

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ  
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA  
CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA

FERNANDA TAMYRES MARTINS DA COSTA

INFLUÊNCIA DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *Chlorella sp.* DURANTE A  
REVERSÃO SEXUAL DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*).

FORTALEZA

2010

FERNANDA TAMYRES MARTINS DA COSTA

INFLUÊNCIA DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *Chlorella sp.* DURANTE A  
REVERSÃO SEXUAL DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*).

Trabalho supervisionado – Modalidade A  
Monografia submetida à Coordenação do  
Curso de Graduação em Engenharia de Pesca  
da Universidade Federal do Ceará, como  
requisito parcial para obtenção do grau de  
Engenharia de Pesca.

Orientador: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo  
Farias.

FORTALEZA

2010



Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal do Ceará  
Biblioteca Universitária  
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

- C872i Costa, Fernanda Tamyres Martins da.  
Influência da utilização da microalga *Chlorella* sp. durante a reversão sexual da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) / Fernanda Tamyres Martins da Costa. – 2010.  
34 f. : il.
- Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2010.  
Orientação: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias.
1. *Chlorella* sp. 2. Alimentação. 3. Pós-larvas. 4. Tilápia do Nilo. 5. *Oreochromis niloticus*. I. Título.  
CDD 639.2
-

FERNANDA TAMYRES MARTINS DA COSTA

INFLUÊNCIA DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA *Chlorella sp.* DURANTE A  
REVERSÃO SEXUAL DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*).

Monografia submetida à Coordenação do Curso de Graduação em Engenharia de Pesca da  
Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Bacharel em  
Engenharia de Pesca.

Aprovado em: 01 / 12 / 10.

BANCA EXAMINADORA

---

Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias (Orientador)

Universidade Federal do Ceará

---

Prof. Dr. Marcelo Vinícius do Carmo e Sá

Universidade Federal do Ceará

---

M.Sc. Ricardo Lafaiete Moreira

Universidade Federal do Ceará

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus por ter me concedido a vida.

Aos meus pais, pois sem o esforço deles eu nunca teria conseguido alcançar esse meu objetivo.

Ao meu noivo pela paciência e disposição durante todo o trabalho.

Ao meu grande amigo Filipe pelas ideias e por estar sempre disposto a me ajudar durante toda a faculdade.

Ao professor Doutor Wladimir Ronald Farias pelas orientações e ensinamentos concedidos.

Aos amigos Maírton, Ricardo, Simone, Fred, Tati, Gabriel, Felipe e Rafael Zagalo por terem me ajudado incansavelmente durante todo o trabalho.

Aos amigos do CTA, João, Will, Alan, Glácio, Luís Paulo, Renato, Valdemar, Mário, Ronaldo, Fred Guilard, Ricardo, Júnior Filé, Rafael Viana pela companhia e amizade durante todos esses anos.

A todo corpo docente do Departamento de Engenharia de Pesca.

A todos os demais que contribuíram diretamente ou indiretamente para minha formação.

## LISTA DE TABELAS

1. Composição química da ração utilizada no experimento	14
2. Valores médios semanais do consumo da microalga <i>Chlorella</i> sp e das microalgas presentes na água verde pela tilápia do Nilo ( <i>O. niloticus</i> )	20
3. Valores médios dos parâmetros físico-químicos da água de cultivo	24
4. Quocientes intestinais dos peixes cultivados na presença de <i>Chlorella</i> sp, água clara e água verde	27

## LISTA DE FIGURAS

1. Reta de regressão entre a densidade óptica ( $DO_{680\text{nm}}$ ) e a densidade celular ( $N^{\circ}$  de cel (s)  $\times 10^{-4} \text{ mL}^{-1}$ ) da microalga *Chlorella* sp 19
2. Reta de regressão entre a densidade óptica ( $DO_{680\text{nm}}$ ) e a densidade celular ( $N^{\circ}$  de cel (s)  $\times 10^{-4} \text{ mL}^{-1}$ ) da água verde 20
3. Curva de crescimento da microalga *Chlorella* sp. expressa em valores de densidade óptica da cultura ( $DO_{680 \text{ nm}}$ ) 21
4. Curva de crescimento da microalga *Chlorella* sp. expressa através da densidade celular da cultura (número de células  $\text{mL}^{-1}$ ) 21
5. Crescimento em peso da tilápia do Nilo, *O. niloticus* durante a reversão sexual com a microalga *Chlorella* sp, água clara e água verde 25
6. Crescimento em comprimento da tilápia do Nilo, *O. niloticus* durante a reversão sexual com a microalga *Chlorella* sp, água clara e água verde 25
7. Sobrevivência da tilápia do Nilo, *O. niloticus*, para os tratamentos com *Chlorella* sp (T1), água clara (T2) e água verde (T3) durante todo o cultivo 28

## RESUMO

As microalgas são amplamente utilizadas na alimentação de animais, podendo apresentar um grande número de compostos como proteínas, lipídeos, polissacarídeos, carotenóides e vitaminas. Acredita-se que a ingestão de pequenas quantidades de microalgas pode causar mudanças satisfatórias na fisiologia desses organismos, dando um estímulo na resposta imunológica não-específica. O objetivo desse trabalho foi avaliar a influencia da microalga *Chlorella* sp no desempenho de pós larvas (pl's) de tilápia do Nilo, submetidas a alimentação de *Chlorella* sp e água verde proveniente de um tanque de piscicultura, por um período de 28 dias. Na primeira fase, além da oferta de microalgas foi, também, ofertada ração microparticulada (50% PB) contendo o hormônio 17- $\alpha$ -metiltestosterona, para a realização da reversão sexual. O experimento foi dividido em três tratamentos, com três repetições cada, com densidade de 5 pl's L<sup>-1</sup>. Os peixes foram cultivados com *Chlorella* sp, água clara (controle) e água verde e apresentaram pesos e comprimentos médios finais de 0,15 g e 2,3 cm, 0,09 g e 1,94 cm, 0,11 g e 2,7 cm, respectivamente. Após 28 dias de cultivo, os resultados mostraram que houve diferença estatística ( $\alpha=0,05$ ) entre o tratamento com *Chlorella* sp e os tratamentos com água verde e água clara. Depois desse período, os peixes foram transferidos para caixas de PVC com densidade de 3 pl's L<sup>-1</sup> e cultivados por mais 45 dias, para a avaliação de peso e comprimento, taxa de sobrevivência dos animais e quociente intestinal. Nesta fase foi ofertada ração sem hormônio. Ao final do cultivo, os peixes apresentaram pesos e comprimentos médios de 0,61 g e 3,26 cm, 0,35 g e 2,23 cm, 0,61 g e 3,34 cm, para os tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde. Os resultados do quociente intestinal mostraram que não houve diferença estatisticamente significativa entre os tratamentos. As taxas de sobrevivência encontrados foram de 98,67, 60,33 e 59,33% para os tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde, respectivamente. Com a realização desse trabalho, pudemos concluir que a utilização da microalga *Chlorella* sp influenciou positivamente no crescimento em peso e comprimento e na sobrevivência da tilápia do Nilo (*O. niloticus*).

Palavras-chave: *Chlorella* sp. Alimentação. Pós-larvas. Tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*.

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	8
1.1 O desenvolvimento da aqüicultura	8
1.2 A importância das microalgas	9
1.3 Características do sistema digestivo dos peixes	12
2. MATERIAL E MÉTODOS	13
2.1 Local e espécie	13
2.2 Cultivo da microalga <i>Chlorella</i> sp	13
2.3 Obtenção das microalgas do tanque de piscicultura	14
2.4 Ração para a reversão sexual de tilápia do Nilo	14
2.5 Primeira fase do cultivo: Reversão sexual	15
2.5.1 Inoculação das microalgas	17
2.6 Segunda fase do cultivo	17
2.7 Parâmetros físico-químicos	17
2.8 Determinação do quociente Intestinal	17
2.9 Análise estatística	18
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	19
3.1 Cultivo das microalgas	19
3.1.1 Correlação entre a absorbância e o número de células	19
3.1.2 Curva de crescimento	20
3.1.3 Água verde	22
3.2 Parâmetros físico-químicos	23
3.2.1 Temperatura	23
3.2.2 Oxigênio Dissolvido	23
3.2.3 Potencial hidrogeniônico	23
3.3 Crescimento em peso (g) e comprimento	24
3.3.1 Primeira Fase (Reversão sexual)	24
3.3.2 Segunda Fase	26
3.3.3 Comprimento intestinal	26
3.3.4 Sobrevivência	27
4. CONCLUSÃO	29
REFERÊNCIAS	30

# INFLUÊNCIA DA UTILIZAÇÃO DA MICROALGA MARINHA *Chlorella sp.* DURANTE A REVERSÃO SEXUAL DA TILÁPIA DO NILO (*Oreochromis niloticus*).

