

# **Assim cultivamos o Jundiá *Rhamdia quelen* no estado de Santa Catarina**

maio/2015



1a Edição

Camboriú/SC  
Edição do Autor

Hilton Amaral Júnior  
Silvano Garcia  
Paulo Fernando Warmling  
Bruno Correia da Silva  
Natália da Costa Marchiori  
Org.



HILTON AMARAL JÚNIOR

**Assim cultivamos o Jundiá  
*Rhamdia quelen* no estado  
de Santa Catarina**

**Formalização de metodologias no cultivo do  
peixe de água doce nativo mais promissor da  
região sul do Brasil**

1ª Edição

Camboriu/SC  
Edição do Autor  
Maio/2015



**Assim cultivamos o Jundiá  
*Rhamdia quelen* no  
estado de Santa Catarina**

**Formalização de metodologias no cultivo do  
Peixe de água doce nativo mais promissor da  
região sul do Brasil**

Organizadores:  
Hilton Amaral Júnior  
Silvano Garcia  
Paulo Fernando Warmling  
Bruno Correia da Silva  
Natalia da Costa Marchiori

“ESTRUTURAÇÃO DE UMA REDE REGIONAL DE PESQUISA E TECNOLOGIA VISANDO ESTUDOS EM REPRODUÇÃO, NUTRIÇÃO, SISTEMAS DE CULTIVO, SANIDADE E MELHORAMENTO GENÉTICO PARA A ESPÉCIE JUNDIÁ *Rhamdia quelen* NA REGIÃO SUL DO BRASIL”.

Instituição De Execução Do Projeto: Empresa De Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural De Santa Catarina – Epagri.

Coordenador Da Rede: Hilton Amaral Júnior, Ph.D.

Espécie a Ser Estudada: Jundiá (*Rhamdia quelen*).

Regiões e Estados Envolvidos: Regiões Sul e Sudeste/ Estados São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande Do Sul.

Instituições Participantes da Rede: EPAGRI, UFSM, UPF, UFPR, UFSC, UDESC, ESALQ, UFFS, APTA/IPESCA, FUNDAÇÃO 25 DE JULHO.

Editado pela REDEJUNDIÁ – REPENSA/CNPQ/FAPESC

Gráfica BESTGRAF – Rua Guaramirim 551 – Salas 4 e 5 – Camboriú SC.

[www.bestgraf.com.br](http://www.bestgraf.com.br)

**Assim cultivamos o Jundiá *Rhamdia quelen* no estado de Santa Catarina**

Hilton Amaral Júnior, Silvano Garcia, Paulo Fernando Warmling, Bruno Correia da Silva e Natalia Costa Marchiori (Org.) – 1ª Edição.

Camboriú SC. EPAGRI/CNPQ/MPA/FAPESC. – 2015 – 81 paginas

Inclui Bibliografia.

As informações e conceitos emitidos são de exclusiva responsabilidade dos autores da obra.

É permitida a reprodução parcial ou total deste trabalho desde que citada a fonte

Obra com patrocínio do CNPq, MPA e FAPESC.

Agradecimento especial dos organizadores, aos Agentes técnicos de campo da EPAGRI senhores JOÃO DA CRUZ BURG e LEANDRO BORTOLI, por sua ajuda no desenvolvimento de todos os trabalhos desenvolvidos nos capítulos de compõe o livro.

# **Assim cultivamos o Jundiá *Rhamdia quelen* no estado de Santa Catarina**

## ***SUMÁRIO***

APRESENTAÇÃO.....	9
CAPÍTULO I. Sistemas de cultivo para Jundiá.....	11
CAPÍTULO II. Alimentação do jundiá.....	20
CAPÍTULO III. Aspectos sanitários para o cultivo do jundiá.....	28
CAPÍTULO IV. Análise de custos no sistema de cultivo do jundiá.....	36
CAPÍTULO V. Qualidade da água em sistemas de cultivo para o Jundiá.....	46
LISTA DE AUTORES DOS CAPÍTULOS.....	73
BIBLIOGRAFIA CITADA.....	74



## Apresentação

Das espécies de peixe produzidas em Santa Catarina a tilápia e a carpa comum, são as que possuem maior oferta de alevinos e melhor aceitação no mercado consumidor de peixes adultos. Atualmente na região, é representativa a comercialização das seguintes espécies de peixes exóticos: Carpa comum *Cyprinus carpio* sp., Carpa capim *Ctenopharyngodon idellus*, Carpa prateada *Hypophthalmichthys molitrix*, Carpa cabeça grande *Hypophthalmichthys nobilis*, tilápia Nilótica *Oreochromis niloticus*, Catfish *Ictalurus punctatus* e a truta *Oncorhynchus mykiss*. De peixes alóctones/nativos o Pacu *Piaractus mesopotamicus* e o Jundiá *Rhamdia quelen* são os representantes. A aquicultura de água doce do estado de Santa Catarina é, sem dúvida, uma das mais produtivas e diversas do País, contemplando o cultivo comercial em grande escala de várias espécies. No ano de 2011, a produção total do estado foi de 32.302 toneladas de peixes, sendo que desta produção apenas 5% foi de espécies autóctones ou alóctones (CEDAP, 2011).

A utilização de várias espécies de espécies exóticas ou de espécies alóctones ocasionam riscos ambientais e a subutilização do potencial produtivo dos ambientes, em razão de questões adaptativas, como interação x genótipo ambiente.

A utilização de espécies autóctones é uma alternativa para minimizar estes problemas. Dentre diversas espécies encontradas no Brasil, o Jundiá (*Rhamdia quelen*) é uma possibilidade similar à encontrada nos Estados Unidos com o Catfish (*Ictalurus punctatus*), por apresentar fácil manejo (reprodutivo, alimentar e sanitário), ampla distribuição geográfica, elevado potencial de crescimento em viveiros de terra e tanques-rede, possibilidade de filetagem e boa aceitação no mercado (BALDISSEROTTO e NETO, 2004).

Em 2011 a produção estimada do jundiá foi de 775.097 quilos, significando quase 3% da produção total de peixes cultivados em água doce no estado de Santa Catarina. Já em 2013 a produção ultrapassou os 800.000 quilos (CEDAP, 2011; CEDAP, 2014). Estes números demonstram o crescimento e a aceitação por parte dos produtores do estado, da espécie jundiá como peixe comercial.

Muito contribuiu para este aumento na produção e na produtividade do Jundiá, a determinação de um protocolo de inversão sexual para a espécie, determinando atualmente 100% de fêmeas nos alevinos invertidos, aumentando a produtividade em cerca de 20 a 30%. (AMARAL, H. Jr. 2008 e 2012), bem como um sistema de cultivo onde apenas a espécie jundiá é utilizada. (GRAEFF. A. 2011).

Com a determinação do sistema de mono cultivo semi-intensivo com arraçoamento onde o jundiá tem seu melhor crescimento, atualmente é possível se projetar em 02 ciclos de cultivo anuais, produções de até 12 toneladas/ha/ano. (AMARAL H.Jr. 2008).

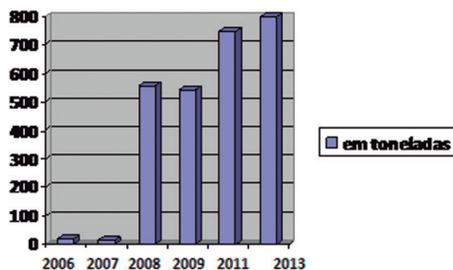
No ano de 2011, foi aprovado junto ao programa SC RURAL do governo de Santa Catarina, um projeto piloto de Unidades Didáticas de sistemas de cultivo para a espécie jundiá. Foram instaladas 2 unidades nos municípios de Luis Alves e Blumenau, que receberam ao final do período de cultivo, grupos de produtores, para a divulgação de resultados e das metodologias empregadas.

O resultado do esforço no sentido de encontrar uma espécie nativa com interesse produtivo e comercial, ficou demonstrado quando o jundiá passou a figurar entre as espécies produzidas para engorda e para a venda de alevinos, passando de 50 toneladas comercializadas em 2005 (Figura 1), para cerca de 800 toneladas em 2013.

Figura 1. Evolução da comercialização do Jundiá em Santa Catarina. (CEDAP, 2011).

Apesar das metodologias desenvolvidas para o jundiá viabilizarem seu cultivo, bem como saber que a demanda é bem maior do que a oferta atual desta espécie, falta a definição de alguns importantes detalhes principalmente de comercialização.

Em nível de varejo, a venda de pescados é realizada através de vários tipos ou formatos de estabelecimentos comerciais, que podem ser classificados da seguinte forma: hiper e supermercados, mercados-público municipais, peixarias de bairro e restaurantes. Além desses, também comercializam pescados, porém em menor escala, os ambulantes em feiras-livres. O produto final pode ser encontrado em diferentes formas: fresco ou refrigerado, congelado, defumado, seco-salgado, inteiro, em posta, filetado, indus-



trializado e semi-pronto para o consumo.

Preferências, custos de beneficiamento, locais de comercialização, produtos e sub produtos entre outras incógnitas, ainda deverão ser identificados e resolvidos para tertaremos fechar a cadeia produtiva desta especie tão promissora à piscicultura da região sul do Brasil.

Através da reunião de resultados de pesquisas, realizadas no decorrer dos últimos 5 anos com a espécie jundiá, formalizamos neste documento toda a metodologia necessária para o cultivo, manutenção da qualidade da agua de cultivo e da sanidade e conseqüentemente o gerenciamento e análises dos custos que envolve todo o ciclo.

# CAPÍTULO I

## Sistemas de cultivo com o jundiá *Rhamdia quelen* para o estado de Santa Catarina.

Hilton Amaral Júnior  
Nivan Rodrigues da Silva  
Drusiani Jhenifer Lauer Rocha

O jundiá, *Rhamdia quelen*, nativo da região Sul do Brasil, vem despontando como uma das espécies mais promissoras, devido ao seu crescimento rápido, boa resistência às baixas temperaturas de inverno e por apresentar um filé, sem espinho, de ótima qualidade. Além disso o jundiá, se reproduz com facilidade, aceita bem o arraçoamento e apresenta características que podem ser cultivadas em policultivo com carpas *Cyprinus carpio* e tilápias *Oreochromis niloticus* e monocultivo intensivo em tanques redes. A consolidação do sistema de cultivo do jundiá, depende atualmente de uma difusão de todos os resultados que se possui a disposição, em função dos inúmeros projetos de pesquisa já desenvolvidos e ainda em desenvolvimento, por órgãos financiadores como CNPQ e FAPESC.

### SISTEMA DE MONO CULTIVO SEMI INTENSIVO

#### O viveiro

Para a utilização do jundiá no sistema de monocultivo, deveremos ter em consideração à principio o tamanho dos viveiros. Um viveiro com media de 5.000 metros quadrados, permite um manejo fácil e rápido e pode ser bastante produtivo. Deve ser levado em consideração alguns detalhes como profundidade média, de pelo menos 90 centímetros do fundo à superfície, sem muito lodo de fundo, equipado com entrada e saída de água individual e preferencialmente com caixa de despesca (Figura 2).



Figura 2. Viveiro para o cultivo de jundiá no município de Garuva/SC.

#### Os alevinos

Os alevinos, devem possuir tamanho de pelo menos 2,0 gramas de peso, cerca de 30 dias de vida e serem oriundos de um processo de inversão sexual para fêmeas (17 estradiol incorporado a ração). Ao

ser realizado o peixamento inicial, estes alevinos deverão ser aclimatados na água dos tanques, com a imersão dos recipientes que trouxeram os alevinos, para equiparação das temperaturas da água (Figura 3).



Figura 3. Aclimação dos alevinos de jundiá antes do peixamento inicial.

Após este período de aclimação, que geralmente gira em torno de 15 minutos, os alevinos devem ser liberados em um petrecho (puçá), para que a água que está na embalagem não seja colocada no viveiro de cultivo. A seguir o puçá deverá ser colocado na água, para que os alevinos saiam lentamente para a água do viveiro. A época do peixamento inicial deverá ser preferencialmente no início da primavera, o que em muitas regiões irá permitir que fossem feitos dois ciclos de cultivo, com cerca de 170 dias cada ciclo de cultivo.

A densidade inicial do peixamento para este sistema de cultivo deve estar entre 3 a 4 peixes por metro quadrado. Os peixes devem estar bem saudáveis, preferencialmente oriundos de um mesmo lote e tamanho bastante similar.

Não deverá ser realizada alimentação logo após a soltura dos peixes. A primeira alimentação deverá ser feita a partir do segundo dia, 24 horas após o peixamento. Os peixes deverão ser introduzidos quando o viveiro já estiver cheio e em período de boa quantidade de oxigênio. Outra fator importante é a temperatura da água. Para um perfeito acondicionamento ao novo ambiente, a temperatura da água do viveiro deverá estar entre 18 e 24 graus centígrados, próximas à zona de conforto para a espécie.

O produtor deverá realizar a alimentação dos peixes seguindo sempre uma boa tabela de oferta. Nestes trabalhos, estaremos oferecendo um modelo dentro do capítulo alimentação do jundiá.

## **A engorda e terminação**

Durante todo o ciclo de cultivo, o piscicultor deve estar atento a uma regra básica: O jundiá deverá crescer em média 3,0 gramas por dia de vida. Isto fará que ao final do ciclo de cultivo este peixe possa estar pesando acima de 500 gramas. Desde a fase inicial até a terminação, é importante que o produtor faça pelo menos uma (01) biometria mensal (Figura 4). Neste manejo ele deverá pesar e medir um lote amostral (de

no mínimo 50 peixes), para verificar o estado sanitário dos peixes e principalmente o crescimento destes, podendo então fazer o reajuste da tabela de alimentação diária.



Figura 4. Realização de biometria para aferição de peso e comprimento do jundiá.

Durante o período de crescimento, o produtor deverá manter os viveiros de cultivo sempre com o menor manejo e movimentação possível. O jundiá por ser uma espécie ainda em adaptação aos sistemas de confinamento, esta sempre sujeita à consequências de manejos inadequados, barulho, mudanças bruscas de rotina ou de qualidade da água de cultivo, diminuindo consequentemente sua resistência e imunidade, ficando sujeita ao ataque de agentes patogênicos oportunistas.

O piscicultor deve estar sempre atento as variações que ocorrem no local de cultivo e portanto, se esfriar ou esquentar muito, vários dias sem sol, muita chuva acumulada, presença inadequada de produtos químicos na água, etc... deverá ser reduzido ou suspensa a oferta de alimento.

O jundiá em engorda/terminação, deverá estar sempre na média de conversão de 1:3/1 ou seja para cada 1.000 gramas de peso adquirido, deverá estar consumindo 1.300 gramas de ração. O piscicultor poderá fazer este cálculo utilizando sempre a quantidade de biomassa do viveiro (peso individual multiplicado pelo número total de peixes) e dividir pela quantidade total de ração oferecida. Ao final deste capítulo e para os dois sistemas de cultivo que serão discutidos, esta incluído um exercício teórico de um ciclo total de cultivo, para que o produtor possa comparar dados de produção, de custos e resultados finais.

A ração deverá ser na forma de pó quando a alimentação for para alevinos, na quantidade média de 10% do peso vivo ou biomassa, dividida em 3 vezes ao dia e que possua pelo menos 40% de proteína bruta (PB). Dar preferência para que a primeira e a última alimentação do dia seja feita no período de menor luminosidade. Já para peixes em engorda e terminação, a quantidade deverá ficar entre 2 a 3% do peso vivo ou biomassa, dividida em 2 vezes ao dia (em períodos de menor luminosidade) e com pelo menos 32% de proteína bruta (PB).

## A despesca

Após o período médio de cultivo em torno aos 6 meses, o piscicultor deve estar preparado para a des-

pesca total do viveiro. Esta despesca deverá ocorrer preferencialmente nos períodos de menor temperatura, diminuindo bastante a chance de ocorrer estresse e consequentemente a perda de peixe por doenças.

Os primeiros cuidados na despesca é a quantidade e qualidade dos utensílios

que serão utilizados para o manejo e acondicionamento dos peixes. O piscicultor deverá estar preparado para que todo o peixe retirado, fique vivo e em perfeito estado de saúde, caso o destino seja o mercado da pesca esportiva.

Caso o destino seja a venda para indústria de beneficiamento o peixe poderá ir morto, mas o produtor deverá ter equipamento de acondicionamento suficiente para o peixe ficar até o momento do resfriamento por gelo.

A despesca correta deverá seguir os corretos procedimentos da passagem de redes (Figura 5 e Figura 6), seguida de um escoamento total da água de cultivo. Neste momento se notará a importância da caixa de despesca.



Figura 5. Passagem de redes para retirada dos peixes em cultivo.



Figura 6. Peixe acumulado em redes á espera do transporte para peixes vivos.

É importante deixar claro, que o bom trabalho com a despesca não acaba na retirada do peixe. Esta retirada deve ser total, o peixe vivo deverá ser transportado em recipientes com bastante aeração, sendo respeitado as especificações técnicas de densidade de estocagem e sempre que possível colocar sal ou outro produto natural, com capacidade de tranquilizar e promover a desinfecção do ambiente.

Sempre que houver uma despesca, esta tem que ser total, o viveiro deverá ficar totalmente seco por pelo menos uma semana, para que qualquer unidade que não foi despescada, não sobreviva. Qualquer peixe sobrevivente, poderá preda os alevinos quando for feito peixamento novamente. O piscicultor poderá fazer com indicação de um técnico, uma correção e desinfecção do fundo do viveiro com o uso de cal hidratada.

A seguir esta demonstrada uma projeção de atividades desenvolvidas (Figura 7) e de custos com resultados finais (Figura 8), para o mono cultivo de jundiá, podendo então o piscicultor fazer uma comparação de dados obtidos.

### **Projeção de atividades desenvolvidas para o mono cultivo de jundiá**

<b>CRONOGRAMA/ ATIVIDADES DESENVOLVIDAS</b>
<b>Primeiro ciclo de cultivo de outubro a março</b>
<b>Segundo ciclo de cultivo de abril a setembro</b>
<b>Alevinos sexualmente invertidos e peso em media 5 gramas</b>
<b>Ração inicial pó zero 40% de PB e 5% p.v. (3xs/dia)</b>
<b>Oferta final 3% (2xs/dia)</b>
<b>Ração de engorda e terminação com 32% de PB</b>
<b>Arraçamento em períodos de pouca luz</b>
<b>Oxigênio acima de 3 ppm / pH entre 6,5 e 8,5</b>
<b>Em media 6 meses de cultivo</b>
<b>Na despesca peixe acima de 500 gramas de peso final.</b>
<b>Não manejar peixes em temperaturas acima de 25<sup>o</sup> C.</b>

Figura 7. Projeção total final de um ciclo de cultivo do jundiá

### **Projeção de custos para monocultivo de jundiá**

<b>CUSTOS/RESULTADOS FINAIS</b>
<b>Povoamento inicial com 35.000 peixes/ha</b>
<b>Densidade 3,5/m<sup>2</sup></b>
<b>Sobrevivencia alcançada 90 % (31.500 peixes)</b>
<b>Peso individual medio 500 gramas</b>
<b>Peso final 15.750 kg/ha</b>
<b>Alimentação 20.475 kg ração</b>
<b>Conversão final 1:3/1</b>
<b>Custo ração = R\$ 30.712,50 (R\$ 1,50/kg)</b>
<b>Custo final Total/ha= R\$ 42.997,50 (acrescimo de 40% “outros custos”)</b>
<b>Custo por Quilo Final = R\$ 2,73</b>
<b>Preco de venda: R\$ 5.50/kg (individual) e R\$ 86.625,00 (total do viveiro)</b>
<b>Lucro líquido por há R\$ 43.627,50</b>

Figura 8. Projeção de um exercício teórico dos custos e ganhos em sistema de monocultivo do jundiá, com base no ano de 2014.

## SISTEMA DE BI CULTIVO SEMI INTENSIVO

### O viveiro

Para a utilização do jundiá no sistema de bicultivo junto com a tilápia *Oreochromis niloticus*, também deveremos ter em consideração à princípio o tamanho dos viveiros. Um viveiro com media de 5.000 metros quadrados, permite um manejo fácil e rápido e pode ser bastante produtivo. Deve ser levado em consideração alguns detalhes como profundidade média, de pelo menos 90 centímetros do fundo à superfície, sem muito lodo de fundo, equipado com entrada e saída de água individual e preferencialmente com caixa de despesca (Figura 9). É importante ter em consideração que equipamentos como aeradores e alimentadores automáticos não são imprescindíveis, porém são muito importantes para melhorar o desempenho dos índices zootécnicos e sanitários.



Figura 9. Viveiro para o cultivo de jundiá e tilápia no município de Blumenau/SC.

### Os alevinos

Os alevinos das duas espécies envolvidas, deverão possuir tamanho de pelo menos 2,0 gramas de peso individual, cerca de 30 dias de vida e serem oriundos de um processo de inversão sexual para fêmeas ( $17\beta$  estradiol incorporado a ração) no caso do jundiá e inversão sexual para machos ( $17\alpha$  metil testosterona) no caso das tilápias. Ao ser realizado o peixamento inicial estes alevinos (Figura 10), deverão ser



aclimatados na água dos tanques, com a imersão dos recipientes que trouxeram os alevinos, para equiparação das temperaturas da água.

Figura 10. Alevinos de jundiá e tilápia no momento do peixamento inicial.

Após este período de aclimação, que geralmente gira em torno de 15 minutos, os alevinos devem ser liberados em um petrecho (puçá), para que a água que está na embalagem não seja colocada no viveiro de cultivo. A seguir o puçá deverá ser colocado na água, para que os alevinos saiam lentamente para a água do viveiro. A época do peixamento inicial deverá ser preferencialmente no início da primavera, o que em muitas regiões irá permitir que fossem feitos dois ciclos de cultivo, com cerca de 170 dias cada ciclo de cultivo.

A densidade inicial do peixamento para este sistema de cultivo deve ser de 4 peixes por metro quadrado, sendo 2 da espécie tilapia e 2 da espécie jundiá por metro quadrado. Os peixes devem estar bem saudáveis, preferencialmente oriundos de um mesmo lote e tamanho bastante similar.

Não deverá ser realizada alimentação logo após a soltura dos peixes. A primeira alimentação deverá ser feita a partir do segundo dia, 24 horas após o peixamento. Os peixes deverão ser introduzidos quando o viveiro já estiver cheio e em período de boa quantidade de oxigênio. Outra fator importante é a temperatura da água. Para um perfeito acondicionamento ao novo ambiente, a temperatura da água do viveiro deverá estar entre 18 e os 24 °C, próximas à zona de conforto para as duas espécies.

O produtor deverá realizar a alimentação dos peixes seguindo sempre uma boa tabela de oferta.

## **A engorda e terminação**

Durante todo o ciclo de cultivo, o piscicultor deve estar atento a uma regra básica: Tanto o jundiá quanto as tilápias, deverão crescer em média 3,0 gramas por dia de vida. Isto fará que ao final do ciclo de cultivo estes peixes possam estar pesando acima de 500 gramas. Desde a fase inicial até a terminação, é importante que o produtor faça pelo menos uma biometria mensal. Neste manejo ele deverá pesar e medir um lote amostral (de no mínimo 50 peixes por espécie), para verificar o estado sanitário dos peixes e principalmente o crescimento destes, podendo então fazer o reajuste pela tabela de alimentação diária.

Durante o período de crescimento, o produtor deverá manter os viveiros de cultivo sempre com o menor manejo e movimentação possível. A tilapia por ser uma espécie bem adaptada aos sistemas de confinamento, possui uma resistência bastante grande frente aos agentes estressantes. O jundiá sendo uma espécie ainda sem adaptação aos sistemas de confinamento, esta sempre sujeita à consequências de manejos inadequados, barulho, mudanças bruscas de rotina ou de qualidade da água de cultivo, diminuindo consequentemente sua resistência e imunidade, ficando sujeita ao ataque de agentes patogênicos oportunistas.

O piscicultor deve estar sempre atento as variações que ocorrem no local de cultivo e portanto, se esfriar ou esquentar muito, vários dias sem sol, muita chuva acumulada, presença inadequada de produtos químicos na água, etc... deverá ser reduzido ou suspensa a oferta de alimento.

O jundiá e a tilapia em engorda/terminação, deverão estar sempre na média de conversão de 1:3/1 ou seja para cada 1.000 gramas de peso adquirido, deverá estar consumindo 1.300 gramas de ração. O piscicultor poderá fazer este cálculo utilizando sempre a quantidade de biomassa do viveiro (peso individual multiplicado pelo número total de peixes) e dividir pela quantidade total de ração oferecida.

A ração deverá ser na forma de pó quando a alimentação for para alevinos, na quantidade média de 10% do peso vivo ou biomassa, dividida em 3 vezes ao dia e que possua pelo menos 40% de proteína bruta

(PB). Dar preferência para que a primeira e a última alimentação do dia seja feita no período de menor luminosidade. Já para peixes em engorda e terminação, a quantidade deverá ficar entre 2 a 3% do peso vivo ou biomassa, dividida em 2 vezes ao dia (em períodos de menor luminosidade) e com pelo menos 32% de proteína bruta (PB).

