

Manejo e sanidade de peixes em cultivo

Marcos Tavares-Dias
Organizador

Embrapa Amapá
Macapá
2009

Exemplares desta publicação podem adquiridos na:
Embrapa Amapá. Rodovia Juscelino Kubitschek, km 5,
Nº 2600, CEP: 68903-419 - Macapá, Amapá, Brasil.
Fone/Fax: (96)xx4009-9501.
sac@cpafap.embrapa.br
www.cpafap.embrapa.br

Organização Editorial: Marcos Tavares-Dias

Revisão Gramatical: Elisabete da Silva Ramos

Ficha Catalográfica e Normalização: Andréa Liliane
Pereira da Silva

Capa e Diagramação Eletrônica: Márcio Wendel de
Lima Néri

Multimídia CD: Ricardo Santos Costa

1ª Edição (2009) – Tiragem de 1.000 exemplares

© Todos os direitos reservados para Embrapa Amapá

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
(CIP)**

(Biblioteca da Embrapa Amapá, Macapá, AP, Brasil)

Manejo e sanidade de peixes em cultivo [recurso
eletrônico] / Marcos Tavares-Dias, Organizador.
Macapá: Embrapa Amapá, 2009.
1 CD-ROM.

Sistema requerido: Adobe Acrobat Reader.

1. Aquicultura 2. Manejo 3. Cultivo 4. Sanidade.
I. Tavares-Dias, Marcos, *org.*

CDD 21 ed. 639

ISBN: 978-85-61366-01-8

Depósito legal na Biblioteca Nacional

Publicado no Brasil/Publicated in Brazil



Embrapa
Amapá

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



BRASIL
UM PAÍS DE TODOS
GOVERNO FEDERAL

Listas de autores

Adriano Teixeira de Oliveira

Universidade Federal do Amazonas (UFAM). Avenida Rodrigo Octavio Jordão Ramos, 3000, Coroado, 69700-000 - Manaus, AM, Brasil.

ateixeira@ufam.edu.br

Alexandre Nizio Maria

Embrapa Tabuleiros Costeiros. Avenida Beira Mar, 3250, 49025-040 - Aracaju, Sergipe, Brasil.

niziomaria@gmail.com

Ana Lúcia Silva Gomes

Centro Universitário Nilton Lins, Laboratório de Zoologia Aplicada. Avenida Professor Nilton Lins, 3259. Parque das Laranjeiras, 69058-040 - Manaus, Amazonas, Brasil.

anapaima@yahoo.com.br

Angela Maria Bezerra Varella

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.

avarella@pq.cnpq.br

Araceli Hackbarth

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução. Rodovia Washington Luiz Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.

arinahack@yahoo.com.br

Barbarella de Matos Macchi

Universidade Federal do Pará, Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Neuroquímica Molecular e Celular. Avenida Augusto Corrêa s/n, Bairro Guamá, 66075-110 - Belém, Pará, Brasil.

bmmacchi@yahoo.com

Bernardo Baldisserotto

Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Departamento de Fisiologia e Farmacologia. 97105-900 - Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brasil.

bernardo@smail.ufsm.br

Bruno Adan Sagratzki Caverio

Universidade Federal do Amazonas, Faculdade de Ciências Agrárias, Departamento de Ciências Pesqueiras. Avenida Rodrigo Otavio Jordão Ramos, 3000, Coroado I, 69700-000 - Manaus, Amazonas, Brasil.

basc@ufam.edu.br

Carlos P. Dopazo

Universidad de Santiago de Compostela, Instituto de Acuicultura, Departamento de Microbiología - Espanha.

carlos.pereira@usc.es

Carolina Flores-Quintana

Facultad de Ciencias Veterinarias, Instituto de Ictiología. Sargento Cabral, 2139, Caixa Postal: 3400 - Corrientes, Argentina.

carolina@vet.unne.edu.ar



Embrapa

Amapá

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Cesar Santos

Embrapa Amapá. Rodovia Juscelino Kubitschek, km 5, N° 2600, Universidade, 68903-419 - Macapá, Amapá, Brasil.
cesar@cpafap.embrapa.br

Cleujosi da Silva Nunes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução. Rodovia Washington Luiz, Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.
cleujosi@yahoo.com.br