FERNANDA TAMYRES MARTINS DA COSTA

## 1. INTRODUÇÃO

### 1.1 O desenvolvimento da aquicultura

Atualmente, por definição, a aquicultura é considerada uma atividade multidisciplinar que aborda o cultivo de diversos organismos aquáticos, incluindo plantas aquáticas, moluscos, crustáceos e peixes, em que a intervenção ou manejo no processo de criação é imprescindível para o aumento da produção. Talvez a mais importante diferença entre aquicultura e pesca, é que esta última envolve a idéia de exploração dos recursos naturais de propriedade pública, ou seja, sem a caracterização definida de um proprietário (OLIVEIRA, 2009). Segundo o autor, também pode ser entendida como a produção de organismos predominantemente aquáticos, em qualquer fase do desenvolvimento, e que seja realizada em um espaço confinado e controlado. Esta prática pode consumir recursos naturais, tais como água, energia e solo, havendo a necessidade de uma racionalização destas fontes, e para minimizar isso, a aquicultura sustentável preza pela produção lucrativa combinada com uma conservação do meio ambiente e dos recursos naturais, promovendo o desenvolvimento social.

Segundo estatísticas do Ibama (2008), a maioria dos organismos aquáticos produzidos no Brasil são adquiridos da aquicultura continental que passou de 179.746 para 191.183 t de 2005 a 2006, respectivamente, correspondendo, no último ano, a um crescimento de 6,4% e a cerca de 70,4% do total produzido no País.

Dentre as espécies de peixes de água doce atualmente cultivadas no mundo, a tilápia se destaca em segundo lugar, perdendo apenas para as carpas. As tilápias, originárias do continente africano, pertencem à família Cichlidae e existem mais de 70 espécies difundidas em todo o mundo (CARMO, 2008).

Apesar de contar com vários peixes nativos, a aquicultura brasileira está muito voltada para um peixe exótico, representado pela tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* já que, graças a avançados conhecimentos de manejo e biologia, este apresenta uma maior viabilidade econômica. Vários fatores reforçam o interessante destaque desta espécie do ponto

de vista produtivo, tais como, possuir posição trófica mais baixa, aceitar uma grande variedade de alimentos, possuir um curto ciclo de engorda, responder com eficiência à ingestão de proteínas de origem vegetal e animal, ser resistentes a doenças e desovar ao longo do ano todo (SEBRAE, 2007).

As taxas de ganho de peso e a conversão alimentar das fêmeas de tilápia são ruins do ponto de vista zootécnico, quando comparadas àquelas dos machos. Além disso, a precocidade sexual também faz com que as fêmeas apresentem respostas menos eficientes em relação à produtividade dos machos. Desta forma, o potencial zootécnico da tilapicultura muitas vezes é limitado pela maturação sexual precoce, justificando a adoção de cultivos monossexos masculinos para impedir a reprodução e otimizar o crescimento somático. Atualmente, por conta dos resultados positivos das técnicas de reversão sexual e de manipulação e seleção genética, a tilápia surge como um peixe com grande capacidade de criação em âmbito nacional (DAN; LITTLE, 2000).

No intuito de obter indivíduos machos para a engorda, a masculinização fenotípica por via oral é o método de reversão sexual mais utilizado em criações comerciais. A eficácia desse processo depende da espécie empregada, de fatores ambientais, bem como da concentração do hormônio (DEVLIN; NAGAHAMA, 2002).

Embora o protocolo de masculinização para a tilápia do Nilo já tenha sido estabelecido, sua eficácia pode apresentar diferenças em função do manejo, das linhagens empregadas, de variações ambientais locais e do tipo de alimentação ofertada. A larvicultura é de fundamental importância para obtenção de animais saudáveis, pois a nutrição adequada nesta fase exerce grande influência e é um pré-requisito básico para o sucesso nas fases subsequentes de cultivo (HAYASHI et al., 2002). Deste modo, pesquisas sobre a nutrição e determinação das exigências nutricionais dos peixes são importantes ferramentas para uma produção econômica e racional necessária ao desenvolvimento da piscicultura comercial (TOYAMA et al., 2000).

## **1.2 A importância das microalgas**

De acordo com Andrade (2005), a população mundial, neste século, provavelmente enfrentará um dos maiores problemas com a redução da oferta de alimentos no mundo. O autor menciona ainda que, a biotecnologia e seus produtos, principalmente as microalgas, cresceram bastante devido a alta produtividade, uso de energia solar como fonte

de energia e reduzido impacto ao meio ambiente, aparecendo e aparece a principal alternativa como suplemento alimentar para as populações mais pobres.

De acordo com Olaizola, (2003) e Shimizu; Li, (2006) as microalgas são utilizadas como biocatalizadores, por serem baratas, econômicas e eficazes para o aumento de compostos de alto valor. De acordo com os mesmos, a biomassa, obtida de microalgas, é utilizada como fonte de alimento, sendo rica principalmente em proteínas.

As algas contêm cerca de 37,3% de fibra em sua composição, das quais 84,8% são consideradas solúveis, sendo o restante é composto essencialmente por celulose (FLEURY; LAHAYE, 2006). Esta alta concentração de fibras solúveis é devida à habilidade de produzir uma elevada quantidade de ácidos graxos de cadeia curta, a partir das fibras solúveis, e a alta concentração de ácidos graxos da série ômega-3 o que tornam as algas uma interessante fonte de alimento funcional (AZAZA et al., 2007).

De acordo com Faria et al (2001), a tilápia do Nilo (*O. niloticus*) e a carpa-prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), além de larvas e juvenis de outras espécies, altamente importantes para a piscicultura, utilizam microalgas como a principal forma de alimentação, que por sua vez auxiliam na manutenção da qualidade de água para o cultivo de organismos aquáticos.

Acredita-se que determinadas espécies de microalgas possam vir a trazer uma maior sobrevivência para pós-larvas de tilápia durante o período de reversão sexual, já que estes microorganismos são muito utilizados como fonte de alimento, uma vez que podem apresentar uma grande variedade de compostos como proteínas, lipídeos, polissacarídeos, carotenóides e vitaminas. Deste modo, a ingestão de pequenas quantidades de biomassa microalgal pode afetar positivamente a fisiologia dos animais, estimulando a resposta imunológica de forma não-específica (BELLAY, 1993).

Segundo Derner, (2006), dentre as espécies mais empregadas na aquícultura, destacam-se as microalgas *Skeletonema* spp, *Chaetoceros* spp, *Phaeodactylum tricornutum*, *Thalassiosira* spp, *Isochrysis* spp, *Pavlova* spp, *Tetraselmis* spp, *Chlorella* spp, *Dunaliella* spp, *Scenedesmus*, *Nannochloropsis* sp, *Rhodomonas* spp e *Monocrysis* spp. De acordo com Lourenço (2006), as clorofíceas dos gêneros *Chlorella*, *Scenedesmus* e *Tetraselmis*, clorofíceas, são muito utilizadas na alimentação humana e de organismos aquáticos por apresentarem elevado crescimento e serem bastante tolerantes as condições de cultivo.

Após o consumo do saco vitelino as pós-larvas, necessitam de alimento exógeno, principalmente microalgas e zooplâncton, por ainda não possuírem o sistema digestivo totalmente formado (VILELA; BANDARRA, 2002).



Muitas microalgas são utilizadas para produção de lipídios e ácidos graxos. As principais aplicações destes compostos são no enriquecimento de rações para peixes, fonte de ácidos graxos essenciais na dieta humana e possibilidades de uso para produção de biodiesel (MORAIS; COSTA, 2008). Como os peixes, segundo Brown et al. (1997), os camarões também necessitam de uma dieta que contenha ácidos graxos poli-insaturados pra suprir suas exigências nutricionais.

Segundo Giani; Figueiredo (1999), a microalga *Chorella vulgaris* pode explorar os ambientes mais adversos, através de suas elevadas taxas reprodutivas, além de ser favorecida pela diminuição na predação por herbívoros.

Pesquisas realizadas por Henrikson (1994), mostraram que a *Chlorella* sp representa a microalga mais estudada e conhecida no meio científico, por ser a mais empregada como alimento, apresentando 53% de proteínas, 23% de carboidratos, 9% de lipídeos e 5 % de minerais. Estas concentrações podem variar de acordo com as condições de cultivo utilizadas.