## A despesca

Após o período medio de cultivo em torno aos 6 meses, o piscicultor deve estar preparado para a despesca total do viveiro. Esta despesca deverá ocorrer preferencialmente nos períodos de menor temperatura, diminuindo bastante a chance de ocorrer estresse e conseqüentemente a perda de peixe por doenças.

Os primeiros cuidados na despesca é a quantidade e qualidade dos utensílios que serão utilizados para o manejo e acondicionamento dos peixes. O piscicultor deverá estar preparado para que todo o peixe retirado, fique vivo e em perfeito estado de saúde, caso o destino seja o mercado da pesca esportiva. Se o destino for a venda para indústria de beneficiamento o peixe irá morto, mas o produtor deverá ter equipamento de acondicionamento suficiente, para o peixe ficar até o momento do resfriamento por gelo.

A despesca correta deverá seguir os corretos procedimentos da passagem de redes (Figura 11), seguida de um escoamento total da água de cultivo. Neste momento se notará a importância da caixa de despesca.



Figura 11. Passagem de redes para retirada dos peixes em bicultivo.

É importante deixar claro, que o bom trabalho com a despesca não acaba na retirada do peixe. Esta retirada deve ser total, o peixe vivo deverá ser transportado em recipientes com bastante aeração, sendo respeitado as especificações técnicas de densidade de estocagem e sempre que possível colocar sal ou outro produto natural, com capacidade de tranquilizar e promover a desinfecção do ambiente.



Outro procedimento importante no caso do bicultivo, é durante a passagem de redes ir separando as espécies envolvidas no cultivo, diminuindo a possibilidade de estresse ou de danos (figura 12).

Figura 12. Passagem de rede em despesca para separar espécies.

Sempre que houver uma despesca, esta tem que ser total, o viveiro deverá ficar totalmente seco por pelo menos uma semana, para que qualquer unidade que não foi despescada, não sobreviva. Qualquer pei-

xe sobrevivente, poderá predar os alevinos quando for feito peixamento novamente. O piscicultor poderá fazer com indicação de um técnico, uma correção e desinfecção do fundo do viveiro com o uso de cal hidratada.

A seguir esta demonstrada uma projeção de atividades desenvolvidas (Figura 13) e de custos com resultados finais (Figura 14), para o bi cultivo de jundiá e tilapia, podendo então o piscicultor fazer uma comparação de dados obtidos.

### Projeção de atividades desenvolvidas para o Bi cultivo de jundiá e tilapia

CRONOGRAMA/ ATIVIDADES DESENVOLVIDAS
Primeiro ciclo de cultivo de outubro a março
Segundo ciclo de cultivo de abril a setembro
Alevinos sexualmente invertidos e peso em media 5 gramas
Ração inicial pó zero 40% de PB e 5% p.v. (3xs/dia)
Oferta final 3% (2xs/dia)
Ração de engorda e terminação com 32% de PB
Arraçoamento em períodos de pouca luz
Oxigênio acima de 3 ppm / pH entre 6,5 e 8,5
Em media 6 meses de cultivo
Na despesca peixe acima de 500 gramas de peso final.
Não manejar peixes em temperaturas acima de 25 <sup>o</sup> C.

Figura 13. Projeção total final de um ciclo de cultivo de jundiá e tilapia.

### Projeção de custos para Bi cultivo de jundiá e tilapia

CUSTOS/RESULTADOS FINAIS
Povoamento inicial com 40.000 peixes/ha
Densidade 4/m <sup>2</sup> sendo 2 jundiá e 2 tilapia m <sup>2</sup>
Sobrevivencia alcançada com tilapia 85 % (17.000 peixes)
Sobrevivencia alcançada com jundiá 76 % (14.800 peixes)
Peso final tilapia: 9.860 kg/há/6 meses Peso médio 580 g.
Peso final jundiá: 6.660 kg/há/6 meses Peso médio 450 g.
Alimentação: 21.476 kg ração em 180 dias
Conversão média final= 1:3/1
Custo ração = Custo ração = R\$ 32.214,00 (R\$ 1,50/kg)
Custo final Total/ha= R\$ 45.099,60 (acrescimento de 40% "outros custos")
Custo por Quilo Final = R\$ 2,74
Preço de venda: R\$ 5.50/kg (jundiá) Total R\$ 36.300,00
Preço de venda: R\$ 3.90 (Tilapia) R\$ 38.454,00
Total por ha R\$ 74.754,00
Lucro líquido total por ha R\$ 29.654,40

Figura 14. Projeção de um exercício teórico dos custos e ganhos em sistema de bicultivo do jundiá e tilapia, com base no ano de 2014.

## **CAPÍTULO II**

### **Alimentação do jundiá.**

Bruno Correia da Silva

#### **Aspectos gerais da nutrição do jundiá**

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é um peixe com hábito alimentar onívoro, ou seja, consomem alimentos de origem animal e vegetal. Contudo, possuem clara tendência a carnívoria, dando preferência a alimentos de origem animal. Nota-se em sua morfologia uma baixa razão entre o comprimento do intestino pelo comprimento do corpo, devido ao jundiá possuir um intestino curto, característico de peixes carnívoros. Por este motivo, possui uma área curta para digestão e absorção dos nutrientes, necessitando de uma dieta altamente digestível e rica em proteína.

Na natureza são animais que possuem maior atividade no período noturno, e apesar de possuírem alguns hábitos bentônicos (organismos que vivem no fundo do corpo d'água) e boca na região ventral, são peixes generalistas em relação à escolha do alimento, consumindo pequenos peixes, crustáceos, insetos, restos vegetais, e detritos orgânicos.

Em função do crescente interesse na produção comercial desta espécie, o número de trabalhos realizados sobre nutrição e alimentação de jundiá aumentou muito nos últimos anos. Esse capítulo irá abordar alguns conhecimentos adquiridos por estes estudos, além de aspectos do sistema produtivo, como alimentação na alevinagem, recria e reprodução; ingredientes utilizados na alimentação do jundiá e uso de aditivos alimentares na piscicultura.

#### **Alimentação de pós-larvas e alevinos**

A nutrição na larvicultura é apontado como um dos principais fatores limitantes na produção de larvas, e consequentemente para o desenvolvimento de um pacote tecnológico para as espécies nativas. Sendo assim, a compreensão das transformações morfológicas, fisiológicas e comportamentais que os peixes apresentam durante o desenvolvimento larval é fundamental para estabelecer propostas de nutrição e manejo alimentar eficientes para cada espécie.

Longo após a eclosão as larvas do jundiá serão nutridas com seu próprio vitelo, que terão sua qualidade influenciada pela nutrição dos reprodutores. No início, essas larvas apresentam boca e ânus fechados e o sistema digestivo incompleto. Ao final, quando o vitelo for totalmente consumido, o sistema digestivo já estará formado. Contudo esse período de transição é crítico, pois as enzimas digestivas podem não estar totalmente ativas.

Na literatura e na prática, encontramos para pós-larvas de jundiá diferentes protocolos de alimentação exógena para os primeiros dias. Alguns preferem alimentar com náuplios de artêmia durante 1 a 3 dias antes de iniciar a alimentação com ração. Esse protocolo tem mostrado bastante eficiência, porém, o custo do cisto de artêmia é alto, além do processo de eclosão envolver a necessidade de uma estrutura específica dentro da propriedade e mão de obra para essa finalidade. Outra desvantagem é que a artêmia pode ser uma fonte de contaminação de bactérias na larvicultura. Já o uso de alimento granulado para larvas de

jundiá desde a primeira alimentação é eficiente e já foi comprovado por alguns estudos. Contudo, exige a utilização de ingredientes com uma granulometria muito baixa, inferior a 50  $\mu\text{m}$  (0,05 mm), pois a boca da pós-larva de jundiá no primeiro dia, apesar de aberta, ainda é muito pequena. Todavia, as rações em pó encontradas no mercado nem sempre conseguem cumprir com essa exigência, tornando este protocolo menos eficiente.

Devido a estes fatores, a Epagri adotou o seguinte protocolo para alimentação de pós-larvas de jundiá nas incubadoras. No primeiro dia as larvas são alimentadas com ovo microencapsulado (Figura 15), e durante os próximos 3 dias são iniciam a alimentação inerte com ração comercial pó com 40% de proteína bruta (PB) (Figura 16). Para produção do ovo microencapsulado utiliza-se 1 ovo mais 250 mL de água quente, bate no liquidificador, e adiciona mais 750 mL de água fria. Essa medida é suficiente para alimentar aproximadamente 100 mil pós-larvas por uma alimentação, e recomenda-se alimentar quatro vezes ao dia (Amaral-Junior, 2014).

Após o período de 4 dias de alimentação exógena, as pós-larvas devem ser transferidas para viveiros externos, pré-adubados para aproveitamento do alimento natural, principalmente o zooplâncton. Além disso, recomenda-se a alimentação com ração comercial com 40 a 44% PB, já que pesquisas com alevinos de jundiá de 0,3 a 4 g mostraram exigência nutricional para essa fase entorno de 37 a 44% PB e 3.500 a 4.500 kcal/kg de energia bruta (EB), mantendo sempre uma relação energia:proteína próxima de 10 kcal/g. Ou seja, uma ração com 40% PB de conter aproximadamente EB de 4.000 kcal/kg (vide revisão de Neto e Borba, 2013). Alguns testes bem sucedidos já foram realizados com farinha de resíduo de peixe (55 a 59% PB), porém o custo deve ser levado em consideração, já que bons resultados também são obtidos com ração comercial.



Figura 15. Oferta de ovo microencapsulado para larvas de jundiá.



Figura 16. Oferta de ração em pó para larvicultura inicial.

Na fase de alevinagem nos viveiros recomenda-se alimentação de 3 a 4 vezes ao dia nas seguintes proporções (Graeff et al., 2008):

- 1ª semana: 200 g/dia/100.000 pós-larvas;
- 2ª semana: 500 g/dia/100.000 pós-larvas;
- 3ª semana: 1.000 g/dia/100.000 pós-larvas;
- 4ª semana: 2.000 g/dia/100.000 pós-larvas.

Nesta fase, para o melhor aproveitamento, a ração em pó deve ser homogeneizada com a água do tanque e arraçada com auxílio de um regador ou uma caneca, para uma distribuição uniforme no tanque. Assim, as larvas têm maior facilidade para se alimentar, já que não possuem a mesma habilidade de se alimentar na superfície da água, como as larvas de tilápia, por exemplo.

## **Inversão sexual**

Para um melhor desempenho a campo, recomenda-se o cultivo monosexo de jundiá, com fêmeas. Para isso, foi desenvolvido no Campo Experimental de Piscicultura de Camboriu (CEPC) um protocolo de feminilização das pós-larvas de jundiá (Amaral-Junior et al., 2008; Cechinel et al., 2013). Foram testadas diferentes concentrações de hormônio por diferentes vias de aplicação, tanto na ração como por banho de imersão). Após alguns estudos, obteve-se até >99% de fêmeas com 105 mg de 17- $\beta$ -metil-estradiol por quilo de ração alimentados durante 30 a 35 dias.

Para aplicação do 17- $\beta$ -metil-estradiol na ração deve-se diluir o hormônio em álcool etílico (92,8° GL) como veículo na proporção de 800 mL de álcool para 1 kg de ração. Essa quantidade deve ser aspergida na ração de forma homogênea, e esta deve secar a temperatura ambiente por 48 horas (Figura 17).



Figura 17. Secagem de Ração com incorporação de hormônio para inversão sexual do jundiá.

## **Alimentação na recria**

Na fase de recria, tanto em monocultivo de jundiá monosexo quanto em bicultivo com tilápia, o alimento utilizado no cultivo é ração comercial extrusada. Segundo alguns estudos a exigência de juvenis de jundiá para proteína bruta é entorno de 30%, dependendo da qualidade da ração. Por isso, usualmente utiliza-se ração comercial com 32% de proteína bruta, obtendo ótimos resultados de crescimento e conver-

são alimentar (1,2 a 1,4) em testes realizados pela equipe do CEPC da Epagri. Estudos do cultivo de jundiá em tanque-rede também mostraram que não houve diferença no crescimento com a utilização de dietas contendo 30 e 35% de proteína bruta. Também é possível na fase final do cultivo, após as 400 g, utilizar na alimentação do jundiá dietas comerciais com 28% de proteína bruta.

Quanto à energia bruta da dieta, na fase de recria, observa-se também que os melhores resultados são obtidos quando a relação energia:proteína fica entorno de 10 kcal/g. Sendo assim, recomenda-se uma ração com nível de energia entorno de 3200 a 3500 kcal/kg. Contudo, o jundiá, por ser uma espécie onívoro com tendência a carnívoros, não aproveita adequadamente fontes de energia provenientes dos carboidratos, sendo mais eficiente no aproveitamento dos lipídeos. Essas informações são importantes para levar em consideração na formulação de dietas para jundiá.

Quanto à frequência alimentar e percentual de alimentação, estudos indicam que no início do cultivo a alimentação pode ser fornecida de 2 a 4 vezes ao dia na proporção de 5% da biomassa, e ao longo do cultivo esta proporção e frequência irá diminuir até 2% da biomassa, podendo ser fornecida até uma vez ao dia. Nos estudos realizados pelo grupo do CEPC da Epagri, o fornecimento de 3% da biomassa estimada do tanque dividida em duas vezes ao dia durante todo o cultivo resultou em resultados satisfatórios. É importante ressaltar que essas recomendações pode mudar de acordo com a temperatura da água. O jundiá possui uma temperatura ótima de crescimento em torno de 24 °C, um pouco abaixo da temperatura ótima da tilápia, podendo alimentar-se até 14 °C. Contudo, temperaturas abaixo de 18 °C e acima de 32 °C podem ser preocupantes para o consumo de ração do jundiá, sendo indicado reduzir drasticamente a alimentação.

## **Alimentação de reprodutores**

A nutrição de reprodutores irá interferir diretamente no desempenho reprodutivo (porcentagem de fêmeas maduras, taxa de fecundidade e fertilidade), além da qualidade dos ovos e pós-larvas produzidas (taxa de eclosão, sobrevivência e desenvolvimento das pós-larvas). Além disso, a porcentagem de gordura visceral ocasionada pela má nutrição dos reprodutores, influenciará na eficácia da indução hormonal. Devido ao fato do hormônio contido no extrato de hipófise ser lipossolúvel, ele não apresentará a eficiência desejada em fêmeas de jundiá com grandes quantidades de gordura visceral.

De uma forma geral, são poucos os estudos com nutrição e manejo alimentar de reprodutores na piscicultura, devido à dificuldade de condução experimental. Alguns estudos avaliando diferentes fontes de lipídeos (banho suína, óleo de canola e óleo de girassol), além de diferentes fontes proteicas (farinha de carne e ossos, farinha de peixe e farelo de soja), em dietas para reprodutores de jundiá observaram bons resultados do desempenho reprodutivo. Porém, altos níveis de inclusão do farelo de soja (>35%) nas dietas foi prejudicial para qualidade dos ovócitos (Radünz. et al., 2008). Quanto à porcentagem de proteína bruta nas dietas dos reprodutores, alguns estudos são contraditórios. Enquanto Coldebella et al. (2011) não observaram diferenças significativas no desempenho reprodutivo utilizando dietas com 28, 34 e 40% PB, Reidel et al. (2010) observaram melhor desempenho reprodutivo nos animais alimentados com dietas contendo 35% PB, avaliando dietas com 25, 30 e 35% PB. Esses estudos também observam que a maior influência das dietas se dá nas fêmeas.

Na prática, o que se observa é a utilização de dietas para os reprodutores de jundiá contendo 36 a 40% de proteína bruta, fornecidas duas vezes ao dia a uma porcentagem da biomassa de 2 a 3%.

## **Ingredientes utilizados na alimentação do jundiá**

Como atualmente é inexistente rações comerciais específicas para jundiá, vamos abordar neste tópico a utilização de alguns ingredientes a nível experimental para o jundiá. Estas informações poderão no futuro direcionar a formulação de dietas para esta espécie.

Os ingredientes utilizados na fabricação de dietas inertes para piscicultura podem ser divididos em ingredientes proteicos, energéticos, vitamínico-mineral, conservantes e aditivos promotores de crescimento.

Dentre os ingredientes proteicos o jundiá apresenta menor habilidade em usar fontes de origem vegetal quando comparado com outro peixe onívoro como a tilápia, demonstrando sua tendência a carnívora. Mesmo assim, apresenta bons resultados de digestibilidade de proteína para o farelo de soja (88,3%) e o glúten de milho (90,2%). Coldebella e Neto (2002) observaram que foi possível substituir a farinha de carne e ossos por farelo de soja sem causar prejuízos no desempenho de alevinos de jundiá. Lazzarri et al. (2006) também observaram que a combinação de farelo de soja com farinha de carne e ossos ou farinha de peixe resultaram em bom desempenho para juvenis de jundiá.

Outra fonte proteica bastante usada em dietas experimentais de jundiá é a levedura de cana (*Saccharomyces cerevisiae*), podendo atingir porcentagem de inclusão de quase 40% na dieta. A levedura além de uma fonte proteica possui em sua parede compostos que podem auxiliar na imunocompetência, como os mananoligossacarídeos (prébióticos), e na imunestimulação, como os  $\beta$ -glucanos. Contudo, o seu uso deve ser limitado, já que seu nível de proteína é limitado (35 a 50%) e a digestibilidade para peixe geralmente não é tão alta como outras fontes mais usuais, além do alto preço. Devido à dificuldade, já mencionada, nas primeiras alimentações do alevino de jundiá, diversos ingredientes proteicos já foram testados nesta fase. Paia e Neto (1997) obtiveram bons desempenhos com uma dieta que continha como fonte proteica uma mistura de fígado bovino e pó de levedura.

Entre os ingredientes energéticos, diversos estudos já foram realizados avaliando diferentes fontes de lipídeos, como óleo de soja, óleo de canola, óleo de milho, óleo de algodão, óleo de arroz, banha suína, óleo de fígado de bacalhau e lecitina de soja. Como podemos ver, a grande maioria dos estudos utilizam fontes ricas em n-6 e não em n-3, já que o jundiá não possui uma alta exigência para os lipídeos da família n-3. Radünz et al (2002) observaram que o óleo de canola, em comparação com o óleo de fígado de bacalhau e a banha suína, apresentou o mesmo desempenho de crescimento, contudo os animais continham maior deposição de proteína e menor deposição de gordura na carcaça. Além disso, outra fonte de lipídeo que apresentou bons resultados, principalmente nas fases iniciais do jundiá, foi à lecitina de soja. Este ingrediente é rico em fosfolipídeos, que são importantes na construção e renovação de membranas celulares, aumentando assim a capacidade de síntese de tecidos.

Já os carboidratos são fontes energéticas, contudo os peixes não possuem exigência para este ingrediente. Os carboidratos são frequentemente utilizados em dietas para peixes por ser uma forma de energia

barata e por apresentar um efeito poupador da proteína, ou seja, diminui a utilização de proteína como fonte de energia e aumenta sua retenção para formação muscular. Além disso, o amido, proveniente das fontes de carboidratos, auxiliam no processo de extrusão aumentando a estabilidade da ração através de sua gelatinização.

Poucos estudos já foram realizados para comparar a utilização de diferentes fontes de carboidrato pelo jundiá. Como já comentado neste capítulo, o jundiá não utiliza eficientemente os carboidratos em comparação com outros peixes onívoros, como a tilápia. No estudo realizado por Gominho-Rosa et al. (2014) as fontes de carboidratos que apresentaram melhores digestibilidade do amido para o jundiá foram, respectivamente: farelo de trigo, farelo de mandioca, milho moído e quirera de arroz. Porém, neste mesmo estudo observou-se melhor digestibilidade de energia para o milho moído. Gominho-Rosa (2012) observou que níveis crescentes de amido na dieta não interferiu no desempenho produtivo do jundiá, contudo ocasionou uma sobrecarga metabólica no fígado.

Quanto às concentrações de vitaminas e minerais, ainda não são conhecidas às exigências do jundiá. Com isso, geralmente para formulação de dietas utiliza-se os dados de exigência do bagre do canal (*Ictalurus punctatus*). A deficiência destes nutrientes nas dietas podem causar problemas na formação de larvas, como lordose e escoliose, além de afetar o sistema imunológico. Nos estudos os níveis de inclusões dietéticas de diferentes formulações de premix vitamínico-mineral podem variar de 0,4 a 3%.

Além dos ingredientes já citados, também podem ser utilização na formulação de dietas ou serem aplicados posteriormente, os aditivos alimentares promotores de crescimento. Esses produtos já são bem conhecidos na suinocultura e avicultura. Contudo, com a intensificação das pisciculturas, o surgimento de enfermidades, e a busca por melhores resultados, esses produtos têm ganhado força também na carcinicultura e mais recentemente na piscicultura. Devido a este fato, iremos abordar esse tema no tópico a seguir.

## **Aditivos alimentares promotores de crescimento**

Durante a última década, uma maior compreensão tem sido adquirida da importância da microbiota intestinal de animais aquáticos em relação a sua nutrição e saúde. Há evidências de que a complexa ecologia microbiana do intestino fornece benefícios nutricionais e proteção contra patógenos. Devido a este fato, é crescente o número de trabalhos avaliando os efeitos dos aditivos alimentares com intuito de promover melhorias na digestão de nutrientes, na saúde e no desempenho zootécnico dos animais. O uso de probióticos, prebióticos, imunostimulantes, e mais recentemente os ácidos orgânicos são as opções de aditivos alimentares para animais aquáticos.

## **Probióticos**

Os probióticos são utilizados há algum tempo na aquicultura com diversas finalidades, porém muitas vezes de formas inadequadas ou sem comprovação de sua eficiência. Isto acaba gerando descrédito destes produtos entre muitos aquicultores. De modo geral podemos dividi-los em dois tipos: os probióticos ali-

mentares e os biorremediadores.

Os probióticos alimentares são organismos que deverão ser fornecidos no alimento (ração) para que atuem no intestino dos animais aquáticos. Esses probióticos podem inibir bactérias patogênicas que se encontra no intestino melhorando o balanço de bactérias benéficos/patogênicas, melhorando a saúde do animal, além de poder melhorar a conversão alimentar e consequentemente os parâmetros zootécnicos. Os microrganismos mais utilizados como probióticos alimentares são os *Bacillus* e *Lactobacillus*. Geralmente são vendidos em pó, secos por liofilização ou pela técnica de *spray dryer*.

Algumas fábricas de ração já possuem dietas comerciais que contêm essas bactérias benéficas, contudo o produtor ainda pode adicionar na propriedade. São indicadas duas formas de aplicação do probiótico em pó na ração comercial. A primeira é a mistura deste pó em óleo, e posterior aspersão na ração, na proporção de 1% de óleo por quilograma de ração. A outra forma é a preparação da chamada garrafada, onde o produtor, em uma garrafa plástica, poderá adicionar a água do próprio viveiro com melaço e probiótico. A garrafada deve ser aspergida homogeneamente na ração alguns minutos antes da aplicação (15 a 30 minutos).

Já os probióticos utilizados para melhorar do ambiente de cultivo, seja o solo ou a água, são os chamados biorremediadores. Esses produtos são compostos por bactérias, geralmente *Bacillus* e outras bactérias nitrificantes, podendo também apresentar leveduras. Em sua composição também é comum a utilização de calcário ou outras fontes de carbonatos. A principal função destes microrganismos é diminuir a matéria orgânica do viveiro e/ou os compostos tóxicos na água (amônia, nitrito). Esse produto também são vendidos em pó, na maioria das vezes, e podem ser ativados com melaço ou não antes de sua aplicação do tanque. As aplicações de forma geral são semanais, e indicadas nos períodos onde a taxa de arraçoamento são mais elevadas. As taxas de aplicação dos biorremediadores devem seguir as recomendações do fabricante, que geralmente variam de 100 a 1.000 g de produto por hectare.

## **Prebióticos**

Os prebióticos beneficiam o crescimento e a fixação da microbiota benéfica desejável no trato intestinal dos animais e sua aplicação conjunta com os probióticos maximiza seus efeitos benéficos. Prebióticos são substâncias não digeríveis pelo animal que estimulam seletivamente o crescimento e/ou a atividade de bactérias benéficas no intestino, capazes de proporcionar um ambiente intestinal mais saudável. Os prebióticos podem potencializar o aumento da altura das vilosidades intestinais, na densidade dos vilos e integridade da mucosa intestinal. Essas características podem originar uma maior área de absorção de nutrientes e consequentemente diminuição da conversão alimentar e maior crescimento dos animais cultivados. Os prebióticos mais comuns utilizados em peixes são: inulina, frutooligossacarídeos (FOS) e mananoligossacarídeos (MOS). Dentre os prebióticos utilizados o MOS é o que possui o menor preço, e por isso é o mais utilizado. Esses compostos geralmente já são inclusos nas formulações das dietas para animais aquáticos, por isso, é importante o produtor verificar nas dietas comerciais a inclusão desses prebióticos.

