Bornet et Flahault) comb. nova. **Fottea**, v. 9 (1), p. 59–64, 2009.

WATSON, S. B.; SATCHWILL, T.; DIXON, E.; McCAULEY, E. Under-ice blooms and source-water odour in a nutrient-poor reservoir: biological, ecological and applied perspectives. **Freshwater Biology**, v. 46, p. 1553-1567, 2001.

WATSON, S. B. Chemical communication or chemical waste? A review of the chemical ecology algal odour. **Phycologia**, v. 42, p. 678–684, 2003.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO

ACIESP. **Glossário de Ecologia**. 2ª ed., São Paulo, ACIESP. 1997. 352p.

ALONSO-RODRÍGUEZ, R.; PAÉZ-OSUNA, F. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California, **Aquaculture**, v. 219, p. 317–336, 2003.

BACCARIN, A. E. ; CAMARGO, A. F. M.. Characterization and evaluation of the feed management on the effluents of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture, **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 48 (1), p. 81-90, 2005.

BALDIA, S. F.; EVANGELISTA, A. D.; ARALAR, A.V.; SANTIAGO, A. E. Nitrogen and phosphorus utilization in the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa* isolated from Laguna de Bay, Philippines. **J Applied Phycoogy**, v. 19, p. 607–613, 2007.

BECHARA, J. A.; ROUX, J. P.; DÍAZ, F. J. R.; QUINTANA, C. I. F.; MEABEBECHARA, C. A. L. The effect of dietary protein level on pond water quality and feed utilization efficiency of pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887). **Aquaculture Research**, Oxford, v. 36 (6), p. 546-553, 2005.

BOYD, C. **Water quality in ponds for aquaculture**. London: Birmingham Publishing, 1990. 482p.

BOYD, C. E.; TUCKER, C. S. **Pond aquaculture water quality management**. Kluwer Academic Publisher, Boston. 1998. 700p.

CALJURI, M.C.; ALVES, M.S.A.; SANTOS, A.C.A. dos **Cianobactérias e cianotoxinas em águas continentais**. São Carlos: Rima, 2006. 108 p.

COBLENTZ, B. Catfish prices must rise for industry to survive: ag economist. **MSU Agency Communications**. Disponível em: <<http://deltafarmpress.com/news/catfish-price-0813/>>. Acesso em: 20 ago, 2008.

COLE, B.; BOYD, C. Feeding rate, water quality, and channel Catfish: Production in ponds. **The Progressive Fish Culturist**, Alabama, v. 48, p. 25-29, 1986.

DIONIGI, C.P., BETT, K.L., JOHNSEN, P.B., MCGILLBERRY, J.H., MILLIE, D.F., VINYARD, B.T. Variation in channel catfish (*Ictalurus punctatus*) flavor-quality and its quality control implications. **J. World Aquac. Soc.**, v. 29, p. 140–154. 1998.

ENGLE, C.R., POUNDS, G.L., VAN DER PLOEG, M. The cost of off-flavor. **J. World Aquac. Soc.**, v. 26, p. 297–306, 1995.

ESTEVEES, F.A. **Fundamentos de limnologia. Interciência.** 2^a ed., Rio de Janeiro, 602p. 1998.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **The State of World Fisheries and Aquaculture**, 2006. Roma. 2006. 180 p. Disponível em: <<http://www.fao.org>>. Acesso em: 10 jun. 2008.

FARMER, L., MCCONNELL, J.M., HAGAN, T.D., HARPER, D.B. Flavour and off-flavour in farmed and wild Atlantic salmon from locations around Northern Ireland. **Water Sci. Technol.** v. 31, p. 259–264, 1995.

FROM, J., HORLYCK, V. Sites of uptake of geosmin, a cause of earthy-flavor, in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). **Can. J. Fish Aquat. Sci.** v. 41, p. 1224–1226, 1984.

GAUTIER, D.; BOYD, C. E.; LOVELL, R. T. Sampling channel catfish ponds for pre-harvest off-flavor detection. **Aquacultural Engineering**, v. 26, p. 205- 213, 2002.

GUTTMAN, L.; VAN RIJN, J. Identification of conditions underlying production of geosmin and 2-methylisoborneol in a recirculating system. **Aquaculture**, v.279, p.85-91. 2008.

HANSON, T. R. Economic impact of off-flavor to the U.S. catfish industry. In A. M. Rimando and K. Schrader, editors. Off-flavors in aquaculture. **American Chemical Society, Symposium.** Washington, p. 13–30. 2003. 848p.

HÖCKELMANN, C., JÜTTNER, F. Off-flavours in water: hydroxyketones and β -ionine derivatives as new odour compounds of freshwater cyanobacteria. **Flavour Frag. J.**, v. 20, p. 387–394, 2005.

HOEK, V. D. C., MANN, S. G.; JAHNS, H. M. *Algae: An Introduction to Phycology*. Cambridge University Press, Cambridge. 1997.

HOUSE, L.; HANSON T.; SURESHWARAN, S.; SELASSIE, H. Experiment Station. Mississippi Agricultural & Forestry - Opinions of U. S. Consumers About Farm-Raised Catfish: Results of a 2000–2001 Survey. **Bulletin 1134**. July. 2003.