Borges - Campos et al (2010 ), em seu trabalho, no intuito de identificar espécies com significativo valor comercial, analisou a composição química de 10 espécies microalgas nativas. As microalgas *Skeletonema costatum*, *Tetracelmis gracilis* e *Isochrysis galbana* mostraram os melhores resultados quanto ao teor de proteína em relação às dez espécies estudadas.

As cianobactérias ou algas azuis são organismos fotossintetizantes, amplamente distribuídas nos mais diversos ambientes, como nas águas limpas, eutróficas, fontes termais e geleiras (CHORUS; BARTRAM, 1999).

De acordo com Campinas (2002), a toxicidade das cianobactérias varia muito em função de onde essas toxinas agem, podendo resultar em efeitos hepatotóxicos, neurotóxicos, dermatotóxicos, além de comprometer a síntese das proteínas. A microcistina, após ser ingerida, primeiramente, após ser ingerida, passa pelo estômago ou íleo, em seguida, alcança o fígado, tem ação nos hepatócitos e, como consequência, provoca modificações no citoesqueleto celular (BEASLEY et al., 1989)

Segundo Fernandes (2008), as toxinas produzidas por cianofíceas são liberadas para a água apenas quando ocorre à ruptura celular, provocada pela decomposição desses microorganismos, pela ingestão dessas células por zooplâncton ou peixes ou ainda pela adição de substâncias utilizadas para o tratamento de água. Quando estas toxinas não são liberadas, estas ficam armazenadas nas células das microalgas por um longo tempo. *Spirulina* é um dos

exemplos de cianofíceas que não produzem toxinas e é consumido por uma gama de países no mundo inteiro.

Há certa variabilidade na presença de toxinas (microcistinas) produzidas por floração de cianobactérias do gênero *Microcystis*, onde normalmente as formas coloniais planctônicas são propensas a concentrarem maiores quantidades de microcistinas intracelulares, do que aquelas no estágio senescente ou estacionário do seu ciclo de crescimento (WATANABE et al, 1985).

Apesar da maioria das cianofíceas serem potencialmente tóxicas, as do gênero *espirulina* não produzem toxinas e são consumidas em vários países do mundo inteiro.

### 1.3 Características do sistema digestivo dos peixes

Segundo Seixas Filho et al. (2001), as características anatômicas do aparelho digestivo dos peixes dependem da natureza dos alimentos, das características do habitat, do estado nutricional e do estágio de desenvolvimento do indivíduo. Estas influências se manifestam, através de adaptações e modificações.

O conhecimento histológico do sistema digestivo dos peixes tem extrema importância na elaboração de dietas que atendam as exigências nutricionais dos mesmos, pois suas modificações estão relacionadas com o hábito alimentar destes animais (ARANDAS et al, 2009).

O comprimento do intestino dos peixes está relacionado à categoria trófica da espécie, sendo menor nos carnívoros, seguido dos omnívoros, herbívoros e detritívoros (FRYER; ILES, 1972). Desta forma, uma modificação na dieta dos peixes, como exemplo, a base de microalgas, pode modificar o comprimento intestinal como forma de adaptação desses organismos.

Tendo como referência, a importância da tilápia do Nilo, devido a sua facilidade de cultivo, resistência e excelente conversão alimentar, bem como o valor nutricional da microalga *Chlorella* sp, este trabalho foi desenvolvido para avaliar a influência da utilização desta microalga na fase de reversão sexual da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 Local e espécie

O experimento foi realizado no Centro de Biotecnologia Aplicada a Aquicultura (CEBIAQUA) do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará.

Os indivíduos utilizados no experimento foram provenientes da estação de piscicultura Rodolpho von Ihering do Departamento de Obras Contra as Secas - DNOCS e obtidos através da técnica de coleta de nuvens em um viveiro de reprodução, utilizando um puçá de 1,5 mm de malha. As ninhadas coletadas foram colocadas em uma bandeja selecionadora com 3 mm de malha rígida e apenas as larvas com comprimento inferior a 13 mm foram transportadas, em sacos plásticos, ao CEBIAQUA, onde foram submetidas ao processo de reversão sexual. Para o transporte, adicionou-se 1/3 de água e 2/3 de oxigênio em cada saco.

### 2.2 Cultivo da microalga *Chlorella* sp

A microalga *Chlorella* sp foi obtida de uma cepa existente no cepário do Laboratório de Planctologia, do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará, onde é mantida em tubos de ensaio com iluminância de aproximadamente  $14 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e temperatura de  $24 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ .

O meio de cultivo foi preparado a partir de soluções estoques de uréia ( $120 \text{ g L}^{-1}$ ), superfosfato triplo – SPT ( $30 \text{ g L}^{-1}$ ) e vitaminas. Para cada litro de água foram adicionados 1 mL das soluções, 0,5 mL da solução de vitaminas e 5 g de cloreto de sódio (NaCl).

O cultivo da microalga partiu de um volume de 20 mL em um erlenmeyer de 250 mL das duas primeiras soluções, no qual, a cada dois dias, foi acrescentado aproximadamente o mesmo volume de meio de cultura. Após o crescimento inicial, o inóculo foi repicado e transferido para um erlenmeyer de um litro que, por sua vez, serviu de inóculo para frascos de três litros. A partir deste momento, a cultura passou a ser submetida à aeração constante através de bombas de diafragma com volume de ar de  $100 \text{ L min}^{-1}$  e iluminância constante de  $56 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , fornecida por duas lâmpadas de 40 W. O acompanhamento da cultura realizou-se a partir de espectrofotometria e por contagem de células. A cada dois dias, foi retirada uma alíquota de 1 mL da cultura e levada a um espectofotômetro para a leitura da densidade óptica no comprimento de onda de 680 nanômetros ( $\text{DO}_{680\text{nm}}$ ). Em seguida, as células contidas em

um pequeno volume da amostra (1mL) foram fixadas com uma gota de solução de formalina neutralizada com tetraborato de sódio 3,3 g L<sup>-1</sup> (bórax) e feita à contagem celular em câmara de Neubauer (hemacitômetro) por microscopia óptica. Os dados obtidos foram utilizados para traçar as curvas de crescimento e a correlação entre DO<sub>680nm</sub> e número de células por mL (cel mL<sup>-1</sup>).

### 2.3 Obtenção das microalgas do tanque de piscicultura

A água verde, utilizada no experimento, foi composta de microalgas provenientes de um tanque de piscicultura localizado na estação de piscicultura Prof. Dr. Raimundo Saraiva da Costa, do Departamento de Engenharia de Pesca, no campus do Pici, UFC. Para separar o zooplâncton presente na água do tanque foi utilizada uma tela de 100 µm, deixando passar apenas a água com o fitoplâncton que foi concentrado por centrifugação. Além disso, foram feitas duas coletas no tanque de piscicultura, no início e final do experimento, para identificação do fitoplâncton existente, utilizando um microscópio óptico.

### 2.4 Ração para a reversão sexual de tilápia do Nilo

A ração, nutricionalmente completa, foi composta por farelo de glúten, milho, farelo de soja, milho integral moído, cloreto de sódio, premix vitamínico mineral, farinha de peixe e gordura vegetal estabilizada. A composição bioquímica da mesma está representada na tabela 3.

Tabela 1 - Composição química da ração utilizada no experimento

Componentes	%
Umidade	10,0
Proteína Bruta	55,0
Extrato Etéreo	4,0
Matéria Fibrosa	6,0
Matéria Mineral	18,0
Cálcio	5,0
Fósforo	1,5

\*Segundo dados do fabricante

Para incorporar o hormônio masculinizante na ração para a reversão sexual, inicialmente, foi preparada uma solução estoque com  $6,0 \text{ g L}^{-1}$  do hormônio 17- $\alpha$ -metiltestosterona em álcool etílico absoluto. A solução estoque foi armazenada em um vidro de cor âmbar e mantida sob refrigeração. Para cada kg de ração foram utilizados 10 mL da solução estoque em 500 mL de álcool etílico comercial 70%. Em seguida, a ração foi misturada uniformemente com o álcool para que o hormônio fosse bem incorporado à ração. Após a completa homogeneização, a ração foi seca, em finas camadas, na sombra por 48 horas, para a total evaporação do álcool. A ração foi então peneirada, embalada e armazenada sob refrigeração até o momento de ser ofertada aos peixes, de forma *ad libitum*, dividida em três refeições diárias.