## Ácidos orgânicos

Os ácidos orgânicos são compostos que podem exercer efeitos sobre o desempenho zootécnico dos animais durante os cultivos através de mecanismos distintos. Na dieta, os ácidos orgânicos funcionam como agentes de conservação, reduzindo o pH do alimento, inibindo o crescimento microbiano e diminuindo a absorção de organismos patogênicos. A diminuição do pH da dieta também poderá auxiliar no aproveitamento da proteína pelo peixe, pois em valores de pH ácido as proteínas são desnaturadas, aumentando a área de atuação das enzimas digestivas. Além disso, também são fontes de energia para o animal, e no trato intestinal atuam como regulador da microbiota intestinal, inibindo bactérias patogênicas.

Outra vantagem do uso dos ácidos orgânicos é o aumento da disponibilidade dos minerais da dieta, principalmente o fósforo, que muitas vezes está indisponível nos ingredientes de origem vegetal. Com isso, a suplementação dos ácidos orgânicos podem resultar em melhorias do cultivo, melhorando o crescimento, conversão alimentar e sobrevivência do animal. Os principais ácidos orgânicos utilizados são ácido acético, cítrico, fórmico, láctico, propiônico, fumárico e butírico, podendo ser utilizados também na sua forma de sais de sódio, potássio ou cálcio. No mercado encontra-se diversos produtos, geralmente compostos por uma mistura de diversos desses ácidos/sais orgânicos. O mais indicado é que esses produtos sejam inclusos na dieta pela fábrica de ração, porém também podem ser misturados com óleos e aspergidos nas rações, assim como os probióticos. A sua utilização pode variar de 1 a 20 g de produto por quilo de ração.

## Imunoestimulantes

O uso de imunoestimulantes em piscicultura ganhou importância como indutores de proteção contra doenças e estimuladores da defesa imunológica. Os imunoestimulantes podem ser substâncias químicas, sintéticas ou biológicas. Diversos estudos têm sido desenvolvidos com substâncias como: levamisol, leveduras,  $\beta$ -glucanos (compostos encontrados na parede de leveduras) e vitaminas, principalmente vitamina C e E. Entretanto, alguns destes imunoestimulantes devem ser administrados no cultivo com cuidado por apresentarem elevados custos do produto. Além disso o uso excessivo pode ocasionar imunodepressão dos animais, ou seja, o uso contínuo destes produtos podem ocasionar uma sobrecarga e conseqüentemente a queda no sistema imunológico. De maneira geral, os imunoestimulantes não interferem diretamente nas questões nutricionais, como conversão alimentar e digestibilidade da dieta.

# CAPÍTULO III

## Aspectos sanitários para o cultivo do jundiá

Natália da Costa Marchiori  
Mauricio Laterça Martins

### Aspectos sanitários no cultivo do jundiá *Rhamdia quelen*

Com a intensificação da produção do jundiá em cativeiro para fins comerciais na região sul do Brasil, é notória a necessidade de se estabelecer um pacote tecnológico com vistas à profissionalização e incremento dessa atividade. A isto, inclui-se o desenvolvimento de pesquisas sanitárias voltadas ao reconhecimento de possíveis agentes causadores de doença e mortalidade no jundiá, assim como de suas formas de controle e prevenção, agregando, dessa forma, valor e qualidade ao produto final.

A seguir são apresentados os principais agentes capazes de causar mortalidade em jundiá cultivado no estado de Santa Catarina, assim como recomendações técnicas sobre boas práticas de manejo sanitário e profilático exclusivas para a espécie.

### Doenças infecciosas

Uma doença infecciosa, ou transmissível, é resultado de uma infecção ocasionada por um agente oportunista ou patogênico em um organismo hospedeiro. Estes agentes possuem a capacidade de deslocar-se de um hospedeiro a outro, tanto de forma direta (de peixe para peixe) ou por meio do uso de outros animais (vetores ou hospedeiros). Os principais agentes etiológicos verificados no cultivo do jundiá são as bactérias, o fungo *Saprolegnia*, o protozoário *Ichthyophthirius multifiliis* (ictio) e o crustáceo *Lernaea cyprinacea*.

### Doenças bacterianas e fúngicas

O jundiá é susceptível a ser infectado por uma ampla gama de organismos diversos. Assim como ele, o ambiente aquático no qual ele habita também não é asséptico. Isto é, diversos organismos potencialmente patogênicos podem ser encontrados naturalmente na água (compondo a microbiota de determinado ecossistema aquático) sem, todavia, causar doença ao animal.

No entanto, sabe-se que a presença de um ou mais agentes estressores (discutidos em tópico separado neste capítulo), muitos dos quais com ocorrência inevitável em cativeiro, reduzem a capacidade natural de resistência do jundiá, predispondo-o às doenças causadas por organismos oportunistas, entre eles bactérias e fungos. Seguidamente, a natureza não específica de doenças ocasionadas por esses agentes tornam os mesmos imprevisíveis, complicando o seu diagnóstico diferencial.

Segundo Ostrensky e Boeger (1998), as bactérias representam o principal grupo de organismos patogênicos para a piscicultura e praticamente todas as espécies causadoras de enfermidades em peixes são, na realidade, saprófitas (ou seja, alimentam-se de matéria orgânica em decomposição), encontradas naturalmente no meio ambiente.

Em estudo realizado no sul do Brasil, Shama et al. (2000) identificaram onze diferentes gêneros bacterianos considerados potencialmente patogênicos no jundiá, são eles: *Plesiomonas shigelloides*, *Aeromonas spp.*, *Flavobacterium sp.*, *Acinetobacter sp.*, *Vibrio sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Micrococcus sp.*, *Staphylococcus sp.*, *Edwardsiella tarda*, *Pasteurella sp.* e *Yersinia ruckeri*, sendo esta última a causadora da “doença da boca vermelha”, classificada como de notificação obrigatória em diversos países devido ao seu alto grau de patogenicidade e difícil tratamento (Baldisserotto et al., 2000).

A lesões ocasionadas por agentes bacterianos geralmente incluem feridas na pele da região do pedúnculo caudal, do corpo e barbilhões do jundiá, descamação da pele e exposição da musculatura, hemorragia na base das nadadeiras (Figura 18. A-C), ascite, apatia, movimentos respiratórios lentos, perda de equilíbrio e exoftalmia (Baldisserotto et al., 2000; Boijink e Brandão, 2001; Barcellos et al., 2008). De acordo com Boijink e Brandão (2001), os peixes infectados por *Aeromonas* normalmente morrem entre dois e dez dias do início dos sinais clínicos.

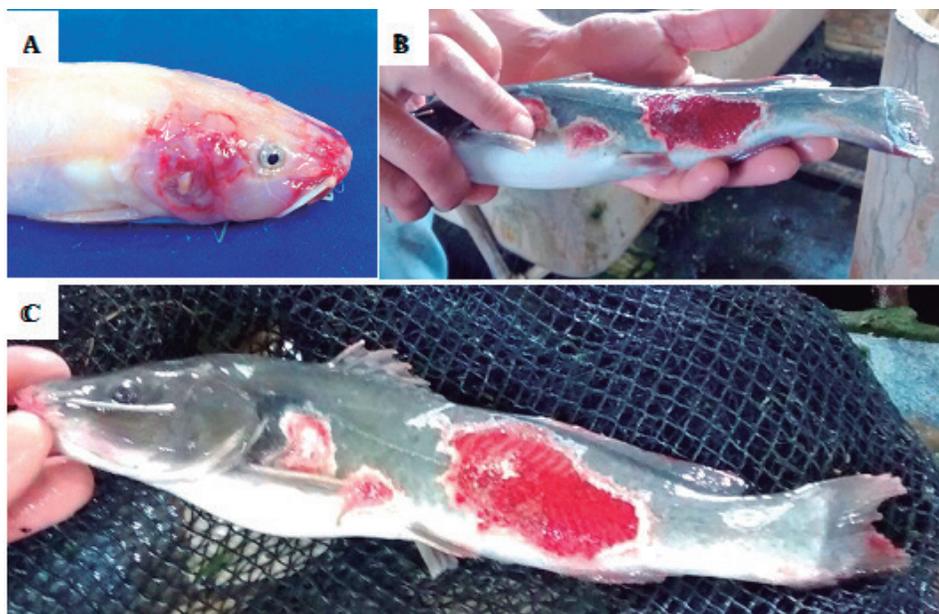


Figura 18. Septicemia ulcerativa causada por *Aeromonas hydrophila* em jundiá infectado experimentalmente (A) e em cultivo (B, C).

Além de bactérias oportunistas, o jundiá é susceptível ao fungo oportunista *Saprolegnia*, cujos esporos podem ser naturalmente encontrados na água. A saprolegniose, doença ocasionada pelo fungo em questão, é uma micose cutânea fortemente associada à exposição de tecidos mortos por meio de feridas e/ou quando a resistência do peixe está reduzida (Ostrensky e Boeger, 1998). Esses casos predis põem o animal à infecção pelo esporo do fungo e, quando altos níveis são atingidos, a parasitose é frequentemente letal.

Além da pele, o fungo pode colonizar olhos, brânquias e órgãos olfativos do animal (Ranzani-Paiva, 1997). A partir do local de infestação inicial, o fungo se estende pela derme, onde corroi a epiderme ad-

jacente até atingir a musculatura ou, até mesmo, órgãos internos (em casos sub-agudos ou crônicos). As lesões decorrentes da saprolegniose são caracterizadas pelo aparecimento de zonas de cor esbranquiçada na pele com aspecto semelhante ao de algodão. As hifas retêm, além de células mortas, restos orgânicos ou substâncias presentes na água adquirindo, por isso, coloração amarronzada (Ranzani-Paiva, 1997). É comum a presença de saprolegniose em animais infectados com o protozoário ciliado (ictio) em estágio avançado.

### ***Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1758**

O crustáceo copépode *Lernaea cyprinacea* é um parasito de peixe de origem exótica amplamente distribuído no Brasil. Acredita-se que o mesmo tenha sido introduzido no país na década de 80, juntamente com a importação de carpas húngaras *Cyprinus carpio* para criação. É considerado economicamente um importante agente patogênico em aquicultura devido ao aspecto incompatível (repugnante) com que os peixes parasitados apresentam para o seu consumo. Devido a falta de especificidade de hospedeiro e ampla distribuição geográfica, é classificado como um dos parasitos com maior potencial para causar danos à saúde de peixes cultivados no Brasil.

Somente a fêmea do crustáceo é parasita de peixes. Durante esta etapa, ela utiliza-se do recurso hospedeiro para produção de ovos os quais serão, posteriormente, liberados na água dando origem a forma de náuplio que, por sua vez, se desenvolverá em outra forma de vida denominada copepodito (Boeger, 1999). Esta última procura ativamente por um hospedeiro, onde se alojará e permanecerá até a maturação sexual.

O jundiá é altamente susceptível ao crustáceo (Mabilia et al., 2008) e, seguidamente, ao longo de todo o ano, são observados animais parasitados por *Lernaea* durante o manejo rotineiro do peixe (Fig. 2A). Por meio de exame macroscópico, é fácil identificar a presença de fêmeas adultas haja vista que as mesmas possuem porte relativamente grande (3,7 mm a 13,4 mm de comprimento, segundo Gabrielli e Orsi, 2000), corpo escuro e dois sacos de ovos alongados.

No entanto, a não visualização do crustáceo não significa necessariamente que o peixe esteja livre da parasitose, na medida em que as fêmeas jovens, menores e, por esse motivo, de visualização mais difícil, não apresentam sacos de ovos. Além disso, as formas larvais (náuplio e copepodito), impossíveis de serem vistas à olho nu, podem estar presentes na água utilizada para o transporte do peixe ou até mesmo na cavidade branquial do animal hospedeiro, inviabilizando o seu diagnóstico clínico (Boeger, 1999).

De acordo com El-Mansy (2009), a patogenicidade do parasito é dependente do tamanho do hospedeiro e do local de infestação. Os peixes com lerneose apresentam ulcerações hemorrágicas, inflamação e nódulos fibrinosos no local de fixação do parasito, podendo ocorrer perda de escamas (Boeger, 1999; Luque, 2004) e favorecimento de infecções secundárias (Piasecki et al., 2004), as quais podem levar os animais parasitados à morte. Segundo Luque (2004), os peixes tornam-se apáticos e perdem o senso de direção, subindo à superfície da água onde formam aglomerados ou chocando-se contra as paredes e fundo de tanques e viveiros.

## ***Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876**

*Ichthyophthirius multifiliis*, agente causador da ictioftíriase, também conhecida como doença dos pontos brancos ou ictio, é um dos protozoários com maior capacidade devastadora em pisciculturas de peixes de água doce. Com distribuição mundial, esse parasito pode infectar praticamente qualquer espécie de peixe dulcícola (Ventura e Paperna, 1985), sendo o responsável por diversos casos de mortalidade em pisciculturas no Brasil.

O jundiá é reconhecidamente uma espécie de peixe extremamente sensível ao parasito, especialmente na fase de alevinagem (até 8 centímetros de comprimento) (Garcia et al., 2007; Vargas et al., 2008; Martins et al., 2013). Tal susceptibilidade, aliada ao rápido ciclo de vida do parasito (completado dentro de cinco a sete dias à temperatura de 21 °C, segundo Ewing (2002) é capaz de causar mortalidade de todo o lote em poucos dias, caso os peixes não sejam tratados.

O epitélio e brânquias do peixe são lesionados pelo parasito no momento da infecção pela sua forma infecciosa (chamada teronte) ou pelo desprendimento da sua forma adulta (chamada trofante) do hospedeiro, dando, assim, continuidade ao seu ciclo de vida. Tais danos na pele do peixe podem levar à alterações osmorregulatórias e servir como porta de entrada para os agentes oportunistas secundários supracitados (bactérias e fungos), com subsequente morte do peixe (Ewing et al., 1994). O sinal clínico mais característico dessa enfermidade é a presença de inúmeros pontos brancos (cada ponto branco equivale a um ou mais trofontes do parasito) ao longo da superfície da pele (Fig. 19 B) e brânquia do peixe.

A aplicação de cloreto de sódio (sal comum) em viveiro ou tanque de pequena dimensão é alternativa eficiente e prática para prevenção e/ou combate do parasito, quando a parasitose não se encontra elevada (Martins, 2004). De acordo com Miron et al. (2003), a adição de 4 gramas por litro de sal na água é suficiente para prevenir o aparecimento da enfermidade. Além disso, não é aconselhado fazer nenhum tipo de manejo nos animais confinados em ambiente com temperatura da água superior a 28 °C (quando isso ocorre, é comum a observação de animais doentes logo em seguida) ou logo após a queda brusca de temperatura.

Comparando o desempenho de larvas de jundiá cultivadas em águas claras e em sistema de bioflocos, Poli (2013) apenas observou a presença de ictio nos animais cultivados em águas claras. Considerando que a chance de contaminação das larvas pelo parasito foi a mesma nos dois tratamentos, o autor acredita que tal condição possa estar relacionada ao efeito probiótico e prebiótico que os bioflocos exercem sobre os animais cultivados. Alternativamente, na medida em que o jundiá é uma espécie bentônica, noturna e com acentuada aversão à luz, águas claras podem representar um potencial agente estressor no seu cultivo.

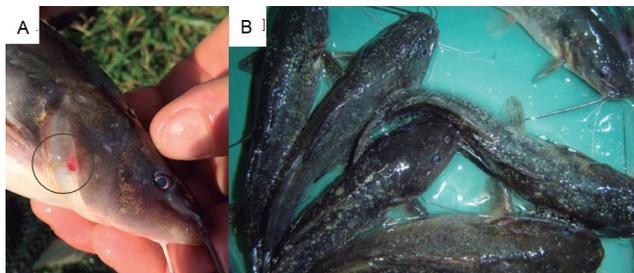


Figura 19. Jundiá *Rhamdia quelen* parasitado por *Lernaea cyprinacea* (A) e *Ichthyophthirius multifiliis* (B).

## **Agentes estressores**

Segundo Ostrensky e Boeger (1998), os fatores mais importantes que atuam na redução da capacidade de defesa do peixe são: (1) os danos mecânicos, já que quebram a primeira barreira protetora representada pelo sistema muco-pele-escama e (2) o estresse fisiológico, que causa redução significativa na reposta imunológica do animal.

Os danos mecânicos são, geralmente, ocasionados em decorrência do manejo e tipo de sistema de cultivo ao qual os animais são expostos. Os jundiás possuem dois "esporões" (espinhos serrilhados localizados na base de cada nadadeira peitoral, um de cada lado), o que acaba contribuindo para tal efeito indesejado, pois os peixes podem se prender em redes de arrasto ou tarrafas durante a despesca ou seleção de matrizes. Além disso, podem se machucar durante a sua manipulação para o transporte (em sacos plásticos ou caixas de transporte específicas para tal fim), na despesca de alevinos (diferentemente de outras espécies, como a tilápia, os alevinos de jundiá não se acumulam na caixa de coleta (ou caixa de despesca) permanecendo dispersos ao longo do viveiro, o que dificulta sua captura e aumenta o tempo da despesca, em contato com superfícies ásperas (taludes de viveiros com pedra lousa, por exemplo) ou quando estocados em altas densidades populacionais (maior proximidade entre os animais com subsequente limitação de movimentos). Vale lembrar que, como mencionado anteriormente, uma ferida na pele do animal favorece a ocorrência de infecções secundárias (bactérias e fungos), agravando ainda mais o estado de saúde do peixe.

Segundo Oba et al. (2009), o estresse pode ser definido, de forma simples, como qualquer alteração (ambiental ou de outra natureza) capaz de alterar a homeostase do animal (isto é, a propriedade que o animal tem de manter suas funções vitais em equilíbrio). Assim como outros animais, os peixes são capazes de suportar o estresse por certo período de tempo, parecendo saudáveis (estágios de reação de alarme e resistência). Contudo, quando a duração da exposição aos agentes estressores ou a severidade dos mesmos excede os limites tolerados pelo peixe, surge o estágio de exaustão, podendo favorecer a invasão, estabelecimento e crescimento de agentes patogênicos e, conseqüentemente, o início de surto epidemiológico no lote cultivado (Ostrensky e Boeger, 1998; Oba et al., 2009).

A seguir são listados os principais agentes estressantes associados ao cultivo do jundiá.

### **1. Manejo inadequado**

Atividades que podem configurar situação de estresse ao jundiá devido ao manejo incluem a coleta (resultando em possíveis danos mecânicos, como supracitados) de animais para análise biométrica, seleção de reprodutores, despesca ou translocação alevinos e matrizes de um tanque para outro quando a temperatura da água estiver superior a 28 °C ou logo após queda brusca de temperatura (isso pode ser perigoso; nessas condições, é comum o aparecimento de ictio no jundiá logo em seguida à sua manipulação); manutenção de alevinos em tanque-rede por tempo prolongado; sob alta densidade de estocagem e sem aeração artificial (situação que antecede a venda de um lote grande de peixes, por exemplo); transporte de peixes sob alta densidade de estocagem e sem suprimento adequado de oxigênio e a não aclimação de

peixes na sua recepção são algumas atividades com potencial para causar estresse no jundiá.

## **2. Águas claras**

O jundiá é um peixe bentônico de hábito noturno e com preferência por águas calmas. O excesso de claridade pode ser estressante, como observado por Piaia et al. (1999) em larvas e alevinos dessa espécie que apresentaram aversão à luz e preferência por locais escuros durante a execução de experimentos em cativeiro.

## **3. pH da água**

Valores de pH muito ácidos (abaixo de 4) ou muito básicos (acima de 10) não são aconselháveis para o cultivo do jundiá. Em experimentos inteiramente casualizados, Ferreira et al. (2001) registraram 100% de mortalidade de ovos e larvas de jundiá incubados em pH ácido (4).

## **4. Densidade de estocagem**

Apesar de haver estudos demonstrando bom desempenho zootécnico de juvenis de jundiá cultivados em tanque-rede com densidade de estocagem variando de 150 a 250 peixes/m<sup>3</sup> (Pouey et al., 2011; Martinelli et al., 2013), os autores não aconselham o uso de densidades acima de 100 peixes/m<sup>3</sup>. Acima desse valor, a mortalidade foi verificada no Campo Experimental de Piscicultura de Camboriú da Epagri, não sendo, portanto, aconselhada.

## **5. Uso de herbicidas em riziculturas no estado**

No estado de Santa Catarina, os cultivos de arroz irrigado são largamente conduzidos em sistemas de plantio com semente pré-germinada (Noldin et al., 2001; Embrapa Clima Temperado, 2005). Quando esse sistema de cultivo é implementado de forma intensiva, é comum a utilização do herbicida clomazone (nome técnico do produto ativo que é comercializado com diversos nomes comerciais sendo "Gamit®" o mais comum) para controle da proliferação de plantas daninhas durante a fase de pós-emergência do arroz irrigado (Embrapa Clima Temperado, 1999).

A principal desvantagem da aplicação desse defensivo agrícola, no entanto, é o risco de contaminação de corpos d'água, incluindo lençóis freáticos. Classificado como um produto de toxicidade média ou classe III, o clomazone é considerado um defensivo extremamente volátil, isto é, espalha-se no ambiente com facilidade.

Haja vista a frequência regular com que o herbicida é utilizado no estado de Santa Catarina no cultivo de arroz, é importante destacar a necessidade de conscientização dos produtores que utilizam tal produto, assim como a fiscalização pelos órgãos públicos no que diz respeito ao uso do herbicida (normas operacionais, dosagem e acatamento do período de carência) a fim de evitar contaminações em corpos

d'água, muitos dos quais são utilizados para captação de água em pisciculturas. Sabe-se que a exposição ao clomazone acarreta em significativas alterações fisiológicas no peixe, notadamente o jundiá, espécie considerada bastante sensível ao herbicida (Miron et al., 2005).

## **Alternativas para controle e prevenção**

Peixe saudável, livre de enfermidades, é resultado da implementação de boas práticas de manejo nos viveiros. Aplicando o manejo adequado para o fator ambiente (boa qualidade de água), fator nutricional (ração de boa qualidade) e para o próprio peixe, sem a sua exposição a múltiplos agentes estressores consecutivamente, o piscicultor estará contribuindo para a manutenção da saúde dos peixes do seu plantel.

A seguir, são apresentadas algumas medidas com caráter preventivo que podem aumentar a proteção dos peixes frente às enfermidades.

### **1. Abastecimento de água e o uso de "wetlands"**

O conhecimento sobre a origem da água que abastece o cultivo e seu monitoramento são recomendáveis na prevenção de doenças. Além disso, a colocação de telas na tubulação de entrada da água pode prevenir a entrada de outros peixes (que podem ser vetores de várias doenças, incluindo a *Lernaea* ou o ictio, por exemplo).

Alternativamente ao uso telas, a colocação de macrófitas tais como *Eichhornia spp.* junto ao canal de abastecimento de água pode ser uma ferramenta eficiente para conter a dispersão de formas resistentes de parasitos (cistos, por exemplo) para a fazenda, além de oferecer superfície de contato para crescimento microbiano, favorecendo o desenvolvimento dos processos biológicos de nitrificação/denitrificação para remoção de substâncias comumente encontradas sob a forma de nitrogênio amoniacal, contribuindo para a manutenção de boa qualidade de água (nesse caso, seu uso é mais adequado junto a lagoa de decantação da fazenda).

### **2. Fitoterapia**

A fitoterapia se caracteriza pelo estudo de diferentes partes de plantas medicinais ou bioativas na prevenção e/ou controle de doenças. Seu estudo para uso em piscicultura é recente e ainda em nível experimental. Neste sentido, Amaral Jr. et al. (2012) avaliaram o efeito de dieta suplementada com Biogermex, produto orgânico fabricado à base de extratos cítricos, no índice de sobrevivência de larvas de jundiá durante o período de larvicultura. Os autores concluíram que a ração suplementada com Biogermex não aumentou a taxa de sobrevivência dos animais. Já Bard et al. (2006) avaliaram a hematologia de alevino de jundiá alimentado com dieta com diferentes níveis de inclusão de alho *Allium sativum* na ração e concluíram que a inclusão de até 12 g de alho/Kg na ração é eficiente no aumento da resistência do peixe em relação a presença de patógenos oportunistas.

### 3. Utensílios de uso rotineiro

Evite compartilhar a água e utensílios de uso rotineiro (rede, puçá, caixa d'água de fibra) entre os viveiros, pois qualquer problema com enfermidades que surja em um viveiro poderá ser transmitido para o outro. Os utensílios de uso rotineiro devem ser lavados com jato de água logo após o seu uso ou desinfetados com banho de hipoclorito de sódio (300 ppm por uma hora, segundo Ostrensky e Boeger (1998) ou secos ao sol antes de serem utilizados novamente em outro viveiro. Evita-se, assim, a transferência de formas infectantes entre os viveiros da fazenda.