HOWGATE, P. Tainting of farmed fish by geosmin and 2-methyl-isoborneol: a review of sensory aspects and of uptake/depuration. **Aquaculture**, v. 234, p. 155–181, 2004.

KLAUSEN, C.; NICOLAISEN, M.H.; STROBEL, B.W.; WARNECKE, F.; NIELSEN, J.L.; JORGENSEN, N.O.G. Abundance of actinobacteria and production of geosmin and 2-methylisoborneol in Danish streams and fish ponds. **FEMS Microbiol. Ecol.**, v. 52, p. 265–278, 2005.

KUMAR, G.; ENGLE, C.; QUAGRAINIE, K. Household Preferences and Consumption Patterns for Farm-Raised Catfish in the U.S. University of Arkansas at Pine. 2007. Disponível em: <www.uaex.edu/Other_Areas/publications/PDF/ETB-258.pdf>. Acesso em: 10 jun 2009.

KUBITZA, F. Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões. Jundiaí, 2003. 229p.

LACHI, J. B.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. Qualidade da água e composição fitoplanctônica de um viveiro de piscicultura utilizado para fins de pesca esportiva e irrigação. **Boletim Instituto de Pesca**, v. 34 (1), p. 29-38, 2008.

LUCIEN-BRUN, H.; VIDAL, F. Part 1: Influence of farming methods - Quality issues in marketing white shrimp *Penaeus vannamei* to European markets. **Aquaculture AsiaPacific Magazine**, p. 32-33, mai/jun, 2006.

MAINARDES-PINTO, C. S. R.; MERCANTE, C. T. J. Avaliação de variáveis limnológicas e suas relações com uma floração de Euglenaceae pigmentada em viveiro povoado com Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus), São Paulo, Brasil. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.25 (2), p. 323-328, 2003.

MARTIN, J.F.; MCCOY, C.P.; GREENLEAF, W.; BENNETT, L. Analysis of 2-methylisoborneol in water, mud, and channel catfish (*Ictalurus punctatus*) from commercial culture ponds in Mississippi. **Can. J. Fish. Aquat. Sci.**, v. 44, p. 909-912, 1998.

MATSUZAKI, M; MUCCI, J. L. N.; ROCHA, A. A. Comunidade fitoplanctônica de um pesqueiro na cidade de São Paulo. **Rev. Saúde Pública**, v. 38 (5), p. 679-686, 2004.

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 biológica, São Paulo, Brasil. **Bioikos**, v. 21 (2), p. 79-88, 2007.

MIRANDA, E. C; PZZATO, A. C.; PEZZATO, L. E.; GRANER, C.F; ROSA, G. J; QUINTERO-PINTO, L. G. Relação Cálcio/Fósforo Disponível em Rações para a Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 29, n.6, p. 2162-2171, 2000.

MORITZ, B. State catfish farmers struggling to stay afloat. Disponível em:

<<http://www.arkansasnews.com/archive/2008/05/25/News/346348.html>>. Arkansas News Bureau, may, 2008. Acesso em: 27 jun., 2008.

NASS - NATIONAL AGRICULTURAL STATISTICS SERVICE. Catfish Processing. U.S. Department of Agriculture. Disponível em:<<http://usda.mannlib.cornell.edu/usda/current/CatfProc/CatfProc-05-18-2010.pdf>>. Acesso em: 21 mai. 2010.

NMFS - National Marine Fisheries Service. Per Capta Consumption. In: Fisheries of the United States 2008. Maryland. 2009. Disponível em:<<http://www.st.nmfs.noaa.gov/st1/fus/fus08/index.html>>. Acesso em : 20 out. 2009.

ONO, E. A.; KUBITZA, F. **Cultivo de peixes em tanques-rede**. 3ed.rev.ampl. Jundiaí: E. A. Ono, 2003. 112p.

PEREIRA, R. H. G.; ESPÍNDOLA, E. L. G.; ELER, M. N. Limnological variables and their correlation with water flow in fish ponds. **Acta limnológica Brasileira**, v. 16 (3), p. 583-611, 2004.

PERKINS E.J.; GRIFFIN, B.; HOBBS M.; GOLLON J.; WOLFORD L. & SCHLENK D. Sexual differences in mortality and sublethal stress in channel catfish following 10-week exposure to copper sulphate. **Aquatic Toxicology**, v. 37, p. 327-339, 1997.

REEVES, S. Times are tough for West Alabama catfish farmers. Disponível em: <<http://www.tuscaloosaneews.com/article/20080626/NEWS/493523564>>. Acesso em: 27 jun., 2008.

REYNOLDS, C.S. **Ecology of Phytoplankton**. Cambridge University Press, Cambridge. 2006.

ROBERTSON, R. F.; LAWTON, L. A. Off-flavor Problems and a Potential Solution within the U.K. Trout Industry. Chapter 5. American Chemical Society. 2003.