## 2.5 Primeira fase do cultivo: Reversão sexual

Um total de 900 larvas de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) com pesos e comprimentos médios de  $0,01 \pm 0,00$  e  $0,80 \pm 0,02$ , respectivamente, foram distribuídas em 9 monoblocos de plástico com volume útil de 60 L, com aeração constante e sem recirculação de água. Os pesos e comprimentos médios iniciais dos indivíduos foram determinados a partir de uma amostra de 180 larvas (20%) e cada indivíduo foi medido com o auxílio de um paquímetro com precisão de 0,005 cm e pesado em balança com precisão de 0,05 g. Foram realizados dois tratamentos e um controle com três repetições cada, com densidade de 5 pós-larvas  $\text{L}^{-1}$ , sendo um na presença da microalga *Chlorella* sp., outro utilizando a água verde oriunda de um tanque de piscicultura e o controle, em água clara, na completa ausência de microalgas. Diariamente, antes da primeira alimentação, os monoblocos foram sifonados para a retirada de fezes e restos de ração antes da primeira alimentação e a água foi renovada em cerca de 20% de seu volume total.

As biometrias foram realizadas a cada 14 dias a fim acompanhar o desenvolvimento das pós-larvas, utilizando-se 20 indivíduos (20%) de cada repetição. Nos dias de biometria, a alimentação de 8:00 h da manhã foi suspensa, sendo retomada no período da tarde (12:00 e 17:00), com as devidas correções necessárias. Para a realização das biometrias, as pós-larvas foram coletadas nos monoblocos com o auxílio de um puçá e transferidas para um recipiente de vidro contendo água. Cada indivíduo foi medido com o auxílio de um paquímetro de precisão e pesado em balança semi-analítica digital.

### 2.5.1 Inoculação das microalgas

Para inocular a microalga *Chlorella* sp nos monoblocos, a mesma foi concentrada através de centrifugação de amostras do cultivo, já as outras microalgas foram obtidas a partir da centrifugação da água do tanque de piscicultura. A densidade algal de ambos os tratamentos foi controlada por duas medidas diárias (manhã e tarde) da densidade óptica ( $DO_{680nm}$ ) e, posteriormente, expressa em número de células  $mL^{-1}$ , obtidos através da reta de regressão previamente estabelecida entre as duas variáveis. Para isso, duas estratégias foram utilizadas:

Quando a densidade celular encontrava-se inferior aos demais tratamentos centrifugava-se um volume determinado de microalga e adicionava-se ao cultivo segundo a equação 1:

$$VN = (VT \times (DD - DA)) / (CA - DD) \quad (1)$$

Onde:

VN: Volume da cultura da microalga a ser filtrado necessário para o aumento da densidade algal do cultivo (L);

VT: Volume útil do monobloco (L);

DD: Densidade algal desejada (células  $ml^{-1}$ );

DA: Densidade algal no monobloco (células  $ml^{-1}$ );

CA: Concentração de células no inoculo (células  $ml^{-1}$ ).

Quando a densidade celular encontrava-se superior aos demais tratamentos foi realizada uma diluição drenando-se um determinado volume da água de cultivo (Equação 2):

$$VD = VT - [VT(DD/DA)] \quad (2)$$

Onde:

VD: Volume de água do cultivo a ser drenado (L);

VT: Volume de água clara a ser adicionada ao monobloco de cultivo (L);

DD: Densidade algal desejada (células  $ml^{-1}$ )

DA: Densidade algal no monobloco (células  $ml^{-1}$ );

## 2.6 Segunda fase do cultivo

Após a reversão sexual (28 dias), os indivíduos passaram para a segunda fase do cultivo em caixas de PVC com capacidade para 100 litros, por mais um período de 45 dias, a fim de que os mesmos ganhassem peso suficiente para a determinação do comprimento intestinal. Para isso, os peixes de cada tratamento foram reunidos, na densidade de 3 pl's L<sup>-1</sup>, em uma única caixa para cada tratamento. Neste período, foram realizadas duas biometrias, uma com 30 e outra ao final dos 45 dias de cultivo.

## 2.7 Parâmetros físico-químicos

Foram monitorados os seguintes parâmetros físico-químicos da água: pH, amônia total, oxigênio dissolvido (OD) e temperatura. A análise de amônia total foi realizada, semanalmente, pelo método de Nesler utilizando um foto-colorímetro. O pH também foi monitorado semanalmente, no período da tarde através de um medidor de pH digital de bancada. Os dados de temperatura e oxigênio dissolvido foram obtidos, diariamente, com um oxímetro portátil dotado de termômetro.

## 2.8 Determinação do quociente Intestinal

No fim do experimento, 10 indivíduos de cada tratamento foram sacrificados por incisão com lâmina afiada logo após a cabeça, seccionando a espinha dorsal. Os peixes foram necropsiados e os intestinos cuidadosamente dissecados e estendidos para a determinação do comprimento utilizando um paquímetro. O quociente intestinal foi calculado seguindo a metodologia de Pereira *et al.* (2007):

$$\text{Quociente intestinal (Qi)} = \frac{\text{comprimento do intestino}}{\text{comprimento total do indivíduo}} \times 100 \quad (3)$$

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 Cultivo das microalgas

##### 3.1.1 Correlação entre a absorbância e o número de células

As equações das retas de regressão entre as densidades ópticas das culturas ( $DO_{680nm}$ ) e as densidades celulares ( $N^{\circ}$  de cel(s)  $\times 10^5 \text{ mL}^{-1}$ ) para a *Chlorella* sp e para as microalgas presentes na água verde foram:  $y = 0,004x + 0,101$  e  $y = 0,0649x - 0,2668$ , apresentando  $R^2$  de 0,962 e 0,844, respectivamente, onde  $y = DO_{680nm}$  e  $x = N^{\circ}$  de cel(s)  $\times 10^5 \text{ mL}^{-1}$  (Figuras 1 e 2). Como pode ser observado, houve um elevado grau de correlação entre as duas variáveis, principalmente no caso da *Chlorella* sp por se tratar de um cultivo unialgal realizado em condições totalmente controladas.

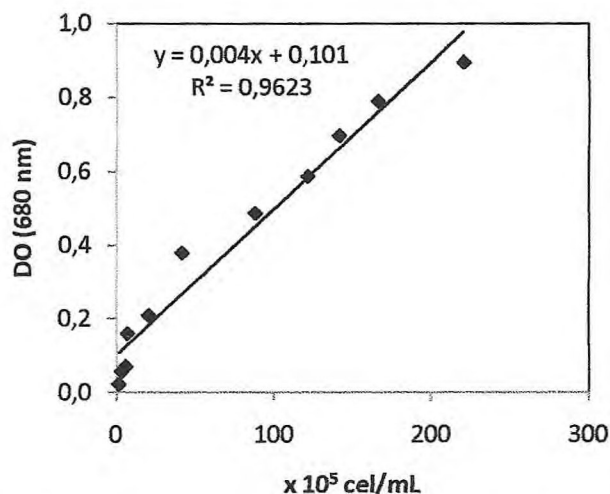


Figura 1 - Retas de regressão entre a densidade óptica ( $DO_{680nm}$ ) e a densidade celular ( $N^{\circ}$  de cel (s)  $\times 10^5 \text{ mL}^{-1}$ ) da microalga *Chlorella* sp.

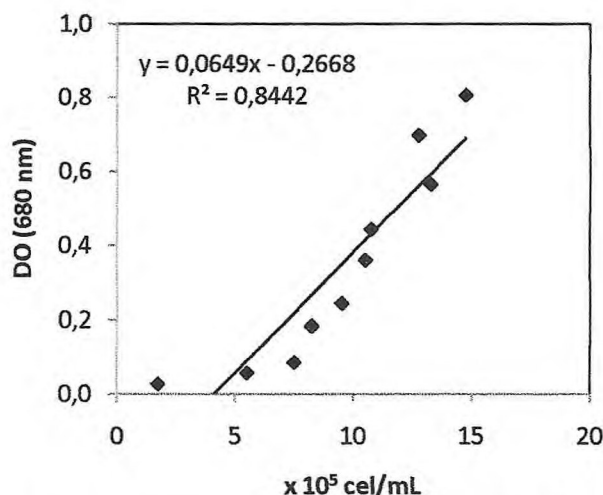


Figura 2 - Retas de regressão entre a densidade óptica ( $DO_{680nm}$ ) e a densidade celular ( $N^{\circ}$  de cel (s)  $\times 10^5 mL^{-1}$ ) da água verde.

Através da reta de regressão entre os valores de densidade óptica e celular, foi possível estimar o consumo semanal de microalgas pelos peixes (Tabela 4).

Tabela 2 - Valores médios semanais do consumo da microalga *Chlorella* sp e das microalgas presentes na água verde pela tilápia do Nilo (*O. niloticus*).