### 4. Remoção de peixes mortos

Assim que a presença de peixe morto for observada, é aconselhável que o mesmo seja imediatamente retirado do viveiro. Além da sua presença contribuir para a degradação da boa qualidade de água, diversos agentes patogênicos encontrados no cultivo do jundiá são saprófitos (bactérias e fungos) e, dessa forma, serão favorecidos na presença do animal morto.

É importante ressaltar, ainda, a relevância da implementação de programa sanitário nas propriedades e acompanhamento da criação por profissional capacitado. Caso o produtor suspeite que seus peixes estejam doentes, uma alternativa é o envio dos mesmos ao laboratório especializado para diagnóstico sanitário. Para isso, os peixes podem ser enviados pelo próprio piscicultor dentro de um saco plástico preenchido com 1/3 de água limpa do viveiro e oxigênio puro ou por meio de sistema de transporte disponível.

Nesse caso, os peixes podem ser transportados vivos ou resfriados. No caso de serem transportados vivos, colete 5 a 10 peixes que estejam apresentando algum sinal clínico ou comportamental da enfermidade e coloque-os em saco plástico com 1/3 de água limpa do viveiro. Adicione oxigênio puro ao saco e acondicione-o em caixa de isopor (o tamanho da caixa irá variar conforme o tamanho e quantidade dos peixes). Encha outro saco plástico com dois a três quilos de gelo quebrado. Feche-o e coloque dentro do isopor, ao lado do saco dos peixes. Em outro saco plástico, inclua uma nota com seus dados pessoais (nome, endereço e telefone para contato). Caso opte por enviar os peixes doentes de forma resfriada, proceda da seguinte forma: colete os peixes (5 a 10 animais) e coloque-os, individualmente em saco plástico resistente. Retire o excesso de ar e sele o saco com elástico. Após, coloque-os dentro do isopor preenchido com gelo picado. Em outro saco plástico, adicione uma nota com seus dados pessoais (nome, endereço e telefone para contato).

## CAPÍTULO IV

### Desenvolvimento de sistema de apoio a gestão do cultivo do jundiá

Paulo Fernando Warmling

#### Gerenciando as informações pertinentes a composição de custos da criação de Jundiás, em sistema de monocultivo arraçoado, em tanques de terra.

O jundiá (*Rhamdia quelen*), peixe nativo, usualmente encontrado nos rios da rede hidrográfica de Santa Catarina, é pertencente à ordem Siluriformes, a família Pimelodidae, e ao gênero *Rhamdia*, sendo um bagre de ampla distribuição geográfica, tendo sua ocorrência sido registrada desde a região central da Argentina até o sul do México (Silfvergrip, 1996), e está, em seu sistema natural, submetido a um adensamento populacional, compatível com as interações interpopulacionais, e intra espécies, de forma equilibrada, a tal ponto que os indivíduos desta espécie, tendem a ter um crescimento proporcional a esta situação, chegando a não expor suas potenciais características fenotípicas de velocidade de crescimento, bem como potencialidades de ganho de peso diário, que podem ser facilmente observadas, se submetidas a uma situação de cativeiro.

O Jundiá criado em sistema comercial, monocultivo arraçoado, em tanques de terra, em densidades populacionais de 2 a 4 peixes/m<sup>2</sup>, demonstrou um crescimento acelerado, e esta característica, foi um dos fatores importantes para a seleção da espécie para cultivo em aquicultura.

O ganho em peso diário (GPD) de 2,42 g, (Tabela 1), referente aos jundiás produzidos em propriedades parceiras, Reni Spig e Helton Spig, comunidade do Máximo, Luis Alves, não deixa nada a desejar ao GPD registrado para outras espécies criadas em cativeiro nesta região, como a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), e o Catfish (*Ictalurus punctatus*).

Este resultado, de ganho de peso diário, GPD, vem se mantendo em todas as propriedades parceiras, em que o sistema tem sido testado, com densidades populacionais de 2 a 4 peixes por metro quadrado, sistema de monocultivo arraçoado, ração 36 % de PB, em propriedades situadas no Médio Vale do Itajaí e em propriedades do Norte Catarinense, município de Garuva, no Vale do Itapocu.

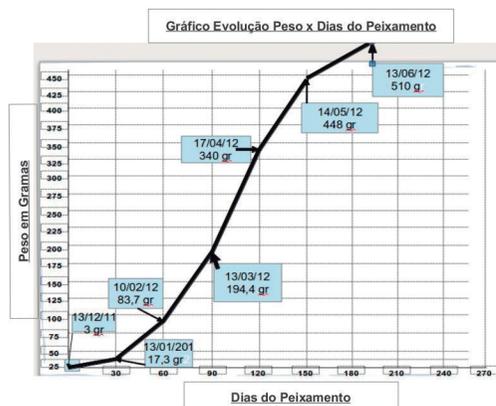


Tabela 1, jundiás produzidos em propriedades parceiras, Reni Spig e Helton Spig, comunidade do Máximo, Luis Alves/SC. 2012.

Este novo "status quo" do Jundiá, agora não mais em ambiente natural, em adensamento de baixa densidade, e equilíbrio sustentável entre as espécies nativas, se repete em um sistema de competição contínua, a que se propõe aos nossos cativeiros de criação semi-intensivos e intensivos.

Este momento tem nos fornecido um número robusto de índices, e números de resultados, que devem ser gerenciados de forma a que nos mostrem que o cultivo é superavitário, não nos fazendo incorrer no risco de propor um modelo de criação para o jundiá, que não proporcione "sustentabilidade econômica" e financeira, e que ao final do cultivo nos prove viabilidade comercial.

Partindo desta premissa, a de não incorrer em dúvidas quanto a "sustentabilidade econômica" e financeira, e a viabilidade comercial no final do cultivo, propusemos uma sequência de rotinas e práticas de gestão, que proporcionaram ao criador, optante pelo sistema de criação de jundiás aqui propostos, segurança nos resultados, ao final de um ciclo de criação.

Posto isto, optamos por ferramentas de gestão (Figura 20), que nos mostram as relações entre os índices ao longo do processo, e ou dos ciclos, que permitam entender, e antever os momentos do cultivo que estão mais sujeitos a demandas de insumos, e estes, a estabilidade dos parâmetros das águas de cultivo.

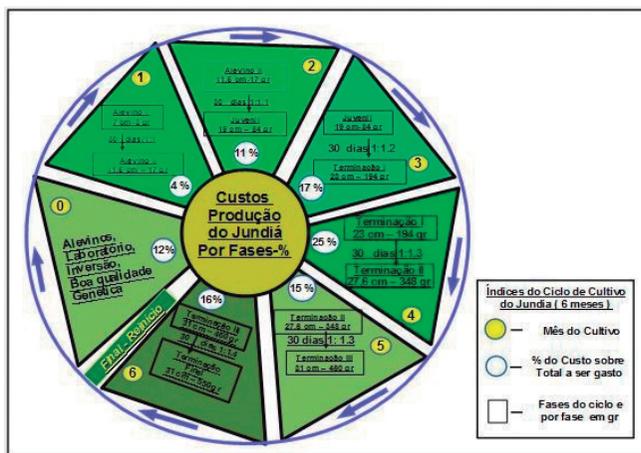


Figura 20. Índices do ciclo de cultivo do jundiá em 6 meses de cultivo.

Partindo destas experimentações, e dos resultados obtidos nos experimentos e parcerias com piscicultores tradicionais, proporemos aqui metodologias de custos de produção, que nos permitam compor custos finais de produção para o Jundiá, bem como entender as relações entre diferentes momentos e as consequências destes com variáveis no consumo de insumos, ou de variáveis nos custos fixos e ou operacionais.

Lembramos que, a definição do sistema de produção mais adequado a realidade de cada propriedade produtora, poderá acarretar em diferentes custos finais, dependendo dos parâmetros de cada propriedade, tais como: qualidade física e química da água, qualidade da mão de obra empregada, qualidade dos insumos e dos alevinos adquiridos.

Os custos finais aqui propostos se chamarão de custos totais de produção, sendo que os mesmos serão

resultantes da somatória de todos os recursos empregados na produção, e se, no momento da comercialização, do produto destes cultivos, aqui vislumbrados, o produtor receber apenas este valor de custo de produção, este produtor atingirá seus objetivos de forma integral, não tendo prejuízo. Porém alertamos que este valor é o "lucro bruto", e para atingir um "lucro líquido", o produtor terá que comercializar em um valor acima do custo real de produção, "lucro líquido" este, que será tanto maior, quanto maior for o valor sobre o custo total.

## **Metodologia de composição dos custos de produção**

Os custos de produção são compostos por todos os itens que entram direta ou indiretamente na terminação do peixe, desde a aquisição dos alevinos, até o peixe pronto para o mercado, com a utilização do sistema semi-intensivo utilizado nas propriedades acompanhadas no médio Vale do Itajaí, e na região norte de Santa Catarina, com uso de ração balanceada, aeração mecânica, e mão de obra familiar.

Teoricamente, os componentes que compõem os custos de produção, são classificados em custos fixos e custos variáveis; sendo que os custos fixos são divididos em custos fixos relativos e custos fixos não relativos, e os valores são expressos em porcentagem sobre os custos totais finais, produção por hectare, em viveiro de terra, em um ciclo de terminação de seis meses.

Para o cálculo do custo de produção, considera-se que o ciclo de engorda tem duração de seis meses, e a densidade de povoamento utilizada nos viveiros foi de 2 a 4 alevinos por metro quadrado, totalizando, em cada hectare de viveiro, de 20 a 40 milheiros de alevinos de jundiá, com expectativa de sobrevivência de 85 %.

A conversão alimentar esperada, compreendida no final do ciclo, é de 1,35 kg de ração para 1 quilo de peixe terminado, ração esta peletizada e extrusada, com 36 % de PB (proteína bruta). Na composição dos custos de produção, partiu-se de uma sobrevivência de 85%, e serão despescados peixes terminados, com em média 550 gramas, resultando em uma produção total aproximada de 9.350 kg por hectare no caso de densidade de 2 peixes por metro, ou uma produção total aproximada de 18.700 kg por hectare no caso de densidade de 4 peixes por metro de viveiro.

## **Componentes dos custos de produção**

### **Custos Variáveis**

São todos os custos que variam em proporção à quantidade produzida em um ciclo produtivo (quando não existe produção, o custo variável é zero). São compostos pelos seguintes itens:

### **Insumos**

Valor dos alevinos, e ração utilizada durante o ciclo de engorda.

## **Mão de obra**

Valor da mão de obra (diária do trabalhador rural), expressa em dia homem, para as atividades de preparação dos viveiros, povoamento, alimentação, operação de aeradores, controle de água, vistoria diária, biometrias periódicas de peixes e a despesa realizada no ciclo.

## **Serviços mecânicos**

Valor gasto com uso de máquinas, trator de tração e ou microtrator, para serviços necessários nos viveiros durante a produção, e gastos com energia elétrica dos aeradores.

## **Outras despesas**

Valores destinados a despesas não contempladas em outros itens, como adubos e calcário na preparação dos viveiros, materiais de reposição, ferramentas e outras despesas do administrador. Destinam-se outras despesas 1% dos gastos com insumos, mão de obra e serviços mecânicos.

## **Custos financeiros**

São os encargos financeiros incidentes sobre o capital circulante (custo variável). O tempo de utilização efetiva do recurso é determinado pelo ciclo da produção (tempo que vai desde a preparação dos viveiros até a comercialização da produção).

## **Despesas de comercialização**

São os gastos com Previdência, calculados pela aplicação da taxa estipulada pelo Instituto Nacional do Seguro Social sobre o valor da produção comercializada.

## **Custos Fixos**

São todos os custos que incorrem sobre a propriedade, independentemente de haver ou não produção, compostos pelos seguintes itens:

## **Manutenção de benfeitorias**

Despesas com a manutenção das instalações diretamente relacionadas com a produção. O valor estipulado para estas despesas é de 1% do valor dos gastos na implantação dos viveiros e infraestrutura da propriedade.

## Depreciação

Valor da reserva contábil destinado à reposição dos bens de longa durabilidade, inutilizados pelo desgaste físico ou por inovações tecnológicas. São depreciados máquinas e equipamentos utilizados ao longo do ciclo de engorda e a infraestrutura de apoio, de acordo com a vida útil do bem.

## Impostos e taxas

Valor correspondente ao ITR – Imposto Territorial Rural -, aplicado sobre o valor da terra.

## Remuneração do capital fixo

Este valor corresponde ao retorno financeiro do capital investido na implantação da infraestrutura, máquinas e equipamentos.

## Remuneração da terra

Com base no conceito do custo de oportunidade e considerando que a terra é um capital imobilizado, de pouca ou muita liquidez no mercado, considerou-se uma taxa de remuneração desse capital de 3% ao ano.

## Mão de obra fixa

Atribuiu-se uma remuneração para administração e gerência do empreendimento.

Temos de levar em conta que alguns fatores que interferem com o custo de produção de jundiás, podem sofrer interferências não esperadas, e não controláveis, entre eles o atraso nas vendas, a falta de planejamento na aquisição de alevinos, o inadequado manejo dos estoques, e a severidade das doenças.

Estes fatores podem interferir de forma determinante sobre a composição dos custos de produção, incorrendo em conversões alimentares ruins, ou no caso de aquisição de alevinos de pouca qualidade genética, não invertidos, podemos ter deformidades no cardume na época de despesca, incorrendo produções diferentes das esperadas.

O planejamento da produção, desde a aquisição dos alevinos, preparação dos viveiros, e a escolha adequada da ração, serão determinantes para um valor de custo de produção viável com as necessidades de capitalização da propriedade.

## Custos Operacionais - Composição dos custos operacionais para o jundiá (Figura 2).

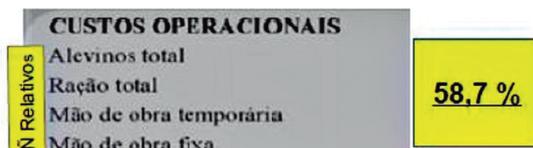
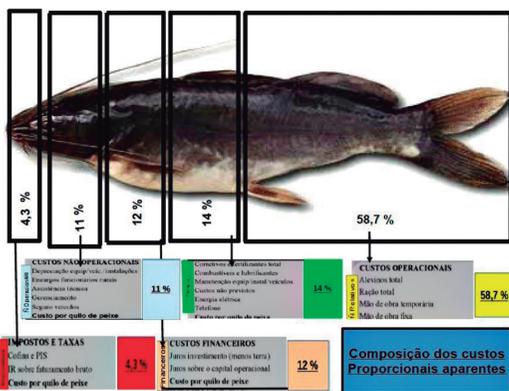




Figura 21. Disposição de custos operacionais no cultivo do jundiá.

Os custos operacionais podem variar suas percentagens dependendo da variação dos outros índices. Por exemplo: A porcentagem da participação da ração, no total do custo, pode variar para mais ou para menos. Se na produção tivermos uma conversão excelente de 1,2/1 ou 1,3/1, sua participação pode diminuir.

Porem mesmo obtendo bons índices para a ração, e conseguirmos economizar nos “custos operacionais relativos”, luz, telefone, etc; e ou nos “custos não operacionais variáveis”, como manutenção, depreciação, seguros, entre outros, a porcentagem de participação da ração aumenta, e isto pode ser salutar, pois a conversão foi boa. No caso de a participação da ração aumentar por não termos conseguido uma conversão boa, exemplo 1,6/1 ou pior, este aumento de participação da ração nos custos não é positiva.



Avaliando o quadro ao lado (Figura 22), estes itens de despesas são despesas diretamente ligadas à produção. Estes custos expressos em porcentagem refletem uma situação onde ocorre conforme o planejamento, dentro das condições padrões em cada região, e de cada propriedade.

Figura 22. Custos de produção no cultivo do jundiá.

## **Biometria**

A Biometria é o estudo estatístico das características físicas ou comportamentais dos seres vivos. Recentemente este termo tem sido associado à medida de características físicas ou comportamentais dos peixes de cultivo, como forma de acompanhamento da evolução dos indivíduos estocados nos ambientes de cultivo. Os sistemas chamados biométricos podem basear o seu funcionamento em características de diversas medidas obtidas, métricas de peso, comprimento, ou outras, e as relações destas entre si, suas proporções e ou percentagens de alcance, dentro do grupo em análise.

Em geral, a identificação por DNA não é considerada, mesmo que isto seja possível, principalmente por não ser ainda um processo automatizado (demora algumas horas para se criar uma identificação por DNA). Exigem diversos procedimentos referentes à coleta, identificação entre outros. O que torna o DNA um paradigma de perda de tempo. Não relacionado assim à biometria.

### **Biometria e seus processos.**

A biometria é essencial na formação dos custos de produção. A necessidade da Biometria, bem como o “estoque” dos dados coletados no ambiente de cultivo, em planilhas apropriadas, permite uma leitura dos dados e as relações com os custos, permitindo ao produtor analisar antecipadamente a formação dos custos, e com isto corrigir índices negativos, (conversão alimentar, médias dos indivíduos, e parâmetros relacionados a capacidade de suporte), que podem ser definitivamente o caminho para o fracasso ou o sucesso.

### **Dicas sobre o arraçoamento, que farão a diferença na sua criação de peixes:**

A frequência de arraçoamento adequada pode levar à menor variação no tamanho entre os peixes. A frequência de arraçoamento necessária para o bom desenvolvimento do peixe varia principalmente conforme a espécie, idade, qualidade da água e temperatura (Tabela 2). Espécies carnívoras podem ter menor frequência em relação às onívoras e, conforme aumenta à idade do peixe, a alimentação mais frequente não traz benefícios significativos ao seu crescimento.

Considerando que a taxa de arraçoamento influencia diretamente o crescimento e a eficiência alimentar de uma espécie, os estudos das necessidades nutricionais dos peixes devem ser conduzidos na melhor taxa possível, a fim de evitar o mascaramento das necessidades dos nutrientes.

Tabela 2. Tabela de arraaçamento para a espécie jundiá.

No arraaçamento, o uso de Tabelas que relacionam média do tamanho dos peixes, temperatura da água e porcentagem de proteína bruta da raação é essencial para uma boa composição de custos.

### **Dicas sobre arraaçamento :**

- 1) Somente ofereça raações "certas" à espécie de cultivo:
- 2) A raação inicial dos alevinos deve apresentar no mínimo 36% de proteína bruta;
- 3) O pellet, grão, deve ter o tamanho adequado para a idade dos peixes;
- 4) Use sempre raação de boa qualidade, de preferência de 1ª linha.
- 5) As raações extrusadas e flutuantes são mais digestivas, e permitem ao piscicultor observar o consumo diária sobre a alimentação oferecida.
- 6) Preste atenção na temperatura, e qualidade de água. Não alimente os peixes com oxigênio muito baixo (menor que 2mg), ou transparências menores que 35 cm. (Em caso de transparência baixa use alimentação restritiva ou faça abstinência na alimentação).
- 7) As quantidades diárias de fornecimento de raação devem ser as sugeridas na Tabela de arraaçamento. Alimentar errado acarreta problemas de ambientes desequilibrados, e os custos de produção estarão fora do controle.
- 8) É adequado fornecer cerca de 90% da quantidade de raação que os peixes comeriam em um dia, conforme a tabela, pois favorece uma melhor conversão alimentar e evita o acúmulo de gordura visceral, bem como as taxas de sobrevivência estarão próximas de 90 %.
- 9) Ao arraaçar, espalhe o alimento em todo o lado de um viveiro, sempre à favor do vento. Isso evita que a raação volte para a margem e também evita competição entre os peixes. Os peixes devem percorrer uma distância máxima de 30 metros até a raação.

- 10) Cuidado ao alimentar em dias nublados, pois os peixes aumentam o consumo por oxigênio e a produtividade do O<sub>2</sub> pela fotossíntese das algas é inexistente.
- 11) É muito importante calcular o peso vivo do viveiro, biometria e biomassa. As quantidades de ração a serem oferecidas serão conforme a tabela, e a tabela calcula a ração conforme a biomassa.
- 12) Avalie a conversão alimentar da ração utilizada, dividindo o número de quilos de ração utilizadas, pelo número de quilos de peixes produzidos ao final de um ciclo. Boas conversões situam-se entre 1,2:1 à 1,4:1, dependendo da temperatura e do peso dos peixes.
- 13) Ao comprar a ração, verifique a data de fabricação e a validade. Não compre rações com fabricações anteriores à 3 meses, pois podem perder a qualidade. Lembre-se que a ração também deverá estocada em boas condições, lugar seco e arejado, longe de roedores

## Onde guardar os dados

O produtor deverá manter sempre em uso uma ficha onde ele irá anotar todos os detalhes do seu cultivo de peixes. (Figura 23).

Modelo de ficha

Nome do produtor: \_\_\_\_\_  
 Nome da propriedade: \_\_\_\_\_  
 Viveiro nº: \_\_\_\_\_ ou nome: \_\_\_\_\_  
 Área total: \_\_\_\_\_ e m<sup>3</sup> de água: \_\_\_\_\_

1 - INFORMAÇÕES SOBRE O PEIXAMENTO

Data	Espécie	Quantidade	Peso médio	Procedência dos alevinos

2 - ANOTAÇÃO DE ATIVIDADES

ATIVIDADE												
DIA	TEM		OXI	pH	AMONIA		RAÇÃO-Kg		TRANSP (cm)	ADUBO	BIOMETRIA	
	P	G			M	T			M	T	TIP	KG

Figura 23. Modelo de tabelas para anotar e guardar dados sobre o cultivo.

## Tabelas de Registros

Tabelas e gráficos (Figura 24), são recursos bastante utilizados para representar resultados de pesquisas e informações de forma organizada. Com eles, podemos visualizar um grande número de informações numéricas em um pequeno espaço, o que facilita a leitura, a interpretação e a utilização desses resultados.

Você já deve ter se deparado com gráficos e tabelas, como aqueles encontrados em jornais, revistas, propagandas de banco, contas de luz e folhetos.

**Quadro analítico – Biometria x Alimentação x Biomassa – Março 2013 –**

Viveiro	Biomassa Fevereiro	Biomassa Março	Diferença Biomassa	Numero Unidades	Média Março Gr	Conversão	Ração Mês (KG)
5	1.400 kg	2.300 kg	900 kg	10.000	230 gr	1,2	1.180 kg
6	3.150 kg	4.500 kg	1.350 kg	15.000	300 gr	1,1	1.500 kg
7	2.200 kg	3.000 kg	800 kg	12.000	250 gr	1,8	1.500 kg
8	<p><b>“TAXA DE CONVERSÃO” !</b></p>						
9							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							

Figura 24. Exemplo de tabela de registro de dados com biometrias, alimentação e biomassa para o jundiá.

# CAPÍTULO V

## Qualidade da água em sistemas de cultivo para o Jundiá.

Silvano Garcia  
Luiz Ivan Martinhão Souto  
Fernanda Liebl

### Introdução

Os corpos de água são dinâmicos e complexos, dependem primariamente da nascente como fonte de água e o estoque é refletido pelas condições hidrológicas e geológicas do local. A maioria dos parâmetros varia ciclicamente no período de 24 horas, influenciando os fatores bióticos (vivos) e abióticos (não vivos) do meio (corpos de água).

Os viveiros e as represas são corpos d'água construídos pelo homem por represamento e/ou escavação do terreno natural, e os tanques são instalações menores, construídos em alvenaria. Os viveiros e represas utilizados na aquicultura comportam-se como sistemas intermediários entre sistemas lênticos (lentos) e láticos (de correnteza), e a constante entrada e saída de água tem efeito pronunciado na sua dinâmica, como também os fatores climáticos, e o arraçoamento diário.

Assim, o viveiro de piscicultura funciona como um ecossistema artificial, onde fatores alóctones (externos), como a introdução de alimentos e fertilizantes, são tão essenciais quanto os autóctones (internos), que desempenham importante papel no ecossistema. As condições bióticas (ligados à vida) e abióticas (ligados aos fatores que não tem vida, mas a influenciam) podem ser parcialmente manipuladas a fim de garantir a sobrevivência e proporcionar a maximização do crescimento dos peixes.

Os organismos vivos (fatores bióticos) e o meio ambiente (fatores abióticos) estão inseparavelmente inter-relacionados e interagem entre si. Portanto, para que ocorra um bom desenvolvimento e sobrevivência dos organismos que estão sendo cultivados, é de fundamental importância conhecer e monitorar as condições do meio em que os peixes vivem.

Os sistemas artificiais rasos sofrem bastante influência externa (alóctone) e interna (autóctone), que podem provocar alterações nas diversas comunidades e nos fatores físicos e químicos do ecossistema aquático. Qualquer estudo ou sistema produtivo que tenha por finalidade o cultivo de peixes terá como ponto de partida a análise desses fatores básicos.

Para conhecer o sistema aquático como um todo, faz-se necessário o estudo das interações dos fatores físicos, químicos, biológicos, e a transformação dos produtos orgânicos e inorgânicos que acontecem no ambiente aquático.

Os processos que ocorrem na água estão intimamente ligados, não podendo ser vistos como processos independentes, uma vez que na água seus efeitos atuam de forma dinâmica. A introdução de qualquer substância na água acarreta em alterações na sua qualidade, que podem ser positivas ou negativas para o desenvolvimento e sobrevivência dos organismos aquáticos, porém, é importante conhecer as alterações provocadas pela adição de um produto no ecossistema aquático, principalmente para que não se tenha um resultado negativo, causando queda de produtividade e mortalidade.