ROBERTSON, R.F., JAUNCEY, K., BEVERIDGE, M.C.M., LAWTON, L.A. Depuration rates and the sensory threshold concentration of geosmin responsible for earthy-musty taint in rainbow trout, *Onchorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, v. 245, p. 89-99, 2005.

ROBERTSON, R.F., HAMMOND, A., JAUNCEY, K., BEVERIDGE, M.C.M., LAWTON, L.A. An investigation into the occurrence of geosmin responsible for earthy-musty taints in UK farmed rainbow trout, *Onchorhynchus mykiss*. **Aquaculture**, v. 259, p. 153-163, 2006.

ROBIN, J., CRAVEDI, J.P., HILLENWECK, A., DESHAYES, C., VALLOD, D. Off flavor characterization and origin in French trout farming. **Aquaculture**, v. 260, p. 128-138, 2006.

SCHRADER, K. K.; DENNIS, M. B. Cyanobacteria and earthy/musty compounds found in commercial catfish (*Ictalurus punctatus*) ponds in

the Mississippi Delta and Mississippi–Alabama Blackland Prairie. **Water Research**, v. 39, p. 2807–2814, 2005.

SCHRADER K.K., TUCKER C.S., HANSON T.R., GERARD P., KINGSBURY S.K. & RIMANDO A.M. Management of musty *off-flavor* in channel *catfish* from commercial ponds with weekly applications of copper sulfate. **North American Journal of Aquaculture**, v. 67, p. 138-147, 2005.

SILVEIRA, F.S.; ROCZANSKI, M.; COSTA, S. W.; OLIVEIRA NETO, F. M.; FILOMENO, A. F. **Síntese Anual da Agricultura em Santa Catarina 2008-2009**: Desempenho da Pesca e da Aqüicultura. EPAGRI, Florianópolis - SC. 2010.

SIPAÚBA, L. H. **Limnologia aplicada a aquicultura**. Jaboticabal, 1995. 70p.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.. Variação diurna de alguns parâmetros limnológicos em três viveiros de piscicultura submetidos a diferentes tempos de residência. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 8, p. 29-36, 1996.

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, p. 5–20, 2008.

TUCKER, C.S. Off-flavor problems in aquaculture. **Rev. Fish. Sci.**, v. 8, p. 45–88, 2000.

TUCKER, C.S. Low-density silver carp *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes) polyculture does not prevent cyanobacterial off-flavours in *channel catfish* *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). **Aquaculture Research**, v. 37, p. 209-214, 2006.

TURCHINI, G. M.; MENTASTI, T.; CAPRINO, F.; PANSERI, S.; MORETTI, V. M.; VALFRÈ, F. Effects of dietary lipid sources on flavour volatile compounds of brown trout (*Salmo trutta* L.) fillet, **Journal of Applied Ichthyology**, v.20, pp. 71–75, 2004.

TSUKAMOTO, R.; TAKAHASHI, N. S. O mau sabor do pescado- Conjecturas e Atualidades. Revista **Panorama da Aqüicultura**, nov./dez, p. 10-13, 2007.

VALLOD, D.; CRAVEDI, J. P.; HILLENWECK, A.; ROBIN, J. Analysis of the off-flavor risk in carp production in ponds in Dombes and Forez (France). **Aquaculture**, v. 15, p. 287–298, 2007.

VINATEA, L. A. **Fundamentos de aquíicultura**. Florianópolis: UFSC, 2004.

ZHENG, H.; MUHAMMAD, A.; HERNDON, C. W. The Impacts of Ethanol on the US Catfish Farm Sector. Southern Agricultural Economics Association Annual Meeting, Atlanta, Georgia, January 31-February 3, 2009.

ZIMBA, P. V.; GITELSON, A. A. Remote estimation of chlorophyll concentration in hyper-eutrophic aquatic systems: model tuning and accuracy optimization. **Aquaculture**, v. 256, 272–286, 2006.

WALKER, H. L.; HIGGINBOTHAM, L. R. An Aquatic Bacterium That Lyses Cyanobacteria Associated with Off-Flavor of Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*). *Biological Control*, v. 18, p. 71–78, 2000.

WATSON, S. B. Chemical communication or chemical waste? A review of the chemical ecology algal odour. **Phycologia**, v. 42, p. 678–684, 2003.

YAMPRAYOON, J., NOOMHORM, A. Geosmin and off-flavor in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *J. Aquat. Food Prod. Technol.* v. 9, p. 29–41, 2000.

YUSOFF, F. M.; MCNABB, C.D. The effects of phosphorus and nitrogen on phytoplankton dominance in tropical fish ponds. **Aquaculture Research**, v. 28, p. 591-597, 1997.

ZIMBA, P.; GRIMM, C. C.; DIONIGI, C. R. Phytoplankton Community Structure, Biomass, and Off-flavor: Pond Size Relationships in Louisiana Catfish Ponds. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 32 (1), p. 96-104, 2001.

ZIMBA, P. V.; ROWAN, M.; TRIEMER, R. Identification of euglenoid algae that produce ichthyotoxin(s). *Journal of Fish Diseases*, v. 27, p. 115–117, 2004.