Semana	Média de consumo ( $n^{\circ}$ cel/m L)	
	<i>Chlorella</i> sp	Água verde
1	310.714	10.125
2	242.857	18.710
3	250.000	18.490
4	167.857	5.723

Os valores mostram que o consumo dos peixes foi superior ao desenvolvimento das algas nas unidades de cultivo (densidade celular antes – densidade celular depois). Podemos observar também, durante todo o período experimental, um consumo muito superior de *Chlorella* sp, comparado ao consumo das microalgas presentes na água verde.

### 3.1.2 Curva de crescimento

A curva de crescimento da microalga *Chlorella* sp. foi expressa em valores de densidade óptica da cultura a 680 nm (Figura 3) e através da densidade celular ( $N^{\circ}$  de cel  $mL^{-1}$ ) (Figura 4).

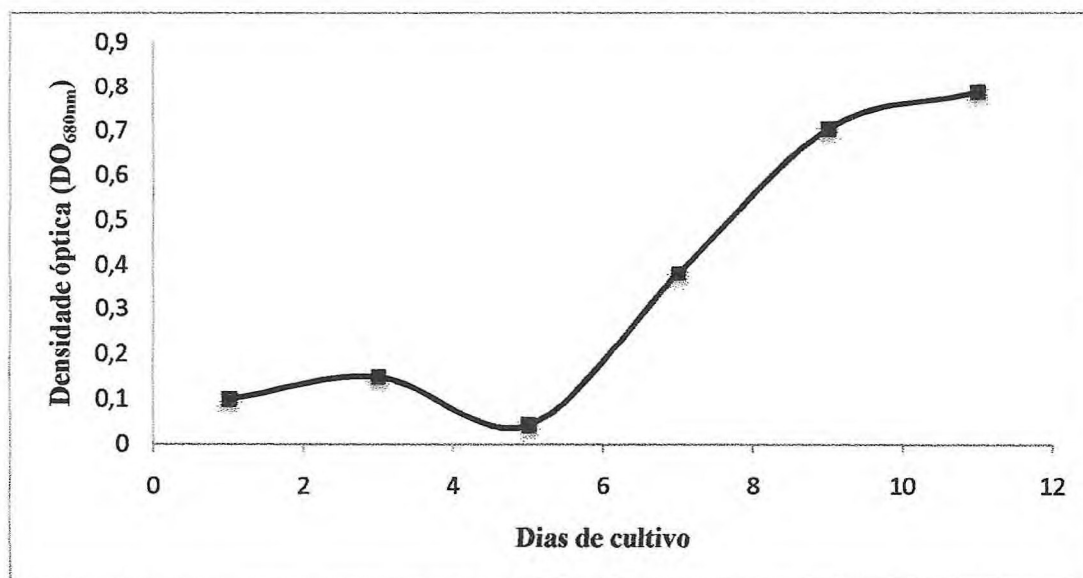


Figura 3. Curva de crescimento da microalga *Chlorella* sp. expressa em valores de densidade óptica da cultura (DO<sub>680nm</sub>).

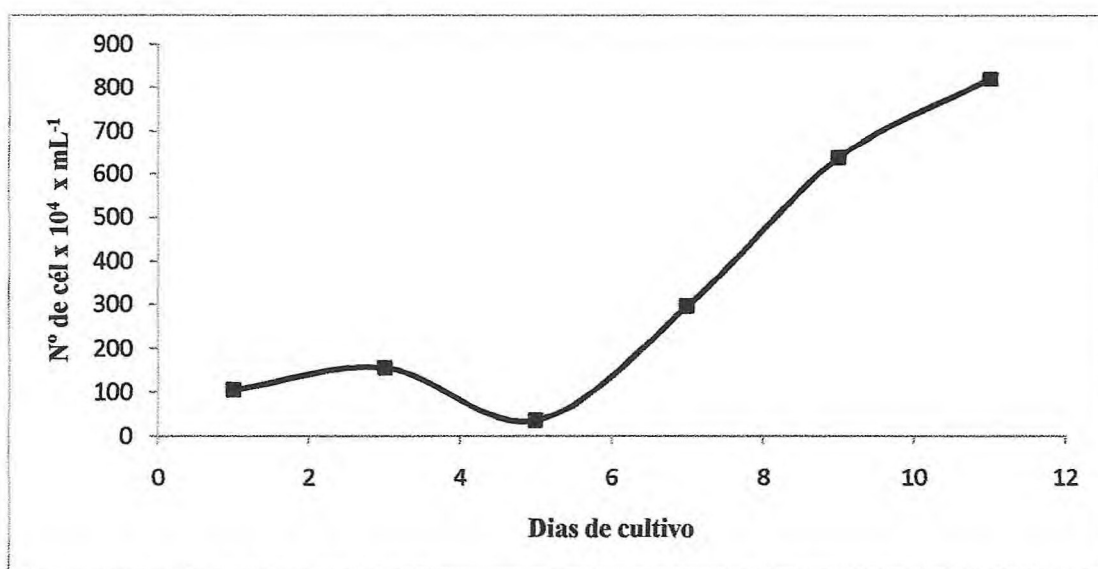


Figura 4. Curva de crescimento da microalga *Chlorella* sp. expressa através da densidade celular da cultura (número de células mL<sup>-1</sup>).

Foi observado que a microalga *Chlorella* sp. apresentou uma nítida fase de indução ou espera até o terceiro dia após o início do experimento. Do terceiro ao quinto dia ocorreu uma diminuição no crescimento, em virtude de uma queda de energia na sala de cultivo. Após o quinto dia, ocorreu a fase de crescimento exponencial que se prolongou até o nono dia, atingindo um pico de  $637,5 \times 10^4$  cél mL<sup>-1</sup> neste último dia. A partir deste momento, o cultivo passou por uma fase de diminuição do crescimento relativo durante dois dias, fase que antecede a fase estacionária do cultivo e, posteriormente o declínio do cultivo em que

pode ser observado o rápido consumo dos nutrientes presentes e elevada densidade algal. Normalmente, nos cultivos realizados em laboratório, as culturas são repicadas na fase de redução do crescimento relativo.

Segundo Pelczar (1996), a primeira fase em um cultivo estacionário é a fase lag ou espera, onde o crescimento da cultura é mínimo, devido a uma adaptação fisiológica às novas condições de cultivo. A segunda fase é chamada de exponencial, ou fase log, na qual ocorre uma duplicação do número de células em intervalos regulares de tempo. Nesta fase, as microalgas estão bem adaptadas ao meio, sendo este período considerado o momento ideal para a transferência das culturas (repicagem) e/ou extração de compostos biológicos, pois as células estão em seu melhor momento fisiológico. Se não houver a transferência da cultura, o cultivo entra na terceira fase que é a de diminuição do crescimento relativo, no qual o aumento do número de células é limitado, principalmente pela escassez de nutrientes. Em seguida, a cultura entra na fase estacionária onde ocorre um equilíbrio entre as taxas de crescimento e mortalidade, não havendo incremento líquido no número de células. Após esta fase, o cultivo declina completamente com a taxa de mortalidade superando a taxa de crescimento da cultura.

### 3.1.3 Água verde

A análise das microalgas presentes na água verde do tanque de piscicultura, realizada tanto no início quanto no fim do experimento, revelou em ambas as coletas, que o gênero *Microcystis* apresentou uma dominância em torno de 95% enquanto que os 5% restantes corresponderam ao gênero *Golenkinia* no tanque de piscicultura utilizado para a obtenção da água verde.

As microalgas pertencentes ao gênero *Microcystis* são cianobactérias potencialmente tóxicas que podem produzir toxinas denominadas de microcistinas (SANT'ANNA et al., 2006). De acordo com estudos feitos por Xie et al. (2004), foi observado que os peixes podem responder de maneira diferente a ação de microcistinas. As carpas prateadas, peixes fitoplânctívoros, são bem mais resistentes a uma quantidade elevada da toxina que outros peixes. Tais resultados podem sugerir que a tilápia do Nilo é mais tolerante a microcistinas que algumas espécies, como o lambari. Sendo assim, as espécies de peixes como as tilápias e carpas podem ser utilizadas no controle de florações de cianobactérias (SILVA, 2009).