Existem dois fatores tecnológicos que influenciam de maneira marcante a qualidade da água em viveiros de peixes: um se dá pela grande quantidade de alimento que não é aproveitado pelos peixes, ficando

assim, disponíveis no ambiente e possibilitando o crescimento de algas e bactérias; o segundo fator é a alta densidade de peixes no local, que pode levar ao abundante aumento de CO<sub>2</sub>, nutrientes nitrogenados e fosfatados devido aos processos metabólicos dos animais, favorecendo o crescimento de grande quantidade de determinadas algas, ou mesmo a morte de outras, o que pode provocar altas taxas de mortalidades dos peixes, devido às alterações na qualidade da água, especialmente com a redução da taxa de oxigênio dissolvido que é utilizado na respiração dos organismos e na decomposição da matéria orgânica, gerada pelas atividades vitais dos organismos.

Condições inadequadas de qualidade da água resultam em prejuízos aos aspectos de crescimento, reprodução, saúde, sobrevivência e qualidade da carne dos peixes, comprometendo o sucesso dos sistemas aquáticos. Inúmeras são as variáveis e os processos envolvidos que podem influenciar na qualidade da água de um ecossistema aquático destinado à criação de organismos aquáticos.

Sem a pretensão de abordar todos os fatores que influenciam na qualidade da água em um sistema de criação de peixes de forma exaustiva, este capítulo se limitará à discussão das variáveis e processos físicos, químicos e biológicos mais relevantes ao manejo econômico da qualidade da água em ecossistemas aquáticos utilizados para o cultivo de peixes.

## **Animais pecilotérmico**

Enquanto os mamíferos e aves são animais homeotérmicos, ou seja, possuem a capacidade de manter a temperatura corporal constante, os peixes são animais pecilotérmicos, ou seja, a sua temperatura varia de acordo com a condição do ambiente em que vivem. Por não poderem controlar a temperatura corporal, os peixes são conhecidos com animais de sangue frio e as oscilações de temperatura da água, influenciarão na temperatura corporal dos animais e em sua taxa metabólica. Do ponto de vista energético, a pecilotermia confere uma vantagem aos peixes quando comparados aos animais homeotérmicos, que gastam boa parte da energia adquirida com o consumo dos alimentos para a manutenção da temperatura corporal. Esta energia, nos peixes, é utilizada para crescimento (ganho de peso), daí o motivo da maioria dos peixes apresentarem melhor eficiência alimentar que os mamíferos e aves.

Considerando-se a faixa ideal de conforto térmico para uma espécie de peixe, quanto maior a temperatura da água, maior será a atividade metabólica, o consumo de alimentos, e conseqüentemente, o crescimento. Durante os meses de outono e inverno os peixes tropicais sofrem uma diminuição no consumo de alimentos, podendo até deixar de se alimentar em dias muito frios, o que resulta em reduzido crescimento neste período.

O jundiá é um animal euritérmico, tolera variações de temperaturas de 15 a 35o C (ZANIBONI FILHO, 2004), sendo que sua temperatura de conforto térmico está entre 18oC e 23oC, porém, é possível provocar uma aclimação em temperaturas mais baixas, proporcionando uma maior tolerância ao frio (CHIPPA-RI-GOMES, 1999; ESQUIVEL, 2005).

## **Respiração**

Os peixes realizam as trocas gasosas com o auxílio das brânquias, por difusão direta entre o sangue e a água. Quanto maior a concentração de oxigênio e menor a de gás carbônico na água, mais facilmente se processa a respiração dos peixes. O gás carbônico interfere na absorção de oxigênio pelos animais. Quanto maior a temperatura da água, maior será o consumo de oxigênio pelos peixes. O consumo de oxigênio varia de acordo com a alimentação, sendo que peixes em jejum consomem menos oxigênio que aqueles alimentados. Partículas de silte e argila, bem como a presença de parasitos e patógenos sobre as brânquias, prejudicam a respiração e podem causar a asfíxia nos peixes.

## **Excreção**

Parte do alimento ingerido não é digerido e/ou absorvido pelos peixes, sendo excretado como fezes dentro do próprio ambiente de cultivo. Estas fezes são decompostas pela ação biológica, consumindo oxigênio e liberando nutrientes na água. Quanto melhor a digestibilidade do alimento, menor será a quantidade de resíduo fecal excretado. A amônia é o principal resíduo nitrogenado excretado pelos peixes. A excreção da amônia ocorre pelas brânquias, por difusão direta para a água. Em mamíferos e aves há um considerável gasto de energia na transformação da amônia em ureia e ácido úrico, os principais resíduos nitrogenados excretados por estes animais, respectivamente. A amônia surge como o principal resíduo do metabolismo proteico dos peixes, e desta forma, alimentos com excessivo teor proteico e/ou com desbalanço na sua composição de aminoácidos (elementos formadores das proteínas) aumentam a excreção de amônia pelos peixes. Pelo fato da amônia ser tóxica aos peixes, medidas para evitar o acúmulo excessivo na água devem ser tomadas durante o cultivo.

## **O Uso da Água nos Sistemas de cultivo**

Com relação à intensidade de utilização ou renovação de água, os sistemas de produção intensiva de peixes podem ser classificados como: sistemas de água parada e sistemas com renovação de água.

### **Sistemas de água parada ou estáticos**

Os sistemas de água parada caracterizam-se apenas pela reposição das perdas devido à infiltração e à evaporação da água dos tanques e viveiros, os quais podem ser utilizados em dois ou mais ciclos de cultivo sem serem esvaziados. Este sistema é bastante usado quando o suprimento de água é limitado ou em situações em que o abastecimento dos tanques depende de bombeamento, o que pode onerar demasiadamente os custos de produção. A capacidade de produção dos sistemas de águas paradas gira ao redor de 4.000 a 12.000 kg de peixes/ha, em função da espécie cultivada e da estratégia de produção adotada (KUBITZA, 2008).

## Sistemas com renovação de água

Onde há adequada disponibilidade de água e o abastecimento é feito por gravidade, muitos produtores optam pela utilização de sistemas com renovação de água. Nestes sistemas pode haver entrada e saída contínua de água (sistema contínuo) ou a renovação periódica de certo volume de água dos viveiros (sistema intermitente). A renovação de água permite uma diluição da concentração de resíduos orgânicos e metabólicos, evitando uma excessiva eutrofização dos tanques e viveiros. Neste sistema pode ser produzido de 10.000 a 30.000 kg de peixe/ha, em função da espécie e da estratégia de produção adotada.

Sistemas de alto fluxo, como os utilizados para a truta arco-íris e o salmão do Atlântico, são bastante exigentes em relação à qualidade da água. O mais tradicional dos sistemas de cultivo de salmonídeos utiliza tanques supridos com grande fluxo de água (os chamados raceways). Tilápias, carpas e bagre-do-canal, entre outras espécies, também são bastante cultivados em sistemas de alto fluxo. Cerca de 30 a 150 kg de peixe/m<sup>3</sup> podem ser produzidos em sistemas raceways, em função do fluxo de água e do uso de aeração contínua. Considerando-se um viveiro com profundidade de 1m, cerca de 300 a 1.500 toneladas de peixe podem ser produzidos por hectare de raceway.

## Fontes de água para a piscicultura

O adequado suprimento de água de boa qualidade é fundamental para o sucesso de sistemas de cultivos aquáticos. A seguir é apresentada uma discussão sobre a qualidade e limitações quanto ao uso das diversas fontes de água utilizadas em aquicultura.

### Águas superficiais

Rios, lagos naturais, açudes e córregos são exemplos de fontes superficiais de água usadas em piscicultura, que apresentam concentrações de oxigênio e gás carbônico próximas à saturação, sendo adequadas à vida dos peixes, excetuando-se os casos em que haja contaminação com resíduos agrícolas (pesticidas, herbicidas, e argila e silte em suspensão devido aos processos erosivos), industriais e urbanos.

A temperatura das águas superficiais varia de acordo com o dia e época do ano, podendo restringir o cultivo de alguns peixes. Águas superficiais também podem trazer peixes e outros organismos indesejáveis ao ambiente de cultivo, sendo necessária a proteção das linhas de abastecimento com filtros e telas.

### Águas subterrâneas

As águas provenientes de minas e poços (originária de lençóis freáticos) têm sido usadas no abastecimento de sistemas aquáticos. Geralmente estas águas apresentam baixa concentração de oxigênio dissolvido e altos níveis de gás carbônico, necessitando de aeração ou exposição ao ar através de represamento ou percorrendo canais abertos antes de abastecer os sistemas de criação. Águas subterrâneas apresentam temperatura praticamente constante durante o ano.

Águas de poços e minas podem conter elevados teores de íons reduzidos de ferro que rapidamente se oxidam quando em contato com o ar, formando precipitados de hidróxido de ferro. Estes precipitados são prejudiciais em incubadora, pois podem recobrir a superfície dos ovos e impedir as trocas de gases.

## Principais parâmetros de qualidade de água para piscicultura

### Oxigênio dissolvido

O oxigênio é de fundamental importância para a vida aquática heterotrófica (organismos vivos que se alimentam de outros), já que é necessário para o processo de respiração e manutenção da vida.

Esta importância pode ser evidenciada comparando-se com a nossa espécie, seres humanos, que resiste: sem se alimentar, por mais de um mês; sem água, por menos de uma semana; mas, sem oxigênio, apenas poucos minutos. Isto ocorre porque somos animais heterótrofos e, como tais, precisamos do oxigênio para viver. Esta mesma regra vale também para os principais organismos aquáticos cultivados no Brasil: peixes, camarões e moluscos. Apenas as plantas aquáticas, sejam os fitoplâncton ou macrófitas, não necessitam de oxigênio para sobreviver, já que estes organismos são autotróficos, ou seja, pelo processo de fotossíntese, estes seres vivos, a partir do gás carbônico e da água, na presença de luz, produzem uma fonte de energia e oxigênio.

O oxigênio presente na água e denominado de oxigênio dissolvido, pois, assim como o sal ou o açúcar, encontra-se diluído na água. A concentração do oxigênio que está presente em um determinado volume de água passa a ser expresso sob a forma de miligramas por litro (mg/L), ou seja, a milésima parte de um grama dissolvido em um litro de água.

O suco de limão, por exemplo, quando falta açúcar diz-se que a limonada está amarga, mas, se se coloca mais açúcar do que o necessário, diz-se que a limonada está doce demais. O mesmo acontece com o oxigênio que se encontra dissolvido na água; se há de menos que o esperado, classifica-se como subsaturado e, se há de mais, classifica-se como sobresaturado. Mas, se há a quantidade desejada, diz-se que o oxigênio está em equilíbrio de saturação.

Uma forma de verificar se há falta (**subsaturação**) ou excesso (**supersaturação**) de oxigênio na água é medindo-se a solubilidade do oxigênio; estes dados podem ser encontrados em uma tabela 1 contendo a relação dos níveis de saturação de acordo com a temperatura da água (água doce). Por exemplo, na temperatura de 25°C, o **equilíbrio de saturação** (não falta nem sobra oxigênio) equivale a 8,11 mg/L. Se o teor de oxigênio dissolvido deste viveiro registrar 4,50 mg/L ao invés de 8,11 mg/L, realiza-se a seguinte operação:  $4,50 \text{ mg/L} \times 100 (\%) / 8,11 \text{ mg/L} = 55,5\%$  ou seja, a água está **subsaturada**. Neste exemplo, a água tem praticamente a metade do oxigênio dissolvido que o descrito na tabela 1. Alternativas para esta situação podem ser: trocar a água do viveiro; fertilizar para aumentar a produção de fitoplâncton (o fitoplâncton é a principal fonte de oxigênio na água); ligar aeradores; evitar o excesso de ração para os peixes. Estes níveis de subsaturação de oxigênio ocorrem geralmente durante a noite (como não há luz, não há fotossíntese e, portanto, não há produção de oxigênio), ou seja, a concentração crítica de oxigênio dissolvido ocorre no final da madrugada e início da manhã.

Tabela 3: Variação da saturação de oxigênio dissolvido (mg/L) na água em função da salinidade e temperatura.

Temp. (oC)	Salinidade (‰)								
	0	05	10	15	20	25	30	35	40
21	8,9	8,6	8,3	8,1	7,9	7,6	7,4	7,2	7,0
22	8,7	8,4	8,2	8,0	7,7	7,5	7,3	7,1	6,9
23	8,5	8,3	8,0	7,8	7,6	7,4	7,2	6,9	6,7
24	8,4	8,1	7,9	7,7	7,4	7,2	7,0	6,8	6,6
25	8,2	8,0	7,7	7,5	7,3	7,1	6,9	6,7	6,5
26	8,0	7,8	7,6	7,4	7,2	7,0	6,8	6,6	6,4
27	7,9	7,7	7,5	7,3	7,1	6,9	6,7	6,5	6,3
28	7,8	7,5	7,3	7,1	6,9	6,7	6,6	6,4	6,2
29	7,6	7,4	7,2	7,0	6,8	6,6	6,5	6,3	6,1
30	7,5	7,3	7,1	6,9	6,7	6,5	6,3	6,2	6,0
31	7,4	7,2	7,0	6,8	6,6	6,4	6,2	6,1	5,9
32	7,2	7,0	6,9	6,7	6,5	6,3	6,1	6,0	5,8
33	7,1	6,9	6,7	6,6	6,4	6,2	6,1	5,9	5,7
34	7,0	6,8	6,6	6,5	6,3	6,1	6,0	5,8	5,6
35	6,9	6,7	6,5	6,4	6,2	6,0	5,9	5,7	5,6
36	6,8	6,6	6,4	6,3	6,1	5,9	5,8	5,6	5,5
37	6,7	6,5	6,3	6,2	6,0	5,8	5,7	5,5	5,4
38	6,6	6,4	6,2	6,1	5,9	5,8	5,6	5,5	5,3
39	6,5	6,3	6,1	6,0	5,8	5,7	5,5	5,4	5,3
40	6,4	6,2	6,0	5,9	5,7	5,6	5,5	5,3	5,2

Fonte: Boyd, 1989.

Se a concentração de oxigênio dissolvido da água for de 12,5 mg/L, ao invés de 8,11 mg/L, como citada no exemplo anterior, então  $12,5 \text{ mg/L} \times 100 (\%) / 8,11 \text{ mg/L} = 154\%$ , havendo 54% a mais do que o estabelecido como ideal. De acordo com este resultado, conclui-se que a água encontra-se 54% acima do esperado (sobressaturada). Esta situação de sobressaturação pode ser causada pelo excesso de fitoplâncton na água, quando durante o dia ocorre uma alta produção de oxigênio pelo processo de fotossíntese e à noite, o esgotamento do oxigênio dissolvido, devido à respiração das microalgas, juntamente com os outros organismos presentes no viveiro. Assim, o oxigênio produzido pelo fitoplâncton durante o dia, acaba sendo consumido no período noturno.

Com a utilização do Disco de Secchi (Figura 25) é possível medir a transparência a água. A faixa ideal de transparência para a maioria das espécies de peixes de água doce está entre 30 a 50 cm. Valores acima de 50 cm podem ocasionar subsaturação de oxigênio, enquanto níveis abaixo de 30 cm, podem gerar supersaturação.

Pode-se dizer que é melhor ter transparências maiores do que menores, pois a baixa transparência da água impede que a luz solar atinja o fundo do ambiente de cultivo. Quando apenas a camada superior de água é iluminada, surge o fenômeno físico conhecido como **estratificação térmica**, onde a temperatura da água de superfície é maior que a água do fundo. O oxigênio presente na camada iluminada será maior do que na camada escura. Abaixo do nível do ponto de compensação, não haverá oxigênio disponível para a respiração dos peixes. Para calcular a profundidade em que o ponto de compensação se encontra em determinado dia, basta multiplicar o valor da transparência do **disco de Secchi** pelo fator 2,5.



Figura 25: Fotografia do Disco de Secchi, equipamento circular com quatro divisões equivalentes, sendo duas de cor preta e duas de cor branca, com uma fita métrica, utilizado para mensurar a transparência de viveiros de piscicultura.

Se a leitura do disco de Secchi informar transparência da água de 30 cm (0,3 metros), multiplica-se 0,3 x 2,5 = 0,75 metros. Sendo a profundidade média do viveiro de 1,2 m, tem-se uma camada de 0,45 m sem oxigênio ( $1,2 - 0,75 = 0,45$ ). Desta forma, parte considerável do volume útil do viveiro não estará sendo aproveitado pelos peixes devido à estratificação.

Para prevenir que este fenômeno aconteça com frequência, em primeiro lugar deve-se evitar construir viveiros profundos. Um metro é uma profundidade adequada para o cultivo de diversas espécies de peixe. Em segundo lugar, deve-se manter uma transparência, a fim de que a luz solar consiga atingir o fundo do viveiro. Caso sua baixa transparência seja devida ao lodo que se encontra em suspensão na coluna da água, pode-se realizar a aplicação de calcário, com o objetivo de precipitar a argila. Se sua baixa transparência for devido a presença excessiva de fitoplâncton, a troca de água pode auxiliar a solucionar o problema.

Quanto maior for a densidade de organismos no viveiro, maior será o consumo de oxigênio. A grande quantidade de animais em viveiros de piscicultura exige o fornecimento de uma quantidade de alimentos relativamente grande, sendo que normalmente, não haverá o consumo de todo o alimento, tendo sobra, o que provocará a decomposição por microorganismos, que encontram-se, normalmente no fundo. Para que ocorra a decomposição desta matéria orgânica, ocorrerá o consumo de oxigênio pelos microorganismos decompositores, que consumirão os nutrientes residuais não utilizados pelos animais presentes no cultivo. Após a decomposição dos alimentos não consumidos, os nutrientes degradados poderão ser utilizados pelos fitoplâncton, resultando em uma multiplicação excessiva destes organismos que realizam a fotossíntese, podendo gerar problemas de falta de oxigênio no final da madrugada ou início da manhã, pelo consumo de oxigênio durante todo o período noturno. Assim, o excesso de ração fornecida aos peixes, pode resultar em excesso de matéria orgânica e fitoplâncton no viveiro, sendo que gerará um consumo excessivo de oxigênio dissolvido, principalmente no período noturno, podendo gerar morte dos peixes.

No momento de medir a transparência da água do viveiro, é necessário verificar a origem da turbidez, se é causada por fitoplâncton ou por partículas suspensas na água, tais como: lama, argila ou material depositado na água após uma chuva forte. Neste caso, a transparência da água pode ser muito baixa (menos do que 15 cm), não sendo necessário realizar a troca de água do viveiro, pela preocupação de haver um es-

gotamento total do oxigênio dissolvido durante a noite, já que o fitoplâncton (o qual respira à noite), nesta situação específica, não está sendo o responsável pela turbidez. Lembre-se: água de cor verde ou marrom brilhante é um sinal indicativo da presença de fitoplâncton; água marrom escura ou amarelada são sinais de sólidos suspensos na água (argila, barro).

Quando for constatado que a água tem baixo teor de oxigênio dissolvido, por exemplo, menos do que 3 mg/L, é aconselhável realizar a troca da água. Entretanto, se depois de efetuada a troca da água, o teor de oxigênio continuar baixo e a densidade de peixes no viveiro for alta, indica-se implantar um processo de aeração no viveiro para que haja maior incorporação de oxigênio dissolvido na água.

O **processo de aeração** consiste em incorporar oxigênio dissolvido na água dos ambientes em que os peixes são cultivados. Os aeradores podem ser classificados como: cascatas naturais (quedas de água), aeradores de superfície (como os consagrados paddle-weels ou aeradores de pá), de turbinas (que injetam ar na água em alta pressão) e de difusores (por meio de compressores ou sopradores, tipo chafariz, e também conhecidos como blowers).



Figura 26: Fotografia de aeradores utilizados na piscicultura. À esquerda, está apresentado um aerador de superfície (de pá) e à direita um aerador tipo chafariz.

No momento da compra de um aerador, é recomendável pesquisar e exigir do fornecedor informações a respeito da **taxa padrão de transferência de oxigênio**, que informa a quantidade de quilogramas de oxigênio dissolvido que o aparelho é capaz de transferir durante uma hora (kg de O<sub>2</sub>/h). Igualmente, é recomendável obter informações sobre a **eficiência padrão do aerador**, a qual expressa a quantidade em quilogramas de oxigênio dissolvido que pode ser transferido a um corpo de água por uma determinada unidade de potência (kw ou cv) durante uma hora (kg de O<sub>2</sub>/kwh).

## **A dinâmica do oxigênio dissolvido nos sistemas aquáticos**

O oxigênio é um elemento essencial à vida dos organismos aquáticos e baixas concentrações de oxigênio dissolvido na água podem causar atraso no crescimento dos animais, redução na eficiência alimentar, aumento na incidência de doenças e na taxa de mortalidade, resultando em sensível redução na produtividade dos sistemas aquáticos. Entender os fatores que afetam a dinâmica do oxigênio nos sistemas aquáticos é fundamental para um melhor manejo produtivo dos peixes e maior rentabilidade da atividade

econômica.

Em equilíbrio com a atmosfera, a solubilidade do oxigênio na água reduz com o aumento da temperatura e salinidade, e com a redução na pressão barométrica (aumento da altitude) do local. A difusão de oxigênio da atmosfera para a água, ou vice versa, ocorre quando há um diferencial de pressão de O<sub>2</sub> entre o ar e a água. Para estabelecer a saturação de oxigênio dissolvido na água deve-se verificar a concentração deste gás sob as condições de temperatura, salinidade e pressão barométrica. Esta concentração é chamada "Concentração de Saturação" (CS). De uma forma geral, quando a concentração atual de oxigênio na água (CA) for menor que a CS, ocorre difusão do O<sub>2</sub> do ar para a água; e quando a CA for maior que CS, ocorre difusão do O<sub>2</sub> da água para o ar. Quanto maior for a diferença entre a CA e a CS, maior será a taxa de difusão de O<sub>2</sub> entre a água e o ar.

O peixe alimenta-se melhor, apresenta melhor condição de saúde e cresce mais rápido quando os níveis de O<sub>2</sub> dissolvidos encontram-se próximos à saturação. A supersaturação da água com oxigênio não causa um aumento na produção de peixes, nem sequer uma melhora na eficiência alimentar. No entanto, a supersaturação pode ser desejada para compensar a respiração dos peixes sob condições de elevados níveis de gás carbônico na água. Supersaturação excessiva da água com gases, incluindo o O<sub>2</sub>, pode resultar numa condição chamada de "Trauma da Bolha de Gás" (Gas Bubble Disease - GBD).

Os sintomas de GBD são: formação de bolhas de gás e enfisemas nos vasos sanguíneos e nos tecidos, presença de bolhas de gás no intestino e na cavidade bucal, ruptura da bexiga natatória causada por uma excessiva inflagem, hemostasia (obstrução dos vasos sanguíneos), exoftalmia (olhos saltados), entre outros. A taxa de mortalidade varia de 50 a 100%.

São condições que podem causar supersaturação de gases na água:

- 1) Atividade fotossintética intensa.
- 2) Rápida elevação da temperatura da água.
- 3) Águas abaixo de cachoeiras ou quedas d'água podem estar supersaturadas com gases.
- 4) Águas superficiais durante o inverno podem estar saturadas com gases.

Níveis de saturação de oxigênio acima de 300% podem resultar em massiva mortalidade de peixes devido à GBD. É relativamente comum a ocorrência de supersaturação de gases nas águas de viveiros. No entanto, mortalidade de peixes devido à GBD não é frequentemente observada sob condições de cultivo em viveiros. A supersaturação de gases nos viveiros, particularmente o oxigênio, é mais comum às camadas mais superficiais, onde a penetração de luz é adequada aos intensos processos fotossintéticos. O peixe encontra um abrigo nas camadas mais profundas dos viveiros, onde excessiva supersaturação de gases é improvável. No entanto, durante as fases de larvicultura, quando as larvas, que possuem movimentação restrita e lenta encontram-se confinadas aos extratos superficiais dos viveiros, a taxa de mortalidade devido à GBD pode se tornar importante.

## **Consumo de oxigênio dissolvido pelos peixes.**

O consumo de oxigênio varia com a espécie, o tamanho, o estado nutricional, o grau de atividade metabólica, a concentração de oxigênio no ambiente aquático e a temperatura da água. O consumo de oxigênio é praticamente duplicado a cada 10oC de aumento na temperatura da água; o consumo de oxigênio aumenta sensivelmente após as refeições; sob condições iguais de biomassa, peixes pequenos consomem mais oxigênio quando comparados aos peixes grandes.