## 3.2 Parâmetros físico-químicos

### 3.2.1 Temperatura

A temperatura não sofreu grandes variações durante o experimento e ficou dentro dos limites toleráveis para as tilápias apresentando valores médios de  $28,05 \pm 1,03^{\circ}\text{C}$ ,  $27,89 \pm 1,02^{\circ}\text{C}$  e  $28,11 \pm 1,09^{\circ}\text{C}$  para os tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde, respectivamente (Tabela 5). De acordo com Kubitzka (2000), as tilápias são peixes tropicais que apresentam um bom desenvolvimento entre 27 e 32 °C. Temperaturas abaixo ou acima desse intervalo resultam em redução do apetite, do consumo de alimento, do crescimento desses peixes e há um aumento no risco de doenças.

### 3.2.2 Oxigênio dissolvido

Uma das principais variáveis limnológicas que devem ser monitoradas na aquicultura é o oxigênio dissolvido, pois além de afetar diretamente toda a biota dos ambientes aquáticos, regula também inúmeros processos químicos que ocorrem nesses ambientes (WETZEL, 1993; ESTEVES, 1998).

Segundo Kubitzka (2003), a concentração de oxigênio dissolvido é fundamental para assegurar o adequado desenvolvimento e a sobrevivência de peixes e camarões.

Durante a realização do experimento, os níveis de oxigênio dissolvido se mantiveram dentro do considerado ideal, para o cultivo de tilápias que, de acordo com Kubitzka (2000; 2003) é acima de  $4 \text{ mg L}^{-1}$ . Os valores de oxigênio dissolvido durante todo o experimento variaram de  $6,2 \pm 0,4 \text{ mg L}^{-1}$  a  $6,4 \pm 0,6 \text{ mg L}^{-1}$ , resultante da constante aeração das unidades de cultivo (Tabela 5). Além disso, o sifonamento diário da matéria orgânica acumulada no fundo dos monoblocos e as constantes trocas de água, também contribuíram para manter os níveis de oxigênio dissolvido desejados.

### 3.2.3 Potencial hidrogeniônico

O pH é um parâmetro essencial nos ambientes aquáticos, podendo ser a causa ou a consequência de muitos fenômenos químicos e biológicos. Por exemplo, um pH alcalino pode ser devido a uma grande concentração de amônia não ionizada no meio, mas este mesmo pH

pode ser resultado de uma outra série de fatores, como a abundância de fitoplâncton, devido a fixação do CO<sub>2</sub> (ARANA, 2004).

Os valores de pH encontrados neste estudo variaram entre 7,52 e 7,59 (Tabela 5) e estiveram dentro dos limites de variação aceitáveis para a Tilápia do Nilo que, segundo Sipaúba (1995), se encontram entre 6,5 e 9,5.

Vinatea (2004) afirma que valores de pH abaixo de 4,0 e acima de 10,5 durante longos períodos fazem com que ocorra mortalidade em massa dos peixes. Em ambientes com excesso de fitoplâncton e baixa alcalinidade total o pH pode exceder a 12 em dias muito ensolarados no período da tarde. O mesmo autor também afirma que quando tilápias são expostas a águas ácidas ocorre um aumento na produção de muco, além de irritação e inchaço nas brânquias, ocorrendo a destruição do tecido branquial.

Tabela 3 - Valores médios dos parâmetros físico-químicos da água de cultivo durante o experimento.

Tratamentos	Parâmetros físico-químicos					
	Temperatura		Oxigênio dissolvido		pH	
	1º Fase	2º Fase	1º Fase	2º Fase	1º Fase	2º Fase
<i>Chlorella</i> sp	28,4±0,8	26,8 ± 1,2	6,3 ± 0,4	7,6 ± 0,2	7,7 ± 0,27	7,4 ± 0,22
Água Clara	28,0 ± 0,9	27,4 ± 0,8	6,2 ± 0,4	7,0 ± 0,5	7,6 ± 0,27	7,3 ± 0,27
Água verde	26,5 ± 0,4	27,0 ± 0,5	8,0 ± 0,4	6,9 ± 1,3	7,6 ± 0,26	7,2 ± 0,26

### 3.3 Crescimento em peso (g) e comprimento (cm)

#### 3.3.1 Primeira Fase (Reversão sexual)

Após a segunda biometria, realizada no 14º dia de cultivo, os peixes apresentaram pesos e comprimentos médios de 0,086 g e 1,795 cm, 0,057 g e 1,583 cm e 0,055 g e 1,595 cm para os tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde, respectivamente. Após o 28º dia de cultivo, ou seja, o término da reversão sexual, os peixes apresentaram pesos e comprimentos finais de 0,15 g e 2,3 cm, 0,09 g e 1,94 cm, 0,11 g e 2,7 cm para os três tratamentos, respectivamente (Figuras 6 e 7).

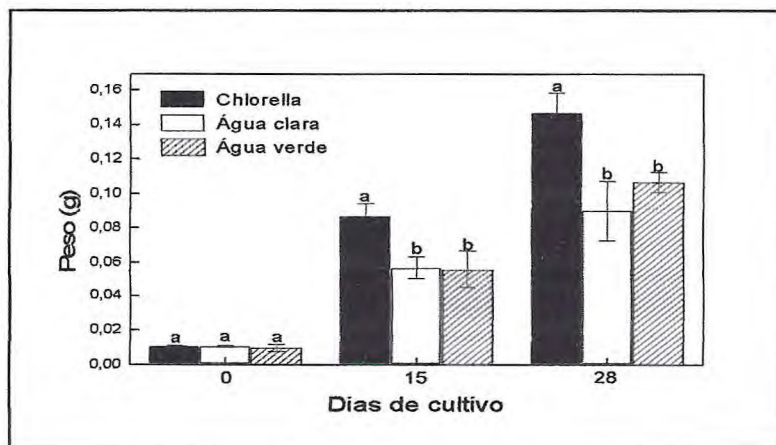


Figura 5 - Crescimento em peso da tilápia do Nilo, *O. niloticus* durante a reversão sexual com a microalga *Chlorella* sp, água clara e água verde. Letras diferentes sobre as barras de erro indicam diferença estatística entre os tratamentos ao nível de 5%.

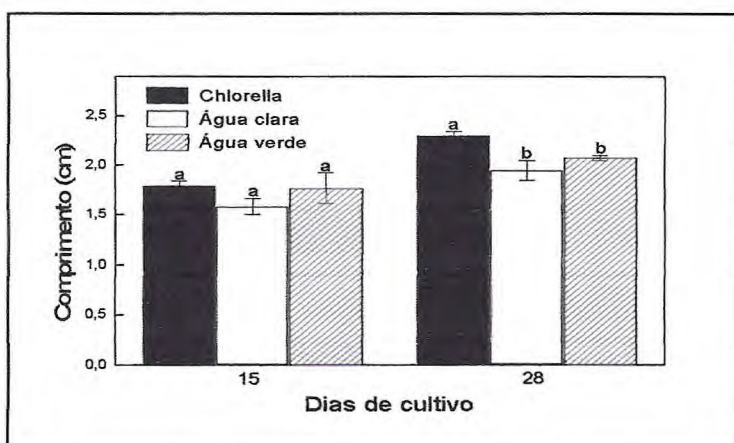


Figura 6 - Crescimento em comprimento da tilápia do Nilo, *O. niloticus* durante a reversão sexual com a microalga *Chlorella* sp, água clara e água verde. Letras diferentes sobre as barras de erro indicam diferença estatística entre os tratamentos ao nível de 5%.

A análise estatística evidenciou que, a partir de 15 dias de cultivo, as médias de peso dos peixes do tratamento com *Chlorella* sp foram significativamente maiores ( $\alpha=5\%$ ) quando comparadas as obtidas nos tratamentos com água verde e água clara, as quais não apresentaram diferença significativa entre si (Figura 1).

As médias de comprimento dos três tratamentos não apresentaram diferença estatisticamente significativa até o 15º dia de cultivo porém, na última biometria com 28 dias de cultivo, as médias de comprimento dos peixes submetidos ao tratamento com *Chlorella* sp foram significativamente maiores ( $\alpha=5\%$ ) do que as obtidas nos tratamentos com água verde e água clara, as quais não apresentaram diferença entre si.

Há muito tempo já se conhece as razões das diferenças na eficiência de assimilação de microalgas por organismos aquáticos que, no caso dos gêneros *Chlorella*,

*Spirulina* e *Euglena*, segundo Kreger (1962), seriam causadas principalmente pela constituição estrutural das células. O principal fator que afeta a eficiência desta assimilação é a constituição da parede celular. Segundo o autor, a parede celular da *Chlorella*, devido à presença de celulose, parece ser mais difícil de quebrar do que a *Spirulina*, uma cianobactéria com parede celular mucilagínosa.

No entanto, a facilidade de absorção de cianobactérias pode ser um fator negativo no caso de algas do gênero *Microcystis* que são potencialmente tóxicas (SANT'ANNA et al., 2006). As tilápias são excelentes filtradores de cianobactérias, principalmente *Microcystis* sp. (Turker et al., 2003b; Deblois, et al., 2008).

A ausência de diferença significativa no crescimento em peso e comprimento dos peixes cultivados em água verde e clara indica que não houve nenhuma vantagem na presença de uma grande quantidade de cianobactérias (95%) do gênero *Microcystis* na água verde. Pelo contrário, a presença desta cianobactéria se constituiu num fator antinutricional, já que os peixes cultivados em *Chlorella*, cujas células possuem celulose, apresentaram pesos e comprimentos significativamente superiores (Figuras 1 e 2).

A presença destas algas potencialmente tóxicas em tanques de piscicultura é favorecida pela elevada quantidade de nutrientes na água e pelas elevadas temperaturas e radiação solar de nossa região.

### 3.3.2 Segunda Fase

Os peixes provenientes da reversão sexual utilizando *Chlorella* sp, água clara e água verde foram cultivados em água doce por mais 45 dias para avaliação do quociente intestinal. Após 30 dias, apresentaram pesos e comprimentos médios de 0,34 g e 2,82 cm, 0,22 g e 2,35 cm e, 0,27 g e 2,54 cm para os três tratamentos com *Chlorella*, água clara e água verde, respectivamente. Ao final desta fase, com 45 dias de cultivo pós-reversão sexual, estes valores passaram para 0,61 g e 3,26 cm, 0,35 g e 2,23 cm, 0,61 g e 3,34 cm para os peixes oriundos dos tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde, respectivamente. Neste caso, os peixes cultivados com alimento vivo apresentaram pesos e comprimentos semelhantes e superiores aos observados para os peixes cultivados em água clara. No entanto, vale salientar que a amostragem foi bastante reduzida já que tinha como objetivo principal a dissecação dos intestinos e pode não ter sido representativa.

### 3.3.3 Comprimento intestinal

Os quocientes intestinais (QI) dos peixes cultivados na presença de *Chlorella*, água clara e água verde não apresentaram diferença significativa ao nível de 5% (Tabela 6). Silveira, (2010), observou que o quociente intestinal foi maior quando os peixes foram alimentados com alimento natural. Já Costa et al. (2008) mostraram que os índices gastrintestinais não apresentaram diferenças significativas quando a carpa comum (*Cyprinus carpio*) foi alimentada com capim (*Euchlaena mexicana*) e suplementados com ração. Devido ao reduzido tamanho dos peixes, não foi possível determinar o índice gastro-somático (iGas) que, segundo (Hahn; Delariva (2003), por ser de natureza quantitativa, fornece informações mais precisas quanto ao hábito alimentar.

Tabela 4 - Quocientes intestinais dos peixes cultivados na presença de *Chlorella* sp, água clara e água verde. Letras iguais nas médias significam ausência de diferença significativa ao nível de 5%.

<i>Chlorella</i>	Água clara	Água verde
3,48	3,42	4,08
4,35	3,91	3,21
3,74	5,57	3,87
2,64	4,48	3,1
3,47	4,28	3,94
4,11	2,96	4,1
4,06	2,96	4
3,49	2,7	3,77
2,95	3,28	5,1
3,43	2,65	3,99
Média = 3,57 <sup>a</sup>	Média = 3,62 <sup>a</sup>	Média = 3,92 <sup>a</sup>

### 3.3.4 Sobrevivência

As taxas de sobrevivência encontrados no presente trabalho foram de 98,67, 60,33 e 59,33% para os tratamentos com *Chlorella* sp, água clara e água verde, respectivamente. Os cultivos na presença da microalga *Chlorella* sp apresentaram sobrevivências bastante satisfatórias e acima dos valores encontrados por Kubitzka (2000) que obteve taxas de 80% para a tilápia do Nilo. Os tratamentos que utilizaram a água verde e água clara mostraram resultados bem abaixo dos encontrados pelo autor. A mortalidade sempre aumentava após as

biometrias e, após uma súbita supressão da aeração por falta de energia, a maior mortalidade foi observada no tratamento com água clara. Como a falta de aeração ocorreu durante o dia, provavelmente as microalgas produziram oxigênio suficiente para manter os peixes vivos durante o período, o que certamente não ocorreria durante a noite.

Em cultivos realizados em laboratório os valores de sobrevivência são notoriamente maiores que aqueles obtidos em cultivos realizados em campo, onde as variáveis não podem ser controladas como as primeiras.

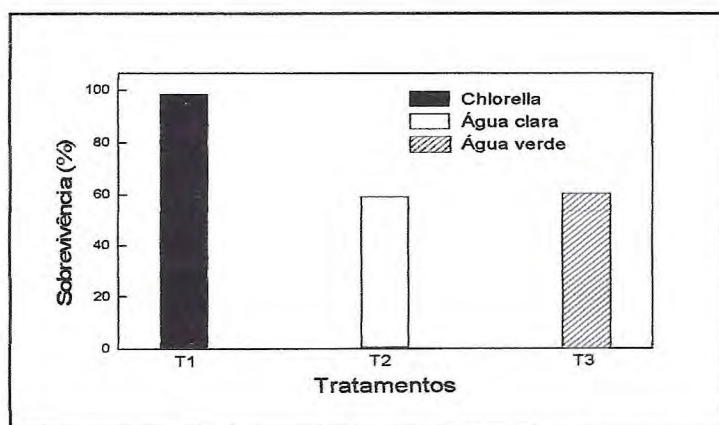


Figura 7 - Sobrevivência da tilápia do Nilo, *O. niloticus*, para os tratamentos com *Chlorella* sp (T1), água clara (T2) e água verde (T3) durante todo o cultivo.

#### 4. CONCLUSÃO

Com a realização desse trabalho, podemos inferir que a microalga *Chlorella* sp influenciou positivamente no crescimento em peso e comprimento da tilápia do Nilo (*O. niloticus*) durante a fase de reversão sexual, quando comparado ao crescimento dos indivíduos que receberam ração e microalgas de água doce. Além disso, os resultados de sobrevivência encontrados foram elevados na presença da microalga *Chlorella* sp em relação aos outros tratamentos. Não houve diferença estatisticamente significativa no quociente intestinal da tilápia do Nilo (*O. niloticus*), pois o número e o peso dos indivíduos utilizados para esse procedimento não foram suficientes para expressar resultados mais precisos. Assim, a utilização da microalga *Chlorella* sp durante laviculturas de tilápias pode vir a aumentar o desempenho desses organismos.

## REFERÊNCIAS

- ANDRADE, M. R. Cultivos autotróficos e mixotróficos de *Spirulina platensis* em diferentes escalas e condições ambientais no extremo sul do Brasil. Dissertação apresentada para a obtenção do título de mestre em Engenharia e Ciência de Alimentos na subárea de Bioprocessos em alimentos, Rio Grande do Sul, 2005;
- ARANA, L. V. Princípios químicos de Qualidade da água em aqüicultura. 2º ed. Universidade Federal de Santa Catarina – UFSC. Florianópolis. 231p. 2004.
- Arandas, J. K. G. ; MARQUE, M. C. M. ; Santos, E. L. ; Wambach, X. F. ; Arandas, M. J. G. ; XAVIER, T. C. ; LIMA, M. B. . Análise histológica do intestino delgado da tilápia do Nilo (*Oreochromis Niloticus*). In: IX Jornada de Ensino, Pesquisa e Extensão, 2009, Recife. IX Jornada de Ensino, Pesquisa e Extensão, 2009.
- AZAZA, M.S.; MENSI, F.; KSOURI, J.; DHRAIEF, M.N.; BRINI, B.; ABDELMOULEH, A. & KRA, M.M.. Growth of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) fed with diets containing graded levels of green algae ulva meal (*Ulva rigida*) reared in geothermal waters of Southern Tunisia. **Journal of Applied Ichthyology**, v.24, n. 2, p. 202-207, 2007.
- BEASLEY, V. R.; COOK, W. O.; DAHLEM, A. M.; HOOSER, S. B.; LOVELL, R. A.; VALENTINE, W. M. Algae intoxication in livestock and waterfowl. *The Veterinary Clinics of North América: Food Animal Practice*, United States, v.5, p.345-361, 1989.
- BELAY, A. Current knowledge on potential health benefits of *Spirulina platensis*. *Journal of Applied Phycology*, v.5, p.235-240, 1993.
- BORGES-CAMPOS, V.; BARBARINO, E.; LOURENÇO, S. O. Crescimento e composição química de dez espécies de microalgas marinhas em cultivos estanques. **Ciência Rural**, v.40, n.2, p. 339-347, fev, 2010.