## Flutuações diurnas nos níveis de oxigênio em viveiros

Como discutido anteriormente, o fitoplâncton é o principal produtor e também o maior consumidor de O<sub>2</sub> nos tanques e viveiros em sistemas de produção de água parada ou de pequena renovação de água. Devido ao balanço entre a atividade fotossintética do fitoplâncton e a atividade respiratória das diferentes comunidades aquáticas (plâncton, peixes e organismos bentônicos), os níveis de oxigênio dissolvido (OD) nos sistemas aquáticos oscilam diurnamente. Quanto maior a biomassa planctônica, maior a amplitude desta variação (Figura 27).

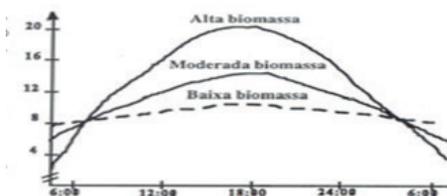


Figura 27. Variação diária na concentração de oxigênio dissolvido na água de viveiros com alta, moderada e baixa biomassa planctônica. Fonte: Kubitza (1998).

## Predição da ocorrência de níveis críticos de oxigênio

A dinâmica do oxigênio em viveiros é bastante complexa. Pesquisas têm sido feitas no sentido de identificar e quantificar os diversos fatores envolvidos no balanço do oxigênio nos sistemas aquáticos para melhor prever a ocorrência de concentrações mínimas de oxigênio dissolvido em tanques e viveiros. Em síntese, a concentração de oxigênio é resultante da atividade metabólica dos diferentes organismos aquáticos, mais especificamente do balanço entre os processos fotossintéticos e a atividade respiratória dos diferentes organismos. A difusão do O<sub>2</sub> entre o ar atmosférico e a água também participa neste balanço, que pode ser resumido na seguinte equação:

$$\text{OD água} = \text{OD inicial} \pm \text{OD difusão} + \text{OD síntese} - \text{OD plâncton} - \text{OD peixes} - \text{OD bento.}$$

**Legenda:** OD água: taxa de oxigênio dissolvido na água do viveiro ou tanque - OD inicial: quantidade de oxigênio dissolvido quando se inicia a medição da quantidade de oxigênio na água - OD difusão:

quantidade de oxigênio dissolvido em função da troca de gases (ganho ou perda) ocorrida entre o ambiente atmosférico e aquático - OD síntese: quantidade de oxigênio dissolvido obtido pela produção por fotossíntese pelos fitoplânctons - OD plâncton: quantidade de oxigênio dissolvido consumido pelos plânctons (fitoplânctons e zooplânctons) presentes no ambiente aquático - OD peixes: quantidade de oxigênio dissolvido consumido pelos peixes - OD bento: quantidade de oxigênio dissolvido consumido pelos bentos (organismos presentes no fundo do ambiente aquático).

Concentrações críticas de oxigênio dissolvido são, geralmente, observadas durante a madrugada e amanhecer em viveiros com alta densidade fitoplanctônica. A previsão da ocorrência de níveis críticos de oxigênio dissolvido é fundamental no manejo da aeração de tanques e viveiros em sistema de cultivo intensivo. Três métodos básicos foram propostos para a previsão de níveis críticos de O<sub>2</sub> em viveiros durante as primeiras horas da manhã. O primeiro deles se baseia no uso de equação, onde variáveis como consumo de oxigênio pelo plâncton, pelos peixes e por organismos bentônicos, bem como a taxa de difusão do oxigênio entre o ar e a água devem ser fornecidas. A complexidade e a não praticidade da Equação Noturna podem ser vislumbradas de imediato, razões pelas quais este método não é utilizado por produtores.

O segundo método baseia-se na leitura da concentração de O<sub>2</sub> ao final da tarde (pôr do sol), nos valores de transparência da água, medidos com o auxílio do disco de Secchi, e na temperatura da água dos viveiros. Baseado nestas três variáveis e na biomassa de peixes estocada, usando-se tabelas específicas para determinar o valor mínimo de transparência da água que garanta uma concentração mínima de 2mg/L de oxigênio dissolvido ao amanhecer.

Se a transparência mínima for maior que a transparência do viveiro, medida obtida com o auxílio do disco de Secchi, há uma grande probabilidade de ocorrência de concentrações de oxigênio menores que 2 mg/L, sendo necessário providenciar a aeração dos viveiros, principalmente no final da madrugada e amanhecer. Embora um pouco mais simples que o método da Equação Noturna, o uso deste segundo método necessita de informações mais detalhadas sobre as condições dos viveiros (transparência e biomassa estocada), bem como a determinação da concentração de oxigênio ao final da tarde. Também é necessário que o produtor entenda como usar as tabelas de transparência mínima, o que é pouco prático. O terceiro método, bastante popular e efetivo na previsão de níveis críticos de oxigênio dissolvido, baseia-se na tomada de duas leituras da concentração de oxigênio na água de cada viveiro durante o período noturno, a um intervalo de 2 a 3 horas. Com a observação da diferença entre estas concentrações, faz-se uma projeção linear de queda dos níveis de oxigênio, prevendo o horário de ocorrência de níveis críticos de oxigênio dissolvido; este método é bastante seguro.

## **Aeração de tanques e viveiros**

O processo fotossintético dos fitoplânctons e a respiração dos organismos aquáticos (plâncton, peixes, bentos e microorganismos) causam flutuações diuturnas na concentração de oxigênio e gás carbônico dissolvidos na água. Em sistemas aquáticos de água parada ou de pequena renovação de água, a excessiva entrada de nutrientes via alimentos ou adubação favorece o desenvolvimento de uma densa população planctônica, acentuando ainda mais as flutuações dos níveis de oxigênio dissolvido. Baixas concentra-

ções de oxigênio dissolvido combinadas aos níveis elevados de gás carbônico são frequentemente observadas durante o período noturno, prejudicando o desenvolvimento normal ou até mesmo, causando massiva mortalidade de peixes. A aeração dos tanques e viveiros é fundamental para a manutenção de níveis adequados de oxigênio dissolvido, aumentando a taxa sobrevivência e o desempenho produtivo dos peixes.

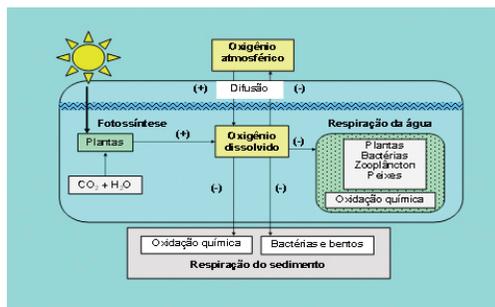


Figura 28. Dinâmica do Oxigênio dissolvido nos viveiros de cultivo de peixes.

Fonte: Material Didático Vinatea, 2010.

### **Aeração de emergência, suplementar ou contínua.**

A **aeração de emergência** baseia-se no monitoramento diário dos níveis de oxigênio durante o período noturno e acionamento dos sistemas de aeração sempre que forem previstos níveis de oxigênio menores que 2 a 3 mg/L. Os aeradores são acionados durante a madrugada, uma ou duas horas antes destes níveis críticos serem atingidos, e devem permanecer ligados por períodos de 4 a 6 horas. Os aeradores são desligados uma ou duas horas após o nascer do sol, quando há quantidade suficiente luz para estimular os processos fotossintéticos do fitoplâncton.

A **aeração suplementar** consiste no acionamento diário dos aeradores, durante o período noturno, independente da projeção dos níveis críticos de oxigênio dissolvido.

A **aeração contínua** consiste na aplicação ininterrupta de aeração durante todo o cultivo ou apenas nas fases de manutenção de alta biomassa e elevados níveis de arraçoamento. Aeração contínua é bastante utilizada em tanques de cultivo intensivo (raceways ou tanques circulares), principalmente em sistemas com recirculação (reuso) da água. A aeração contínua demanda maior consumo de energia e, exceto para os sistemas intensivos com alta quantidade de animais, não traz benefício adicional sobre a aeração suplementar ou de emergência em viveiros.

A aeração contínua pode ainda causar um aumento excessivo na turbidez mineral da água, prejudicando o desenvolvimento do fitoplâncton, interferindo na dinâmica do oxigênio dissolvido na água e a remoção de metabólitos tóxicos como a amônia e o CO<sub>2</sub>.

Steeby e Tucker (1988) compararam a aeração de emergência com a aeração suplementar diária onde foram aplicadas 6 horas de aeração durante o período noturno em viveiros com bagre-do-canal. Cerca de 641 horas de aeração de emergência foram usadas, comparadas à 1.372 horas de aeração noturna conti-

nua. A produção e conversão alimentar médias do bagre-de-canal, em viveiros com aeração de emergência e aeração contínua foram de 7.000 kg/ha e 1.60 de 6.700 kg/ha e 1.59, respectivamente. O processo de aeração de emergência é uma prática bastante popular entre os piscicultores norte-americanos. Uma aeração de emergência bem conduzida garante, com segurança, a manutenção de níveis de oxigênio dissolvido acima do nível crítico estipulado como base para se proceder ao processo de aeração.

Kubitza (1995) usou a aeração de emergência toda vez em que os níveis de oxigênio dissolvido abaixo de 3 mg/L eram previstos em tanques para o cultivo intensivo do *black bass* (*Micropterus salmoides*). As concentrações médias de oxigênio dissolvido ao amanhecer estavam acima de 4 mg/L. Níveis de oxigênio dissolvido abaixo de 3 mg/L foram observados esporadicamente em alguns tanques. O nível mais baixo de oxigênio registrado foi de 1,8 mg/L e ocorreu apenas em uma noite, em apenas um tanque.

Cole e Boyd (1986) observaram o efeito do nível de arrazoamento e a necessidade de aeração em viveiros de produção do bagre-do-canal. A aeração de emergência era acionada sempre que os níveis de oxigênio dissolvido ao amanhecer fossem estimados abaixo de 2 mg/L. A aeração de emergência foi utilizada quase todas as noites em viveiros recebendo 112 kg/ha/dia de ração ou mais. Viveiros recebendo até 56 kg/ha/dia de ração raramente necessitaram de aeração de emergência. Mesmo sendo capaz de manter adequada concentração de oxigênio dissolvido na água, há um limite para o aumento da produtividade dos sistemas aquáticos.

Processos altamente produtivos exigem níveis elevados de arrazoamento, resultando no acúmulo excessivo de metabólitos tóxicos como a amônia e o nitrito, que eventualmente passam a reduzir o consumo de alimento, o crescimento dos animais e a eficiência alimentar dos peixes.

Os valores da taxa padrão de transferência de oxigênio (*Standard Oxygen Transfer Rate* – SOTR) dependem da potência do sistema de aeração e podem ser calculados com a aplicação testes específicos para a verificação do desempenho de aeradores, como proposto por Boyd (1990). A grande variação nos valores de SOTR dentro de um mesmo grupo de aeradores resulta das diferenças de potência entre os aeradores testados. Em contraste, os valores da eficiência padrão de aeração (*Standard Aeration Efficiency* – SAE) apresentam menor variação, pelo fato de considerarem a potência de cada sistema, ou seja, a SAE é calculada dividindo-se a SOTR pela potência do aerador.

Em geral, aeradores de pás são mais eficientes na transferência de oxigênio do que os outros equipamentos para a aeração. No entanto, existem modelos de aeradores de pás menos eficientes que alguns pulsadores de ar, bombas verticais e bombas aspersoras.

## **Posicionamento dos aeradores**

Boyd (1990) observou a circulação da água em tanques retangulares, em que aeradores foram instalados e acionados em diferentes posições. Alguns aeradores foram posicionados no centro de uma das margens mais longas do viveiro, com o fluxo de água dirigido perpendicularmente à margem oposta, promoveram uma circulação mais uniforme da água. Quando dois ou mais aeradores são usados em um mesmo viveiro, estes podem ser dispostos em série, de preferência nos cantos dos viveiros, promovendo um movimento circular da água. Os aeradores devem ser posicionados em áreas que não sejam muito rasas e

com o fluxo de aeração orientado de forma a não ficar paralelo e muito próximo às margens dos viveiros, evitando assim, a suspensão excessiva de partículas de argila e silte.

Durante períodos de baixa concentração de oxigênio na água, os peixes ficam condicionados a se posicionar nas regiões próximas aos aeradores, onde as concentrações de oxigênio dissolvido ficam maiores. Durante uma aeração de emergência, qualquer aerador suplementar deve ser posicionado próximo ao aerador já em funcionamento, pois este é o local onde os peixes se posicionarão, já que estão condicionados a obter oxigênio naquela posição nos períodos críticos. Em tanques sem aerador em funcionamento, durante a aeração de emergência o aerador deve ser posicionado nas áreas de maior concentração de oxigênio, pois este será o local mais provável de localização dos peixes. Posicionamento de aeradores em locais opostos às áreas de maior concentração de oxigênio forçará o peixe a se deslocar através de uma massa de água com baixos níveis de oxigênio dissolvido para chegar até o aerador.

## pH – Potencial Hidrogeniônico

O potencial de íons de hidrogênio (pH) é uma medida química que serve para indicar a acidez, neutralidade ou alcalinidade de um meio aquoso. Os líquidos podem ser **ácidos** (como o suco de limão), **neutros** (como a água pura) ou **alcalinos/básicos** (como a soda cáustica).

A escala de variação do pH (Figura 29) varia entre os valores de 0 (acidez máxima) até 14 (alcalinidade máxima). O valor de pH = 7 é considerado pH neutro. Como regra geral, valores de pH entre 6,5 a 8,5 são os mais indicados à produção de peixes. Valores fora desta faixa podem prejudicar o crescimento e a reprodução dos peixes, sendo que em condições extremas, pode causar a morte dos animais.

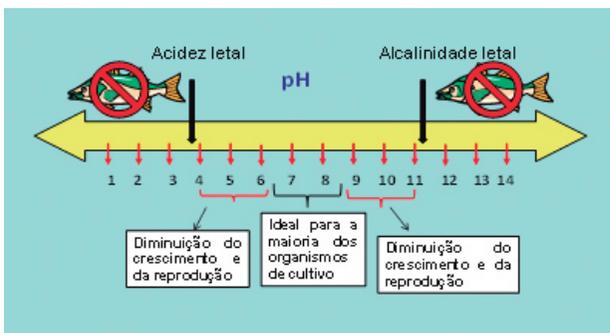


Figura 29: Ilustração da escala do pH e sua relação com a condição de criação e o desempenho produtivo dos peixes.

Quando um líquido é ácido, há abundância de átomos de **hidrogênio** (H+) e, quando é básico, há abundância de moléculas de **hidroxila** (OH-), sendo que quando há quantidades iguais de **hidrogênio** (H+) e **hidroxila** (OH-), o meio aquoso é neutro. O valor do pH pode variar durante o dia em função das atividades fotossintética e respiratória das comunidades aquáticas, diminuindo (acidificando) em função do aumento na concentração de gás carbônico (CO<sub>2</sub>) na água; no entanto, quando o CO<sub>2</sub>, mesmo em altas

concentrações, dificilmente será responsável por valores de pH menores que 4,5. Condições de pH abaixo de 4,5 são observadas, geralmente, pela presença de ácidos minerais como os ácidos sulfúrico ( $H_2SO_4$ ), ácido sulfídrico ( $H_2S$ ), clorídrico ( $HCl$ ) e nítrico ( $HNO_3$ ).

As grandes flutuações de pH da água dos viveiros de cultivo são provocadas pela fotossíntese e pela respiração, tanto das bactérias quanto do fitoplâncton fotossintéticos. Durante o dia, se houver uma grande quantidade de fitoplâncton, o pH da água pode chegar a valores acima de 9 (muito básico), devido ao fenômeno conhecido como **hidrólise do bicarbonato**, que consiste na transformação do íon bicarbonato ( $HCO_3^-$ ) em  $CO_2$  (gás carbônico) e  $OH^-$  (hidroxilas).

Durante a noite, a fotossíntese (produção de  $O_2$ ) dá lugar à respiração (produção de  $CO_2$ ). O  $CO_2$  em excesso irá reagir com as moléculas de água para formar o ácido carbônico ( $H_2CO_3$ ). O ácido carbônico irá tornar a água mais ácida do que durante o dia. Entretanto, pelo fato do  $H_2CO_3$  ser um ácido fraco, o pH tende a permanecer em valores acima de 4,5.

Ocorrendo as reações químicas descritas anteriormente, nas quais o fitoplâncton se encontra diretamente envolvido, o pH da água dos viveiros de cultivo tenderá a ser geralmente básico/alcalino durante o dia e preponderantemente ácido durante à noite. Quanto maior a concentração de fitoplâncton nos viveiros (pouca transparência), mais intensas serão as variações de pH na água do cultivo durante o período de 24 horas.

O pH pode ser medido se esta reação química opera-se dentro das células de fitoplâncton para a obtenção de  $CO_2$ , o qual é indispensável para a fotossíntese. A hidroxila ( $OH^-$ ) que é produzida nesta reação é expulsa da célula, fazendo com que o pH da água aumente consideravelmente. Valores de pH podem ser obtidos por meio de kits colorimétricos ou, de forma mais precisa, com aparelhos eletrônicos de maior precisão.



Figura 30. A Ilustração à esquerda pode ser visualizado um Kit da empresa Alfakit® para monitorar os parâmetros de qualidade de água, incluindo teste para pH por metodologia colorimétrica; à direita pode ser visualizado um aparelho eletrônico, pHmetro da empresa Alfakit® para mensurar o pH da água.

## Alcalinidade total

Existe um parâmetro muito importante de qualidade de água a ser considerado quando se trata de controlar o pH dos viveiros. Este importante fator chama-se **alcalinidade**, o qual é constituído de moléculas capazes de **neutralizar ou minimizar** as oscilações de pH durante o dia e a noite. A alcalinidade de um líquido depende da sua concentração de moléculas de **carbonato** ( $CO_3^{2-}$ ) e **bicarbonato** ( $HCO_3^-$ ), além de

outras substâncias menos importantes.

Este parâmetro se refere à concentração total de bases tituláveis da água. Embora a amônia, os fosfatos, os silicatos e a hidroxila (OH<sup>-</sup>) se comportem como bases, contribuindo com a alcalinidade total, os íons bicarbonatos (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>) e carbonatos (CO<sub>3</sub><sup>-2</sup>) são os mais abundantes e responsáveis por praticamente toda a alcalinidade nas águas dos sistemas de produção de peixes.

A alcalinidade total é expressa em equivalentes de CaCO<sub>3</sub> (mg de CaCO<sub>3</sub>/L). O ácido carbônico (H<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>) é um produto da reação ácida do CO<sub>2</sub> na água. A ionização do ácido carbônico é o processo desencadeador da formação do íon bicarbonato.

A alcalinidade total está diretamente ligada à capacidade da água em manter o seu equilíbrio ácido-básico (poder tampão da água). Águas com alcalinidade total inferior à 20 mg CaCO<sub>3</sub>/L apresentam reduzido poder tampão e podem apresentar significativas flutuações diárias nos valores de pH em função dos processos fotossintético e respiratório nos sistemas aquáticos. Uma alcalinidade superior a 60 mg/L consegue fazer com que o pH não sofra grandes variações durante o período de 24 horas e possa ficar fora de controle. A capacidade de controle da oscilação de pH em um ambiente aquático é conhecida como efeito tampão ou poder **buffer**.

Desta forma, águas com alcalinidades de 5, 60 e 120 mg/L terão, respectivamente, baixo, médio e elevado poder **buffer**.

Se a água de um viveiro sofrer grande oscilação de pH durante as 24 horas do dia, provavelmente a alcalinidade da água deve estar inferior a 60 mg/L. Diante destas situações, o mais recomendável é realizar uma **calagem** em quantidades suficientes para elevar o poder **buffer** da água.

A calagem de um viveiro pode ser realizada adicionando-se na água calcário (CaCO<sub>3</sub> + MgCO<sub>3</sub>), cal virgem (CaO), cal hidratada (Ca(OH)<sub>2</sub>) ou calcário dolomítico (CaMg[CO<sub>3</sub>]<sub>2</sub>). A quantidade de calcário a ser colocada na água dependerá da alcalinidade da água e do tamanho do viveiro. Por exemplo, se a alcalinidade for igual a 40 mg/L, faltam 20 mg/L para chegar a 60 mg/L. Quantos quilos de calcário seriam necessários para obter a alcalinidade desejada num viveiro de 5.000 m<sup>2</sup> com 1,2 metros de profundidade? Veja o cálculo:

$$\text{Volume de água} = 5.000 \text{ m}^2 \times 1,2 \text{ m} = 6.000 \text{ m}^3$$

$$\text{Volume de água} = 6.000 \text{ m}^3 \times 1.000 \text{ L (conversão do volume para litros)}$$

$$\text{Déficit de alcalinidade} = 60 \text{ mg/L} - 40 \text{ mg/L} = 20 \text{ mg/L}$$

$$\text{Déficit total} = 6.000.000 \text{ l} \times 20 \text{ mg/L} = 120.000.000 \text{ mg}$$

$$\text{Déficit total} = 120.000.000 \text{ mg} / 1.000.000 \text{ (conversão de mg para kg)} = \underline{120 \text{ kg de calcário}}$$

Figura 31. Formula de calcular alcalinidade desejada.

Para elevar a alcalinidade da água de 40 para 60 mg/L seria necessário realizar uma calagem com 120

kg de calcário; entretanto, há de se ter em mente que o calcário não é totalmente solúvel em água, portanto, deve-se colocar aproximadamente 20% a mais para garantir a correta elevação da alcalinidade (neste exemplo, deve-se adicionar mais 24 kg de calcário).

A eficiência que um determinado calcário tem de elevar a alcalinidade da água dependerá do tamanho das partículas de  $\text{CaCO}_3$ . Utilizando-se um calcário com diâmetro de partícula maior que 1,5 mm, a calagem será completamente inútil; já, se utilizar calcário com partículas menores de 0,25 mm, a alcalinidade da água poderá melhorar a partir dos 10 dias após a aplicação deste insumo.

Além do aumento do pH e da alcalinidade da água, a calagem pode ser útil para desinfetar os viveiros quando estiverem vazios, aumentar a quantidade de cálcio e carbono para as plantas aquáticas (inclusive o fitoplâncton), aumentar o pH dos solos ácidos e com isto disponibilizar uma maior quantidade de fósforo (P), nutriente essencial para a fotossíntese, e, para clarear as águas quando estiverem muito turvas (argila).

## Dureza

Outro parâmetro importante relacionado com o pH da água é a **dureza**, o qual consiste na quantidade de moléculas de carbonato de cálcio ( $\text{CaCO}_3$ ) ou de magnésio ( $\text{MgCO}_3$ ) presentes na água. Conforme a dureza, uma água pode ser "branda" (0 a 75 mg/L), "moderadamente dura" (75 a 150 mg/L), "dura" (150 a 300 mg/L) ou "muito dura" (acima de 300 mg/L).

Se a alcalinidade total e a dureza total forem iguais, o cálcio e o magnésio encontram-se associados com íons de bicarbonato e carbonato. No entanto, quando a alcalinidade total exceder a dureza total, parte do bicarbonato e do carbonato estarão associados ao potássio e sódio, e não somente ao cálcio e ao magnésio (VINATEA, 2004).

## Compostos nitrogenados

### Nitrogênio

O nitrogênio é o componente mais abundante do ar (79%). Na água, o fósforo e o nitrogênio são os responsáveis pelo crescimento das algas, pois incorporam estes elementos para a formação de suas células. As algas são a base da cadeia trófica aquática. A amônia, os nitritos, e os nitratos são as formas de nitrogênio dissolvidas na água que são absorvidas pelas algas (HUET, 1973). O nitrogênio (N) é um elemento químico que entra na constituição de duas importantíssimas classes de moléculas orgânicas: proteínas e ácidos nucleicos. Embora esteja presente em grande quantidade no ar, na forma de gás nitrogênio ( $\text{N}_2$ ), poucos seres vivos o assimilam nessa forma.

Na aquicultura, as formas mais importantes de nitrogênio são: **amônia, nitrito e nitrato**. Os dois primeiros são mais relevantes do que o terceiro, haja visto que podem apresentar um elevado grau de toxicidade para qualquer animal de cultivo, seja este molusco (mexilhão, ostra, vieira), crustáceo (camarão marinho e de água doce) ou peixe (carpa, truta, tilápia).

As principais fontes não intencionais de introdução do nitrogênio nos ambientes aquáticos naturais

são três: a biológica, por meio da captação do nitrogênio molecular atmosférico ou dissolvido; a meteorológica, pela queda de nitratos após uma tempestade elétrica (os raios, na presença de oxigênio, transformam o nitrogênio atmosférico em nitrato); e a industrial, devido à poluição das águas com fertilizantes nitrogenados utilizados na agricultura.

Além destas três, na aquicultura, como principal fonte de nitrogênio, acaba sendo o alimento que é fornecido aos organismos do cultivo. Todo alimento tem **proteínas**, que são constituídas por um conjunto de **aminoácidos**, cujas moléculas apresentam nitrogênio sob a forma de amina (NH<sub>2</sub>) em sua composição. Após o aproveitamento dos aminoácidos no processo metabólico, o nitrogênio é excretado no meio aquático sob as formas de **amônia não ionizada** (NH<sub>3</sub>), **amônia ionizada** (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) e **ureia** [(NH<sub>2</sub>)<sub>2</sub>CO]. O nitrogênio pode acumular-se nos fundos dos viveiros na forma de excrementos (fezes) e alimento não consumido.