CAMPINAS, M; TEIXEIRA, R. M; LUCAS, H; ROSA, M. J. Previsão da capacidade de remoção de cianobactérias e cianotoxinas na ETA de Alcantarilha. *Actas do 10º Encontro Nacional de Saneamento Básico*. Associação Portuguesa de Saneamento Básico. Universidade do Minho, 16-19 de Setembro 2002.

CARMO, J. L. Avaliação do crescimento de três linhagens de tilápia *Oreochromis* sp, em sistema semi-intensivo, cultivadas em viveiros. *Revista Caatinga*, Mossoró, v. 21, n. 2, p. 20-26, abr./jun. 2008.

CHORUS, Ingrid & BARTRAM, Jamie. Toxic Cyanobacteria in Water – A Guide to their Public Health Consequences, Monitoring and Management. E & FN Spon: London and New York, 1999.

DAN, N.C.; LITTLE, D.C. The culture performance of monosex and mixed-sex new-season and overwintered fry in three strains of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in northern Vietnam. *Aquaculture*, Amsterdam, v. 184, n. 3-4, p. 221-231, apr. 2000.

DEBLOIS, C. P.; ARANDA-RODRIGUEZ, R.; GIANIC, A.; BIRDA, D. F. Microcystin accumulation in liver and muscle of tilapia in two large Brazilian hydroelectric reservoirs. *Toxicon*, v.51, p.435–448, 2008.

DERNER, R. B., S. OHSE, M. VILLELA, S. M. de CARVALHO e R. FETT. Microalgas, produtos e aplicações. *Ciencia Rural* n. 36, v. 6, p. 1959 -1967, 2006.

DEVLIN R.H. E Y. NAGAHAMA. Sex determination in fish: an overview of genetic, physiological, and environmental influences. *Aquaculture*, Amsterdam, v. 208, n. 3-4, p.191-364, 2002.

ESTEVES, F.A. 1998, Fundamentos de Limnologia. 2 ed., Interciência/FINEP, 602p.

FARIA, A. C. E. A. de; HAYASHI, C.; SOARES, C. M.; FURUYA, W. M. Dinâmica da comunidade fitoplanctônica e variáveis físicas e químicas em tanques experimentais submetidos a diferentes adubações orgânicas. *Acta Scientiarum*, Maringá, v. 23, n. 2, p. 291-297, 2001.

FERNANDES, S. S. **Biodisponibilidade de Cianotoxinas**. 2008. 43 f. Tese (Doutorado) - Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto, 2008.

FLEURY, N.; LAHAYE, M. Chemical and physicochemical characterization of fibres from *Laminaria digitata* (kombu breton): a physiological approach. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. v. 55, n. 3, p. 389-400, 2006.

FRYER, G.; ILES, T. D. 1972. The cichlid fishes of the great lakes of Africa. **Edimburg**, Oliver & Boyd.v. 641, n. 12, p. 230, 1972.

HAHN, N. S.; DELARIVA, L. 2003. Métodos para avaliação da alimentação natural de peixes: o que estamos usando? *Interciência*, v.28, p. 100-104, 2003.

HAYASHI, C. et al. Exigência de Proteína Digestível para Larvas de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), durante a Reversão Sexual. *Revista Brasileira de Zootecnia*, Viçosa, v. 31, n. 2, p.823-828, 2002.

HENRIKSON, R. **Microalga Spirulina: Superalimento del futuro**. Barcelona: Ediciones S.A. Urano, 1994;

KUBTIZA, F. **Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões**.Jundiaí: 2003.

KUBTIZA, F. **Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial**. Jundiaí: 2000

Kreger, D.R., 1962. Cell wall. In: Lewin, B.J.D. (Ed.), *Physiology and Biochemistry of Algae*. Academic Press, New York, pp. 315– 336.

LOURENÇO, S.O. Cultivo de microalgas marinhas – princípios e aplicações. São Carlos, SP: Rima Editora, 2006.

MORAIS, M. G.; COSTA, J. A. V. Perfil de ácidos graxos de microalgas cultivadas com dióxido de carbono. **Journal Of Biotechnology**, Lavras, v. 32, n. 4, p.1245-1251, 2008.

Olaizola, M., 2003. Commercial development of microalgal biotechnology: from the test tube to the market place. *Biomol. Eng.* 20, 459–466.

OLIVEIRA, R. C. de. O PANORAMA DA AQUICULTURA NO BRASIL: A PRÁTICA COM FOCO NA SUSTENTABILIDADE. **Revista Intertox de Toxicologia, Risco Ambiental e Sociedade: Acta Scientiarum**, São Paulo, v. 2, n. 1, p.71-89, fev. 2009.

PELCZAR, J. J. M. Microbiologia: conceitos e aplicações. 2. ed. Editora Makron Books, 1996. 179-182p.

PEREIRA, M. C.; ANDRADE, R. D.; COSTA, R. P. A.; YASUI, S. G. Índices de alimentação e ciclo reprodutivo em machos de piau-vermelho *Leporinus copelandii* (Steindachner, 1875) na bacia do baixo rio Paraíba do Sul. **Ciência Animal Brasileira**, v. 8, n. 4, p. 599-607, 2007.

Sant'Anna, C. L. et. al.. 2006. *Manual ilustrado para identificação e contagem de cianobactérias planctônicas de águas continentais brasileiras*. Rio de Janeiro: Interciência, 2006. 58 p.

SEBRAE. Criação de tilápias em taques-rede. 2007. Acesso em 19/10/2008. Disponível em: [http://201.2.114.147/bds/BDS.nsf/7227D4D9D30AB6CC832573A9006DF4BC/\\$File/NT0003737A.pdf](http://201.2.114.147/bds/BDS.nsf/7227D4D9D30AB6CC832573A9006DF4BC/$File/NT0003737A.pdf)

SEIXAS FILHO, J. T. et al. Anatomia Funcional e Morfometria do Intestino no Teleostei (Pisces) de Água Doce Surubim (*Pseudoplatystoma coruscans* - Agassiz, 1829). **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, MG, v. 30, n. 6, p.1670-1680, 2001.

Shimizu, Y., Li, B., 2006. Microalgae as a source of bioactive molecules: special problems and methodology. In: Proksch, P., Mueller, W.E.G. (Eds.), *Frontiers in Marine Biotechnology*. **Horizon Biosciences**, Wymondham, pp. 145 174.

SILVA, R. R. P. **AValiação da Toxicidade Aguda e Genotoxicidade de Extrato de floração de *Microcystis* spp. para peixes de água doce**. 2009. 97 f. Dissertação (Mestrado) – Biologia Animal, Universidade de Brasília, Brasília, 2009.

SILVEIRA, L. P. **Desempenho zootécnico e correlação com alguns parâmetros anatômicos da tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus*, cultivada em diferentes regimes alimentares**. Fortaleza: 2010.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.S. **Limnologia aplicada à aquicultura**. Jaboticabal: FUNEP, 1995. 70p (Boletim Técnico da UNESP).

TOYAMA, G. N.; CORRENTE, J. E.; CYRINO, J. E. P. Suplementação de vitamina C em rações para reversão sexual de Tilápia do Nilo. *Scientia Agricola*, Piracicaba, v.57, n. 2, p.221-228, abr./jun. 2000.

TURKER, H.; EVERSOLE, A. G.; BRUNE, D. E. Filtration of green algae and cyanobacteria by Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, in the Partitioned Aquaculture System. **Aquaculture**, v. 215, p. 93-101, 2003

VILELA, M. H.; BANDARRA, N. M. Cultura de *copépodes*, um alimento vivo essencial em piscicultura marinha. Instituto de Investigação das Pescas e do Mar - **IPIMAR**, Lisboa, n. 25, set. 2002.

VINATEA, L ;**Princípios químicos de qualidade de água em aquicultura**. 2. ed. 883 p. 2004.

WATANABE M.F.; OISHI S. Effects of environmental factors on toxicity of a cyanobacterium (*Microcystis aeruginosa*) under culture conditions. **Applied and Environmental Microbiology**. Vol: 49, 1342-1344. 1985.

WETZEL, R. G. (1993): *Limnologia*, Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, 407p.

Xie, L., Xie, P., Ozawa, K., Honma, T., Yokoyama, A., Park, H.D., 2004. Dynamics of microcystins-LR and -RR in the planktivorous silver carp in a sub-chronic toxicity experiment. *Environ. Poll* 127, 431–439.