Deve ser destacado que, de acordo com o pH, a **amônia total** (NH<sub>3</sub> + NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) pode apresentar uma maior proporção de qualquer uma das suas frações. Por exemplo: quando o pH da água é básico (acima de 7), a amônia irá se apresentar predominantemente sob a forma não ionizada (NH<sub>3</sub>); já se o pH for ácido (abaixo de 7), a fração predominante será correspondente à amônia ionizada (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>).

Quanto maior o pH e a temperatura da água, maior será a porcentagem da amônia total sob a forma não ionizada, ou seja, a forma tóxica. De acordo com a tabela a seguir, a porcentagem (%) de amônia não ionizada, em função do pH e da temperatura da água, pode ser facilmente calculada (Exemplo: a 20°C e um pH de 8,5 tem-se 3,5 mg/L de amônia total; a porcentagem de NH<sub>3</sub> correspondente é de 11,2%, ou seja, obtém-se, 3,5 mg/L x 0,112 (11,2% / 100) = 0,39 mg/L de amônia não ionizada).

Tabela 4. Porcentagem de amônia ionizada em água doce com diferentes valores de pH e temperatura. Fonte Boyd 1990.

Porcentagem de amônia não ionizada em água doce a diferentes valores de pH e temperatura pH.										
Temperatura (°C)	6,0	6,5	7,0	7,5	8,0	8,5	9,0	9,5	10,0	
0	0,0083	0,0261	0,0826	0,261	0,820	2,55	7,64	20,7	45,3	
1	0,0089	0,0284	0,0898	0,284	0,891	2,77	8,25	22,1	47,3	
2	0,0097	0,0309	0,0977	0,308	0,968	3,00	8,90	23,6	49,4	
3	0,0106	0,0336	0,106	0,335	1,05	3,25	9,60	25,1	51,5	
4	0,0115	0,0364	0,115	0,363	1,14	3,52	10,3	26,7	53,5	
5	0,0125	0,0395	0,125	0,394	1,23	3,80	11,1	28,3	55,6	
6	0,0136	0,0429	0,135	0,427	1,34	4,11	11,9	30,0	57,6	
7	0,0147	0,0464	0,147	0,462	1,45	4,44	12,8	31,7	59,5	
8	0,0159	0,0503	0,159	0,501	1,57	4,79	13,7	33,5	61,4	
9	0,0172	0,0544	0,172	0,542	1,69	5,16	14,7	35,3	63,3	
10	0,0186	0,0589	0,186	0,586	1,83	5,56	15,7	37,1	65,1	
11	0,0201	0,0637	0,201	0,633	1,97	5,99	16,8	38,9	66,8	
12	0,0218	0,0688	0,217	0,684	2,13	6,44	17,9	40,8	68,5	
13	0,0235	0,0743	0,235	0,738	2,30	6,92	19,0	42,6	70,2	
14	0,0254	0,0802	0,253	0,796	2,48	7,43	20,2	44,5	71,7	
15	0,0274	0,0865	0,273	0,859	2,67	7,97	21,5	46,4	73,3	
16	0,0295	0,0933	0,294	0,925	2,87	8,54	22,8	48,3	74,7	
17	0,0318	0,101	0,317	0,996	3,08	9,14	24,1	50,2	76,1	
18	0,0343	0,108	0,342	1,07	3,31	9,78	25,5	52,0	77,4	
19	0,0369	0,117	0,368	1,15	3,56	10,5	27,0	53,9	78,7	
20	0,0397	0,125	0,396	1,24	3,82	11,2	28,4	55,7	79,9	
21	0,0427	0,135	0,425	1,33	4,10	11,9	29,9	57,5	81,0	
22	0,0459	0,145	0,457	1,43	4,39	12,7	31,5	59,2	82,1	
23	0,0493	0,156	0,491	1,54	4,70	13,5	33,0	60,9	83,2	
24	0,0530	0,167	0,527	1,65	5,03	14,4	34,6	62,6	84,1	
25	0,0569	0,180	0,566	1,77	5,38	15,3	36,3	64,3	85,1	
26	0,0610	0,193	0,607	1,89	5,75	16,2	37,9	65,9	85,9	
27	0,0654	0,207	0,651	2,03	6,15	17,2	39,6	67,4	86,8	
28	0,0701	0,221	0,697	2,17	6,58	18,2	41,2	68,9	87,5	
29	0,0752	0,237	0,747	2,32	7,03	19,2	42,9	70,4	88,3	
30	0,0805	0,254	0,799	2,48	7,46	20,3	44,6	71,8	89,0	

Baixas concentrações de amônia não ionizada (NH<sub>3</sub>) são capazes de provocar a mortalidade de peixes. As carpas podem tolerar, no máximo 0,2 mg/L de amônia não ionizada; acima deste valor os peixes começam a sofrer as consequências da intoxicação. O principal sintoma é a diminuição do crescimento, devido à interrupção na ingestão de alimentos. Por volta de 1,2 mg/L pode iniciar a mortalidade de peixes no viveiro.

O bagres são mais resistentes, suportam uma concentração em torno de 0,35 mg/L de amônia não ionizada. Concentrações acima deste valor provocam retardamento do crescimento e o aparecimento de doenças; e concentrações acima de 1,5 podem provocar mortalidade.

Dentre todos os animais de cultivo, os salmonídeos (trutas) são os mais sensíveis à intoxicação por NH<sub>3</sub>. Uma concentração de apenas 0,08 mg/L de amônia não ionizada é suficiente para deixar os animais estressados e a partir de 0,1 mg/L pode começar a aparecer mortalidade. No cultivo desta espécie é sempre recomendável manter os níveis de amônia não ionizada abaixo de 0,05 mg/L.

Os peixes tropicais são sempre mais resistentes à amônia do que os peixes de água fria. Tilápias e camarões são bastante resistentes à valores elevados de amônia. Já os moluscos bivalves (ostras e mexilhões) são os “campeões” de resistência.

## Nitrito e nitrato

A amônia total (NH<sub>3</sub> e NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) que é produzida pelos processos de **desaminação** das proteínas (realizado por todos os organismos de cultivo, exceto plantas aquáticas) e de **amonificação** (realizado pelas bactérias), em presença de oxigênio, é imediatamente transformada em nitrito (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) e nitrato (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) através de um processo biológico conhecido como **nitrificação** (oxidação da amônia) onde participam duas espécies de bactéria (*Nitrosomonas sp.* e *Nitrobacter sp.*).

Se no ambiente aquático chegar a faltar oxigênio, o nitrato anteriormente formado irá se transformar novamente em amônia pelo processo conhecido como **desnitrificação** (redução do nitrato). Assim sendo, temos uma reação reversível para a amônia, que se transforma em nitrato na presença de oxigênio ou o nitrato transforma-se novamente amônia na ausência de oxigênio.

Entre estas transformações de oxidação e de redução, encontramos o nitrito, que é um composto intermediário destas duas reações; tal como pode ser visto na seguinte equação: NH<sub>3</sub> + NH<sub>4</sub><sup>+</sup> ↔ NO<sub>2</sub><sup>-</sup> ↔ NO<sub>3</sub><sup>-</sup>.

O nitrito (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) é também um composto extremamente tóxico devido à capacidade que tem de oxidar a hemoglobina do sangue dos peixes. A hemoglobina (pigmento proteico para o transporte de oxigênio que todos os vertebrados tem, inclusive o homem) é oxidada pelo nitrito, tornando-se incapaz de levar o oxigênio até as células do organismo.

Uma forma infundível de verificar se os peixes estão sofrendo de intoxicação por nitrito é sacrificar um deles e observar a cor do sangue; se esta for de cor marrom (e não vermelha, como é o normal), o peixe estará intoxicado por este composto.

Concentrações de nitrito acima de 0,3mg/L são consideradas prejudiciais ao desempenho dos peixes, causando redução no crescimento e aumento da susceptibilidade a enfermidades, registradas em tanques com baixa renovação de água e altas taxas de alimentação, ou intensa fertilização orgânica (VINATEA,

## Temperatura

A temperatura é um dos principais limitantes numa grande variedade de processos biológicos, intermém desde a velocidade de simples reações químicas até a distribuição ecológica de uma espécie animal (HARDY, 1981; apud VINATEA, 2004). Os peixes são animais peclotérmicos, ou seja, sua temperatura corporal varia conforme a temperatura ambiente, o que lhes confere uma vantagem do ponto de vista energético. Enquanto boa parte da energia dos alimentos é utilizada para a manutenção da temperatura corporal nos animais homeotérmicos, nos peixes essa energia é direcionada para o crescimento, existindo uma relação diretamente proporcional, dentro da faixa de conforto térmico, entre temperatura da água e atividade metabólica. Deste modo, a temperatura compreende um importante fator regulador do consumo de oxigênio e excreção de resíduos metabólicos, do crescimento, da atividade e da sobrevivência dos organismos aquáticos (VINATEA, 2004; KUBITZA, 2003).

Tabela 5: Variação da taxa de arraçoamento (%) em função da temperatura para cultivo de tilápia.

PESO MÉDIO (g)	Taxa de arraçoamento (%) em função da temperatura.							% PB
	TEMPERATURA (°C)							
	<15	15-17	18-20	21-23	24-26	27-29	>30	
1-5	0	3	6	9	12	15	6	36 %
5-10	0	1,6	3,2	4,8	6,4	8	3,2	
10-20	0	1,4	2,8	4,2	5,6	7	2,8	
20-50	0	1	2	3	4	5	2	32 %
50-70	0	0,8	1,6	2,4	3,2	4	1,6	
70-100	0	0,8	1,6	2,4	3,2	4	1,6	
100-150	0	0,6	1,2	1,8	2,4	3	1,2	28 %
150-200	0	0,54	1,08	1,62	2,16	2,7	1,08	
200-300	0	0,48	0,96	1,44	1,92	2,4	0,96	
300-400	0	0,4	0,8	1,2	1,6	2	0,8	25 %
400-500	0	0,3	0,5	1,0	1,4	1,6	0,7	22 %
500-750	0	0,2	0,4	0,8	1,2	1,4	0,6	22 %
750-1000	0	0,1	0,3	0,6	1,0	1,2	0,4	21 %

Conforme Morales (1986 apud VINATEA, 2004), quanto maior a temperatura, maior será a velocidade de crescimento dos animais cultivados, dentro da faixa restrita de tolerância térmica para cada espécie, sempre que todas as demais variáveis se conservarem ótimas. No entanto, num maior crescimento dos organismos, o consequente aumento da atividade fisiológica e metabólica implicará em maior consumo de oxigênio e incremento das necessidades nutritivas. A temperatura e o teor de oxigênio da água estão intimamente relacionados.

A forma mais simples de determinar a temperatura é por meio do uso de termômetros de álcool ou de mercúrio. Existem também os termômetros eletrônicos equipados com microprocessadores, os quais são deixados na água para que a temperatura seja registrada de hora em hora. Após o período programado, o termômetro é retirado da água e os dados acumulados descarregados em um computador. Este parâmetro é expresso em graus Celsius (oC).

## O metabolismo do fitoplâncton

O plâncton é composto por organismos animais (zooplâncton) e vegetais (fitoplâncton). Por hora serão destacados os aspectos metabólicos relacionados ao fitoplâncton, componente do plâncton geralmente presente em maior biomassa nos ecossistemas aquáticos. Exemplos de fitoplâncton são as algas verdes, as cianofíceas ou *blue-greens* e as diatomáceas, entre outras.

O crescimento da biomassa planctônica depende dos processos fotossintéticos do fitoplâncton. A fotossíntese é um processo de produção de material orgânico e ocorre na presença de gás carbônico, água e nutrientes orgânicos, pigmentos (clorofila) e radiação solar. A fotossíntese gera substratos e energia para os processos metabólicos vitais (crescimento e reprodução) do fitoplâncton. A liberação da energia contida nos compostos orgânicos é processada durante o metabolismo do fitoplâncton.

A fotossíntese é a fonte primária de energia, gerando material orgânico que serve como alimento básico da cadeia alimentar nos ecossistemas aquáticos. Através da fotossíntese, o fitoplâncton produz de 50 a 95% do oxigênio nos sistemas aquáticos. No entanto, o plâncton chega a consumir cerca de 50 a 80% do oxigênio dissolvido em processos respiratórios noturnos. Um equilíbrio entre fotossíntese e respiração é pré-requisito para a manutenção de uma constante composição química da água. Quando a fotossíntese supera a respiração por períodos prolongados pode ocorrer uma sobrecarga de material orgânico no sistema. Quando a respiração excede a fotossíntese, ocorrerá um balanço negativo nos níveis de oxigênio dissolvido no sistema.

## Morte súbita do fitoplâncton

Beneficiado pela presença de macro e micronutrientes (provenientes de adubações e da reciclagem dos resíduos orgânicos), o fitoplâncton se desenvolve rapidamente. Atingida uma biomassa crítica, o fitoplâncton entra em processo de senescência e morte (*die-offs*) parcial ou total. O *die-off* ou morte súbita do fitoplâncton torna-se uma fonte de resíduos orgânicos em sistemas aquáticos. Esses resíduos serão reciclados por processos biológicos à custa do consumo de oxigênio e simultânea geração de diversos metabólitos tóxicos aos peixes, como a amônia e o nitrito.

## Monitoramento da qualidade da água

### Perfil de qualidade da água de abastecimento

O piscicultor deve conhecer com exatidão o perfil da água de abastecimento dos tanques ou viveiros de sua propriedade. O perfil de qualidade de algumas fontes de água para a piscicultura foi apresentado anteriormente. Dentre os diversos parâmetros que devem ser conhecidos pode-se destacar: a) perfil anual de temperatura da fonte de água; b) valores de pH, alcalinidade e dureza; c) concentrações de gases dissolvidos, como o oxigênio e o gás carbônico; d) níveis de metabólitos tóxicos como a amônia e o nitrito.

## **Temperatura e oxigênio dissolvido**

Devem ser monitorados diariamente em cada viveiro ou tanque de produção. Níveis máximos e mínimos de oxigênio dissolvido normalmente ocorrem, respectivamente, ao final da tarde e ao amanhecer em viveiros de baixa renovação de água. Monitorar diariamente estes valores auxilia na prevenção da ocorrência de níveis críticos de oxigênio dissolvido, possibilitando, como alternativa, a utilização de aeração de emergência.

## **pH e amônia total**

Recomenda-se medições semanais do pH e amônia dos viveiros e tanques com altos níveis de arçamento. Em tanques e viveiros de larvicultura estes parâmetros devem ser medidos duas vezes por semana, sempre ao final da tarde, horário em que os valores de pH mais elevados potencializam a ação tóxica da amônia.

Medições adicionais dos valores de pH ao amanhecer são indicadas para verificar a eficiência do sistema tampão da água. Diferenças maiores do que duas unidades dos valores de pH ao amanhecer e ao final da tarde, indicam uma condição inadequada do sistema tampão ou uma excessiva proliferação de fitoplâncton. Valores de amônia não ionizada acima de 0,2mg/L são suficientes para induzir uma toxidez crônica, levando a diminuição do crescimento dos peixes e da tolerância dos peixes às doenças. Níveis de amônia entre 0,7 e 2,4mg/L podem ser letais para os peixes durante a exposição por curto período.

## **Alcalinidade e dureza total**

Devem ser monitorados mensalmente, principalmente em viveiros com excessiva infiltração, onde ocorre uma diluição dos efeitos da calagem, devido à necessidade de reposição de água. Valores de dureza e alcalinidade total acima de 30 mg CaCO<sub>3</sub>/L são adequados para garantir um bom funcionamento do sistema tampão da água.

## **Nitrito**

A concentração de nitrito na água deve ser monitorada em tanques e viveiros recebendo altos níveis de arçamento e que apresentem elevada concentração de amônia total e baixos níveis de oxigênio dissolvido, mesmo com o uso de aeração de emergência. Em água doce e em função da espécie, concentrações de nitrito de 0,7 a 200 mg/L podem causar massiva mortalidade de peixes. A exposição contínua a níveis subletais de nitrito (0,3 a 0,5mg/L) podem causar a redução do crescimento e na resistência dos peixes às doenças. Toxidez por nitrito pode ser identificada pela presença de metahemoglobina (composto formado pela combinação do nitrito com a hemoglobina), que confere uma coloração marrom ao sangue, o que pode ser observado examinando as brânquias dos peixes. A toxidez por nitrito pode ser aliviada com o aumento na concentração de íons cloretos (Cl<sup>-</sup>) na água.

## Correção da qualidade da água

As principais estratégias utilizadas para a correção dos parâmetros de qualidade da água para fins de piscicultura, baseadas na praticidade e viabilidade econômica, serão discutidas a seguir.

**Calagem:** Em tanques e viveiros de baixo fluxo de água, a calagem pode ser usada para a correção do pH e a melhoria do sistema tampão. Normalmente, águas com  $\text{pH} < 6,5$  e baixa alcalinidade e dureza total devem receber calagem. A calagem corrige os valores de pH, reforça o sistema tampão formado por bicarbonatos, carbonatos e íons  $\text{Ca}^{2+}$  e  $\text{Mg}^{2+}$ , e neutraliza a acidez de troca do solo do fundo dos viveiros. Águas com dureza e/ou alcalinidade total menores que 20 mg  $\text{CaCO}_3/\text{L}$  devem receber calagem.

**Materiais para calagem:** os mesmos materiais usados na calagem em solos agrícolas podem ser usados em sistemas aquáticos.

**Calcário agrícola:** Devido ao preço e a boa disponibilidade no mercado, o calcário agrícola é o material mais utilizado em calagem. Composto por  $\text{CaCO}_3$ ,  $\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$  ou uma mistura destes compostos, o calcário agrícola apresenta uma lenta reação na água (provocando uma suave elevação do pH), sendo bastante seguro para a aplicação em tanques e viveiros com peixes.

**Cal hidratada:** o hidróxido de cálcio e/ou magnésio -  $\text{CaMg}(\text{OH})_4$ , também conhecido como cal hidratada ou cal de construção, tem sido bastante utilizado na calagem de tanques e viveiros. Deve-se evitar a aplicação de doses elevadas deste material em viveiros com peixes devido à sua alta solubilidade e ao seu rápido efeito na elevação do pH da água. Normalmente a cal hidratada é utilizada na calagem do fundo dos tanques e viveiros, funcionando simultaneamente como medida profilática para a eliminação de parasitos, bactérias e peixes indesejáveis que ficam nas poças d'água após a drenagem. Em função da dose de cal hidratada aplicada, os valores do pH podem atingir níveis bastante elevados logo após o enchimento dos tanques e viveiros. Recomenda-se esperar 1 a 2 semanas até que os valores de pH retornem a níveis mais adequados para que os peixes possam ser estocados.

**Cal virgem:** Todos os cuidados mencionados com o uso da cal hidratada servem também para o uso da cal virgem. Adicionalmente, cal virgem ou óxido de cálcio e/ou magnésio ( $\text{CaMgO}_2$ ) tem ação cáustica, portanto, deve ser aplicada com muita cautela, evitando-se a inalação e o contato do produto com a pele, os olhos e a mucosa do aplicador.

**Dose de calcário:** A quantidade de calcário a ser aplicada depende do tipo de material, da sua pureza, do grau de moagem (textura) e da acidez a ser neutralizada. Recomenda-se as seguintes doses iniciais de calcário agrícola em função dos valores de pH de uma mistura de solo e água destilada na proporção de 1:1 (100g de solo em 100g de água). Esta dose inicial deve ser aplicada a lanço sobre o fundo do viveiro ainda

seco.

Uma a duas semanas após os tanques e viveiros terem sido enchidos confere-se a alcalinidade total da água. Se este valor ainda for menor que 30mg CaCO<sub>3</sub>/L aplica-se uma nova dose de calcário agrícola ao redor de 50 a 100 kg/1.000m<sup>2</sup> uniformemente sobre a superfície do viveiro. Se o produtor não dispuser de meios para medir o pH da mistura solo/água ou a alcalinidade total da água, recomenda-se aplicar 200 kg de calcário agrícola/1.000m<sup>2</sup> para desencargo de consciência. Relembrando, no uso da cal hidratada e cal virgem é prudente aguardar 1 a 2 semanas após o enchimento dos tanques para a estocagem dos peixes. Em tanques e viveiros já estocados as doses de cal hidratada e cal virgem a serem aplicadas não devem exceder 10 kg/1.000m<sup>2</sup>/dia.

**Aplicação de calcário:** Em viveiros drenados, o calcário pode ser aplicado à lanço, manual ou mecanicamente sobre toda a superfície do substrato dos viveiros. Em alguns casos, onde o substrato é bastante firme, pode-se usar uma grade de disco para incorporar parte do calcário nos primeiros 15 cm do substrato. Em viveiros com água e peixes, o uso do calcário agrícola é mais recomendado por ser mais seguro aos peixes. Cautela maior deve ser tomada quando do uso da cal hidratada ou da cal virgem, compostos que elevam o pH da água rapidamente.

Viveiros pequenos podem ser calcariados adequadamente da própria margem, espalhando-se o calcário por toda a superfície dos viveiros.

**Frequência de aplicação de calcário:** Viveiros em sistemas de água parada que receberam adequada calagem podem apresentar níveis satisfatórios de alcalinidade e dureza total por pelo menos 3 anos, em função da frequência de drenagem, do volume de água de chuva (*runoff*) passado através dos mesmos e das perdas via infiltração. A acidez gerada com a decomposição da matéria orgânica, com a nitrificação da amônia à nitrito e com o uso de fertilizantes de reação ácida pode contribuir para uma redução no efeito residual da calagem. O efeito da calagem não é perdido após uma drenagem total dos viveiros. No entanto, é recomendável uma aplicação de calcário de manutenção, ao redor de 25% da dose inicial, após cada ciclo de produção e drenagem dos viveiros, de forma a manterem adequados os níveis de dureza e a alcalinidade total da água e o pH do lodo.

## Redução da turbidez mineral

A aplicação de **gesso agrícola** (sulfato de cálcio) é prática eficiente e barata para reduzir a turbidez mineral causada por colóides de argila e silte em suspensão na água. Doses de 250 a 500g de gesso/m<sup>3</sup> de volume do viveiro são recomendadas para este fim. O gesso também pode ser utilizado para elevar os valores de dureza total sem alterar muito a alcalinidade total da água. Para se elevar a dureza total da água em 10 mg CaCO<sub>3</sub>/L é necessário a aplicação de 18 a 25 g de gesso/m<sup>3</sup>. A aplicação de gesso também reduz a concentração de ortofosfatos solúveis na água e, portanto, podem interferir na abundância do fitoplâncton.

**Redução do potencial tóxico da amônia e do nitrito:** Troca de água, quando possível, é a estratégia mais empregada para amenizar os problemas com a elevada concentração de amônia e/ou nitrito. Em locais onde a disponibilidade de água é restrita, outras técnicas podem ser utilizadas.

**Amônia:** A redução no pH da água reduz a concentração de amônia não ionizada (forma tóxica da amônia). Duas são as estratégias para reduzir o pH da água: 1) aplicação de ácidos inorgânicos (ácido clorídrico e ácido sulfúrico), técnica de efeito de curta duração; 2) técnicas de controle da população fitoplanctônica. As técnicas de controle do fitoplâncton apresentam efeito mais duradouro do que a aplicação de ácidos.

**Nitrito:** Problemas de toxidez dos peixes por nitrito podem ser aliviados com o aumento na concentração de íons cloreto na água, o que pode ser conseguido com a aplicação de sal (cloreto de sódio) nos tanques e viveiros. A quantidade de sal a ser aplicada deve ser suficiente para manter uma proporção de 6 mols de íons Cl<sup>-</sup> para cada mol de íon NO<sub>2</sub>. A concentração de íons Cl<sup>-</sup> já presente na água deve ser considerada no cálculo da dose de sal a ser aplicada, como segue:

$$\text{Dose de sal (g/m}^3\text{)} = [6 \times (\text{NO}_2\text{- mg/L.)} - (\text{Cl- na água mg/L.})] \div 0,6$$

Exemplo: se a concentração de nitrito na água for 0,8mg/L e a de íons cloreto originalmente na água for 0,1mg/L, a dose de sal a ser aplicada é de 7,8 g/m<sup>3</sup>. Considerando um viveiro com 5.000m<sup>2</sup> de espelho d'água e profundidade média de 1,2m, ou seja, um volume de água de 6.000m<sup>3</sup>, a quantidade total de sal que deve ser aplicada é 46,8kg.

## Origem e reciclagem dos resíduos orgânicos e metabólitos

Durante o processo de produção é inevitável o acúmulo de resíduos orgânicos e metabólitos nos tanques e viveiros em sistemas de água parada ou sistemas de renovação de água intermitente. Antes de apresentar com maiores detalhes as principais fontes de resíduos orgânicos e metabólitos em sistemas aquáticos, cabe uma melhor visualização do ambiente onde vive o peixe submetido às pressões de produção.

## Excreção dos peixes

Sob condições de cultivo intensivo (alta densidade de estocagem e alto nível de arraçoamento) o volume de fezes excretado diariamente pela população de peixes é uma das principais fontes de resíduos orgânicos em sistemas aquáticos.

A digestibilidade da matéria seca de rações de qualidade para peixes gira em torno de 70 a 75%. Isto significa que 25% a 30% do alimento fornecido é incorporado nos sistemas aquáticos como material fecal. O aumento na proporção de ingredientes de baixa digestibilidade (materiais com alto teor de fibra bruta

ou com granulometria grosseira) em rações para peixes pode elevar ainda mais o montante de fezes excretadas.

A decomposição e reciclagem do material orgânico fecal nos tanques e viveiros são feitas principalmente por ação microbiológica, à custa de um significativo consumo de oxigênio, resultando no acúmulo paralelo de metabólitos tóxicos aos peixes, como a amônia, o nitrito e o próprio gás carbônico.

A produção de amônia não é fruto exclusivo da decomposição e reciclagem de resíduos orgânicos. O próprio metabolismo proteico dos peixes tem como resíduo final a amônia. A amônia e o nitrito (um produto intermediário no processo bacteriano de oxidação da amônia a nitrato), são as principais substâncias icriotóxicas (tóxicas aos peixes) nos sistemas aquáticos.

A excreção de gás carbônico no processo respiratório dos peixes pode ser crítica em certos sistemas de produção. No entanto, em sistemas de água parada ou de renovação intermitente de água, a excreção de CO<sub>2</sub> é, na maioria das vezes, pequena quando comparada à excreção de CO<sub>2</sub> pelo plâncton. Altas concentrações de gás carbônico associadas a reduzidos níveis de oxigênio dissolvido na água podem causar asfixia e, até mesmo, massiva mortalidade dos peixes.

## **Sobras de alimentos e fertilizantes orgânicos.**

Minimizar as sobras de rações é de fundamental importância na manutenção adequada da qualidade da água nos sistemas de produção. As rações comerciais usadas em piscicultura são basicamente de dois tipos: a peletizada e a extrusada. Uma comparação entre estes tipos de rações ressalta na necessidade de se adotar um manejo muito mais complexo com o uso de ração peletizada, de modo a evitar uma precoce deterioração da qualidade da água nos tanques e viveiros. Estercos, resíduos vegetais, material compostado, entre outros tipos de materiais orgânicos, constituem importantes fontes de resíduos orgânicos em certos sistemas aquáticos. É prática comum em vários países a utilização de resíduos animais (suínos, bovinos, aves e até resíduos humanos) como alimento direto ou como fertilizante na produção de peixes. A ação microbiana sobre estes resíduos e sobras de rações resulta na produção de metabólitos tóxicos e liberação de nutrientes à custa do consumo de oxigênio.

Garantido o fornecimento de oxigênio, a produtividade do sistema será limitada pela concentração de amônia na água. É recomendável que a concentração de amônia não ionizada não exceda 0,05mg/L para peixes tropicais e 0,012mg/L para salmonídeos. Exposição dos peixes à concentrações de amônia acima destes limites pode resultar em reduzido crescimento e baixa eficiência alimentar. Águas com pH neutro ou ligeiramente ácido (6,0 a 7,0) permitem uma maior capacidade de suporte, visto que a concentração de amônia não ionizada aumenta com a elevação do pH.

## **Qualidade do alimento e qualidade da água**

Em piscicultura intensiva grande parte dos problemas de qualidade de água está relacionada com o uso de alimentos de má qualidade e estratégias de alimentação inadequadas. A incidência de doenças e parasitoses aumenta proporcionalmente à redução da qualidade nutricional dos alimentos e da qualidade

da água, e podem causar significativas perdas durante o cultivo. Boa qualidade de água e bom manejo nutricional garantem a saúde e o desempenho produtivo dos peixes. É errôneo o conceito de que um alimento barato sempre reduz o custo de produção e faz aumentar a receita líquida por área de cultivo. Alimentos de alta qualidade apresentam menor potencial poluente, possibilitando um acréscimo de produção por unidade de área muito superior ao aumento no custo de produção, o que resulta em incremento da receita líquida obtida por área de cultivo.

Neste ponto caberia uma comparação entre o potencial produtivo e o poluente dos diferentes tipos de alimentos usados em piscicultura. Quanto pior a qualidade nutricional e a estabilidade do alimento na água, maior é a carga poluente e menor é a produção de peixes.

## LISTA DE AUTORES DOS CAPÍTULOS

1. Hilton Amaral Junior Médico Veterinário com pós-doutorado em Aqüicultura.
2. Bruno Correia da Silva Engenheiro de Pesca com doutorado em Aqüicultura.
3. Natalia da Costa Marchiori Bióloga com doutorado em Aqüicultura.
4. Mauricio Laterça Martins Biólogo com pós-doutorado em patologia de peixes.
5. Paulo Fernando Warmling Engenheiro Agrônomo.
6. Silvano Garcia Biólogo com doutorado em Aqüicultura.
7. Nivan Rodrigues da Silva Médico Veterinário com especialização em sanidade animal.
8. Drusiani Jhenifer Lauer Rocha Médica Veterinária.
9. Luiz Ivan Martinhão Souto Médico Veterinário com doutorado em produção animal
10. Fernanda Liebl Oceanógrafa com mestrado em aqüicultura.

## BIBLIOGRAFIA CITADA

AMARAL-JUNIOR, H. Comunicação pessoal, 2014.

AMARAL, H. JR. O cultivo do Jundiá *Rhamdia quelen* em Santa Catarina. V Workshop sobre o cultivo do jundiá. Passo Fundo RS. 2012.

AMARAL, H. JR., ALMEIDA, D.R., SILVA, F. Q., e Garcia S. Performance of Jundiá (*Rhamdia quelen*), in different cultivation systems for the north coast zone of Santa Catarina, Brazil. Vol.IX. N 12. Pag 01 a 07. 2008.

AMARAL-JUNIOR, H. ; NUNES, M. F. S.; GARCIA, S. Análise de diferentes dosagens de hormônio na ração, para definição de um protocolo de feminilização do jundiá *Rhamdia quelen*. REDVET. Revista electrónica de Veterinaria, v. 9, n. 12, p. 1-7, 2008.

AMARAL, H.J.; GARCIA, S.; LIEBL, F.; ROCHA, D.J. Efeito do fitoterápico Biogermex, incorporado à ração na sobrevivência do jundiá *Rhamdia quelen*. In: Aquaciência 2012, Palmas - TO. Aquaciência 2012.

BALDISSEROTO, B.; NETO, J. R. **Criação de Jundiá**. Santa Maria: Editora UFSM, 2004. 232 p.

BALDISSEROTTO, B., BRANDÃO, D.A., RADÜNZ NETO, J. Jundiá: Universidade gaúcha gera tecnologia e dá apoio aos piscicultores. **Panorama da Aquicultura**, v. 10, n. 61, p. 48-50, 2000.

BARCELLOS, L.J.G.; KREUTZ, L.C.; RODRIGUES, L.B.; SANTOS, L.R.; MOTTA, A.C.; RITTER, F.; BEDIN, A.C.; SILVA, L.B. *Aeromonas hydrophila* em *Rhamdia quelen*: aspectos macro e microscópico das lesões e perfil de resistência a antimicrobianos. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 34, n. 3, p. 355-363, 2008.

BARD, J.J.; BOSCOLO, W.R.; MALUF, M.L.F.; FEIDEN, A.; REIDEL, A.; MAHL, I.; SIGNOR, A.A. Análise hematológica de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*) submetidos a dieta alimentar com diferentes níveis de inclusão de alho (*Allium sativum*). In: I Simpósio Nacional de Engenharia de Pesca & III Simpósio Paranaense de Engenharia de Pesca, 2006, Toledo - PR. Anais do I Simpósio Nacional de Engenharia de Pesca & III Simpósio Paranaense de Engenharia de Pesca, 2006.

BOEGER, W.A. *Lernea*: Biologia e prevenção. **Panorama da Aquicultura**, v. 9, n. 56, p. 32-37, 1999.

BOYD, C.E. 1990. **Water quality and pond soil analyses for aquaculture**. Auburn: Alabama Agricultural Experiment Station: Auburn University, 183p

BOIJINK, C.L. BRANDÃO, D.A. 2001 Alterações histológicas e comportamentais provocadas pela inoculação de suspensão bacteriana (*Aeromonas hydrophila*) em juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*). **Ciência Rural**, v. 31, n. 4, p. 687-694.

CANTON, R., WEINGARTNER, M., FRACALLOSSI, D. M.; ZANIBONI-FILHO. Influência da frequência alimentar no desempenho de juvenis de jundiá. *Revista Brasileira de Zootecnia*, v. 36, n. 4, p. 749-753, 2007.

CECHINEL, K.C.; AMARAL, H. J. ; GARCIA, S. ; MELLO, G. L. Optimizing production of monosex jundiá *Rhamdia quelen* using estrogen for feminization.. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 2010.

CEDAP/EPAGRI. Estatística da aquicultura de Santa Catarina. WWW.epagri.sc.gov.br. Florianopolis SC.2011

CHIPPARI-GOMES, A.R., GOMES, L.C., BALDISSEROTTO, B. **Lethal temperature for silver catfish, *Rhamdia quelen*, fingerlings**. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 9, p. 11-21, 1999.

COLE, B.A. BOYD C. E. (1986) Feeding Rate, Water Quality, and Channel Catfish Production in Ponds The

Progressive Fish-Culturist Volume 48. Issue 1, 1986

DIEMER, O., NEU, D. H., SARY, C., FINKLER, J. K., BOSCOLO, W. R., FEIDEN, A. *Artemia* sp. na alimentação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). *Ciência Animal Brasileira*, v. 13, n. 2, p. 175-179, 2012.

DIEMER, O., TABORDA, J., NEU, D. H., SARY, C., FEIDEN, A., BOSCOLO, W. R. Manejo alimentar na larvicultura do jundiá (*Rhamdia voulezi*). *Revista Brasileira de Agroecologia*, v. 4, n. 2, 2009.

EMBRAPA CLIMA TEMPERADO. **Arroz Irrigado: recomendações técnicas da pesquisa para o sul do Brasil**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado/IRGA/Epagri, 1999. 124p. (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 56).

EMBRAPA CLIMA TEMPERADO. **Cultivo do arroz irrigado no Brasil**, 2005. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Arroz/ArrozIrrigadoBrasil/cap09.htm#topo> > Acesso em: 20 outubro 2014.

EWING, M.S., BLACK, M.C., BLAZER, V.S., KOCAN, K.M. Plasma chloride and gill epithelial response of channel catfish to infection with *Ichthyophthirius multifiliis*. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 6, p. 187-196, 1994.

EWING, M.S. *Ichthyophthiriasis*. In: AMERICAN FISHERIES SOCIETY-FISH HEALTH SECTION BLUE BOOK: **Suggested procedures for the detection and identification of certain finfish and shellfish pathogens**, 2007 edition. AFS-FHS, Bethesda, Maryland. 2002.

ESQUIVEL, B.M. **Produção de Jundiá (*Rhamdia quelen*) em áreas de entorno do Parque Estadual da Serra do Tabuleiro em Paulo Lopes**. 2005. Tese (doutorado aquicultura) Universidade Federal de Santa Catarina Florianópolis, 2005

FERREIRA, A.A.; NUÑER, A.P.O.; ESQUIVEL, J.R. Influência do pH sobre ovos e larvas de jundiá, *Rhamdia quelen* (Osteichthyes, Siluriformes). **Acta Scientiarum**, v. 23, n. 2, p. 477-481, 2001.

FRACALOSSO, D. M.; CYRINO, J. E. P. Nutriaqua: nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira. Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática. Florianópolis, p. 241-254, 2013.

FREITAS, J. M. A., SARY, C., LUCHESI, J. D., FEIDEN, A., BOSCOLO, W. R. Proteína e energia na dieta de jundiás criados em tanques-rede1. *R. Bras. Zootec*, v. 40, n. 12, p. 2628-2633, 2011.

GABRIELLI, M.A.; ORSI, M.L. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) na região norte do estado do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 17, n. 2, p. 395-399, 2000.

GARCIA, L.O., BECKER, A.G., COPATTI, C.E., RADÜNZ NETO, J., BALDISSEROTTO, B. Salt in the food and water as a supportive therapy for *Ichthyophthirius multifiliis* infestation on silver catfish, *Rhamdia quelen*, fingerlings. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 38, p. 1-11, 2007.

GOMES, L. D. C., GOLOMBIESKI, J. I., GOMES, A. R. C., BALDISSEROTTO, B. Biology of *Rhamdia quelen* (Teleostei, Pemelodidae). *Ciência Rural*, v. 30, n. 1, p. 179-185, 2000.

GOMINHO-ROSA, Maria do Carmo. Carboidratos em dietas para o jundiá, *Rhamdia quelen* : desempenho, digestibilidade e metabolismo. Florianópolis, 2012. 112 p. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.

GOMINHO-ROSA, M., RODRIGUES, A. P. O., MATTIONI, B., DE FRANCISCO, A., MORAES, G., & FRACALOSSO, D. M. Comparison between the omnivorous jundiá catfish (*Rhamdia quelen*) and Nile tilapia (*Ore-*

*ochromis niloticus*) on the utilization of dietary starch sources: Digestibility, enzyme activity and starch microstructure. *Aquaculture*, 2014.

GRAEFF, Á., TOMAZELLI, A., PRUNER, E. N. Desenvolvimento corporal de jundiás (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas completas contendo diferentes níveis de energia na fase de engorda. In: CONGRESSO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA. 2006. p. 56-61.

GRAEFF, A., SEGALIN, C. A., PRUNER, E. N., JUNIOR, H. A. Produção de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*). Epagri, 2008.

GRAEFF, Á.; PRUNER, E. N. Variação percentual e frequência de alimento fornecido no desenvolvimento final de jundiás (*Rhamdia quelen*) na fase de recria. *Archivos Latinoamericanos de Produccion Animal*, v. 16, n. 4, p. 210-215, 2008.

GRAEFF, Á., SERAFIN, R. L. Uso de diferentes fontes e níveis de lipídios na alimentação de jundiás (*Rhamdia quelen*) na fase de recria. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, v. 11, p. 1-13, 2010.

GRAEFF, A. TOMAZELLI, A.; SERAFINI, R.L. influência de um policultivo de carpas (*cyprinideos*) e curimatá (*Prochilodus lineatus*) na espécie Jundiá (*Rhamdia quelen*). Anais do IV workshop sobre o jundiá. Camburiu SC. 2011.

HERNÁNDEZ, D. R., SANTINÓNI, S. S. J. J., DOMITROVICI, H. A. Fontes não-convencionais de proteína na primeira alimentação do bagre sul americano (*Rhamdia quelen*). *Ciência Rural*, v. 39, n. 3, p. 878-884, 2009.

HUET, M. 1973. **Tratado de piscicultura. Editorial mundi prensa. Madrid.** España. 725p

KUBITZA, F. 1998. **Qualidade da água na produção de peixes** CIP – USP Editora. Jundiá. 97p.

KUBITZA, F. 2008. **Qualidade da água no cultivo de camarões e peixes.** CIP-USP Editora, Jundiá, 228p.

LAZZARI, R., RADUNZ NETO, J., LIMA, R., PEDRON, F., LOSEKANN, M. Efeito da frequência de arraçamento e da troca do tamanho de partícula alimentar no desenvolvimento de pós-larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). *Current Agricultural Science and Technology*, v. 10, n. 2, 2012.

LAZZARI, R., RADUNZ NETO, J., LIMA, R., PEDRON, F., LOSEKANN, M., CORREIA, C., BOCHI, V. C. Diferentes fontes protéicas para a alimentação do jundiá (*Rhamdia quelen*). *Ciência Rural*, v. 36, n. 1, 2006.

LOPES, P. R., POUHEY, J. L., ENKE, D. B., MARTINS, C. R., TIMM, G. Desempenho de alevinos de jundiá *Rhamdia quelen* alimentados com diferentes níveis de energia na dieta. *Biodiversidade Pampeana*, v. 4, n. 1, 2006.

LOSEKANN, M. E., RADUNZ NETO, J., EMANUELLI, T., PEDRON, F. D. A., LAZZARI, R., BERGAMIN, G. T., SIMÕES, R. S. Alimentação do jundiá com dietas contendo óleos de arroz, canola ou soja. *Ciênc. rural*, v. 38, n. 1, p. 225-230, 2008.

LUQUE, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, 2004.

MALEKZEHI, M.H.; ESMAEILI, H.R.; ZAREIAN, H.; FARAHANI, Z.; PAZIRA, A. Incidence of *Lernaea* (Crustacea: Copepoda) parasitic in the Mashkid river basin, Southeast of Iran. **International Journal of Aquatic Biology**, v. 2, n. 1, p. 9-13.

MABILIA, R.G.; SOUZA, S.M.G.; OBERST, E.R. Efeito do banho de imersão de diflubenzuron no sêmen do jundiá *Rhamdia quelen* parasitado por *Lernaea cyprinacea*. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 3, p. 661-

666, 2008.

MARTINELLI, S.G.; NETO, J.R.; SILVA, L.P.; BERGAMIN, G.T.; MASCHIO, D.; FLORA, M.A.L.D.; NUNES, L.M.C.; POSSANI, G. Densidade de estocagem e frequência alimentar no cultivo de jundiá em tanques-re-de. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 48, n. 8, p. 871-877, 2013.

MARTINS, M.L. Cuidados básicos e alternativas no tratamento de enfermidades de peixes na aquicultura brasileira. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.A.P. (Eds.). **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Varela, 2004. p. 355-368.

MARTINS, M.L.; MARCHIORI, N.C.; GARCIA, P. Doenças parasitárias do jundiá. In: BARCELLOS, L.J.G.; FAGUNDES, M.; FERREIRA, D. (Eds.). **Workshop sobre jundiá: histórias e perspectivas**. Passo Fundo: Ed. Universidade de Passo Fundo, 2013. 266 p.

MHANGO, M.; MPUCHANE, S.F.; GASHE, B.A. Incidence of indicator organisms, opportunistic and pathogenic bacteria in fish. **African Journal of Food Agriculture Nutrition and Development**, v. 10, n. 10, p. 4202 - 4218, 2010.

MIRON, D.S. et al. Efficacy of different salt (NaCl) concentrations in the treatment of *Ichthyophthirius multifiliis* infected silver catfish, *Rhamdia quelen*, fingerlings. *Journal of Applied Aquaculture*, v. 14, n. 1/2, p. 155-161, 2003.

MIRON, D.S.; CRESTANI, M.; SHETTINGER, M.R.; MORSCH, V.M.; BALDISSEROTTO, B.; TIerno, M.A.; MORAES, G.; VIEIRA, V.L.P. Effects of the herbicides clomazone, quinclorac, metsulfuron methyl on acetylcholinesterase activity in the silver catfish (*Rhamdia quelen*) (*Heptapteridae*). **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 61, p. 398-403, 2005.

MOURINO, J. L. P. ; JATOBA, A. ; SILVA, B. C. ; VIEIRA, F. N. ; MARTINS, M. L. . Probióticos na Aquicultura. In: Ângela Teresa Silva-Souza, Maria de los Angeles P. Lizama e Ricardo Massato Takemoto. (Org.). *Patologia e Sanidade de Organismos Aquáticos*. 1ed.Maringá-PR: ABRAPOA, 2012, v. , p. 381-404.

MOURINO, J. L. P. ; SILVA, B. C. ; VIEIRA, F. N. ; JESUS, G. F. A. ; BOLIVAR, N. C. . Probióticos na Aquicultura. *Panorama da Aquicultura*, p. 1 - 5, 01 fev. 2012.

NETO, J.R.; BORBA, M.R. Exigências nutricionais e alimentação do jundiá. In:

NOLDIN, J.A.; HERMES, L.C.; FAY, E.F.; EBERHARDT, D.S.; ROSSI, M.A. Persistência do herbicida Clomazone no solo e na água quando aplicado na cultura do arroz irrigado, sistema pré-germinado. **Planta Daninha**, v. 19, n. 3, p. 401-408, 2001.

OBA, E.T.; MARIANO, W.S.; SANTOS, L.R.B. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). **Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo**, p. 227-247, 2009.

OLIVEIRA FILHO, P. R. C., FRACALLOSSI, D. M. Coeficientes de digestibilidade aparente de ingredientes para juvenis de jundiá. *R. Bras. Zootec.*, v. 35, n. 4, 2006.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998. 211 p.

PIAIA, R., TOWNSEND, C.R., BALDISSEROTTO, B., Growth and survival of fingerlings of *Rhamdia quelen* exposed to different light regimes. **Aquaculture International**, v. 7, p. 201-205, 1999.

PIAIA, R., NETO, J. R. Avaliação de diferentes fontes protéicas sobre o desempenho inicial de larvas do jundiá *Rhamdia quelen*. *Ciência Rural*, v. 27, n. 2, 1997.

POLI, M.A. **Desempenho produtivo de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) em sistema de cultivo com bio-flocos**. Florianópolis: Universidade Federal de Santa Catarina. 49 p. Dissertação de Mestrado em Aquicultura, 2013.

POUEY, J.L.O.F.; PIEDRAS, S.R.N.; ROCHA, C.B.; TAVARES, R.A.; SANTOS, J.D.M.; BRITTO, A.C.P. Desempenho produtivo de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*) submetidos a diferentes densidades de estocagem. **Ars Veterinária**, v. 27, n. 4, p. 241-245.

RADÜNZ, J. F. B. M. J., DA SILVA, N. J. H. S., TROMBETTA, C. G. Desenvolvimento e composição corporal de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentados com dietas contendo diferentes fontes de lipídios. **Ciência Rural**, v. 32, n. 2, 2002.

RADÜNZ, J. E. G. P. J., LAZZARI, N. C. A. V. R., DE ARAÚJO, G. T. B. F., SUTILI, P. S. R. F. J. Alimentação de fêmeas de jundiá com fontes lipídicas e sua relação com o desenvolvimento embrionário e larval. **Ciência rural**, v. 38, n. 7, p. 2011-2017, 2008.

RANZANI-PAIVA, M.J.T. Fungos parasitos de peixes. **O Biológico**, v. 59, n.1, p. 57-59, 1997.

REIDEL, A., ROMAGOSA, E., FEIDEN, A., BOSCOLO, W. R., COLDEBELLA, A., SIGNOR, A. A. Rendimento corporal e composição química de jundiás alimentados com diferentes níveis de proteína e energia na dieta, criados em tanques-rede. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n. 2, p. 233-240, 2010.

SIGNOR, A., SIGNOR, A. A., FEIDEN, A., BOSCOLO, W. R. Exigência de proteína bruta para alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen*). **Varia Scientia**, v. 4, n. 1, p. 79-89, 2004.

SILVA, Bruno Corrêa da. Sais orgânicos como aditivos alimentares para camarão marinho *Litopenaeus vannamei*. 2014. 150 p. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Florianópolis, 2014.

STEEVY, S. W LLOYD, C. S TUCKER; (1988) **Comparison of three solvent systems for extraction of chlorophyll a from fish pond phytoplankton communities**. **J. World Aquacult. Soc.**, 19, pp. 36-40.

TROMBETTA, C. G., NETO, R. J., LAZZARI, R. Suplementação vitamínica no desenvolvimento de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). **Ciênc Agrotec**, v. 30, p. 1224-1229, 2006.

VARGAS, R.J.; SOUZA, S.M.G.; MABILIA, R.G.; CARLET, F.; BAGGIO, S.R. Resposta fisiológica à infestação experimental com *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet, 1876) em alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen* Quoy e Gaimard, 1824) previamente alimentados com diferentes fontes lipídicas. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 81-86, 2008.

VENTURA, M.T.; PAPERNA, I. Histopathology of *Ichthyophthirius multifiliis* infections in fishes. **Journal of Fish Biology**, v. 27, p. 185-203, 1985.

VINATEA, L.A. 2004. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões**. 2 Ed., Ed. da UFSC, Florianópolis, 231p

ZANIBONI-FILHO, E. Piscicultura das espécies nativas de água doce. In: POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDRE-ATTA, E.R.; BELTRAME, E. (Eds) **Aquicultura: Experiências brasileiras**. 1. ed., Santa Catarina: Multitarefa, 2004.



## **Assim cultivamos o jundiá *Rhamdia quelen* no estado de Santa Catarina**

A consolidação do sistema de cultivo do jundiá, que também tolera as altas temperaturas, certamente servirá para o aumento da renda dos piscicultores da região Sul e auxiliará na permanência do agricultor na zona rural.

A tecnologia gerada, para o sistema de cultivo do jundiá, poderá ser aplicada em toda Região Sul e Sudeste, sem prejuízo ao meio ambiente em relação à biodiversidade pois ela é nativa da região.

É intenção da "REDE JUNDIÁ", a definição conjunta de linhas de pesquisa, escolha de áreas temáticas prioritárias a serem investigadas e ações em prol da consolidação do uso da espécie como opção de cultivo comercial.