Cleusa Suzana Oliveira Araújo

Centro Universitário Nilton Lins, Laboratório de Zoologia Aplicada. Avenida Professor Nilton Lins, 3259, Parque das Laranjeiras, 69058-040 - Manaus, Amazonas, Brasil.
suzana.araujo@pq.cnpq.br

Edsandra Campos Chagas

Embrapa Amazônia Ocidental. Caixa Postal: 319, 69011-970 - Manaus, Amazonas, Brasil.
edsandra.chagas@cpaa.embrapa.br

Eduardo Akifumi Ono

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Coordenação de Pesquisas em Aquicultura (CPAQ). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.
onoedu@yahoo.com

Eduardo Makoto Onaka

Instituto de Pesca-APTA-SAA. Caixa Postal: 1052, 15025-970 - São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil.
onakaem@pesca.sp.gov.br

Elenice Martins Brasil

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Coordenação de Pesquisas em Aquicultura (CPAQ). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.
nicebrasil@hotmail.com

Eliane Tie Oba

Embrapa Amapá. Rodovia Juscelino Kubitschek, km 5, N° 2600, Universidade, 68903-419 - Macapá, Amapá, Brasil.
eliane@cpafap.embrapa.br

Elizabeth Gusmão Affonso

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Coordenação de Pesquisas em Aquicultura (CPAQ). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.
pgusmao@inpa.gov.br

Fabiana Cavichiolo

Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Faculdade de Ciências Agrárias. Rodovia Dourados-Itaum, km 12, Caixa Postal: 533, 79804-970 - Dourados, Mato Grosso do Sul.
fbcavica@hotmail.com

Fabiana Pilarski

Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.
fabianap@caunesp.unesp.br



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Fabiana Satake

Centro Universitário da Grande Dourados, Curso de Medicina Veterinária. Rua Balbina Matos, 2121, Jardim Universitário, 79824-900, Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.
fabsatake@yahoo.com.br

Fabio de Jesus Castro

Instituto Tocantinense Presidente Antônio Carlos (ITPAC), Faculdade de Ciências Humanas, Econômicas e da Saúde de Araguaína (FAHESA). Avenida Filadélfia, 568, Setor Oeste, 77816-540 - Araguaína, Tocantins, Brasil.
fabiuscastrus@yahoo.com.br

Fernando Fabrizzi

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução. Rodovia Washington Luiz, Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.
ferfabrizzi@hotmail.com

Flávia Pinheiro de Barros

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Coordenação de Pesquisas em Aquicultura (CPAQ). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.

Flávio Ruas de Moraes

Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV-Unesp), Departamento de Patologia Veterinária e Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.
fruas@fcav.unesp.br

Gabriela Tomas Jerônimo

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Aquicultura. Rodovia Admar Gonzaga, 1346, 88040-00 - Florianópolis, Santa Catarina, Brasil.
gabriela@cca.ufsc.br

Gilberto Moraes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução. Rodovia Washington Luiz, Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.
gil@ufscar.br

Gustavo A. Arbeláez-Rojas

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Genética e Evolução. Rodovia Washington Luiz, Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.
matamba2@yahoo.com.br

Gustavo Viozzi

Centro Regional Universitario Bariloche (CRUB), Laboratorio de Parasitología (LAPAR), INIBIOMA (Universidad Nacional del Comahue (CONICET). Quintral 1250 (8400) - Bariloche, Argentina.
gviozzi@crub.uncoma.edu.ar

Haluko Massago

Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.
hmassago@yahoo.com.br



Embrapa

Amapá

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Hymerson Costa Azevedo

Embrapa Tabuleiros Costeiros. Avenida Beira Mar, 3250, 49025-040 - Aracaju, Sergipe, Brasil.
hymerson@cpatc.embrapa.br

Isabel Bandín

Universidad de Santiago de Compostela, Instituto de Acuicultura, Departamento de Microbiología - Espanha.
isabel.bandin@usc.es

Jefferson Raphael Gonzaga de Lemos

Universidade Federal do Amazonas (UFAM). Avenida Rodrigo Octavio Jordão Ramos, 3000, Coroado, 69700-000 - Manaus, AM, Brasil.
jefraphael@yahoo.com.br

José Celso de Oliveira Malta

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.
jcmalta@inpa.gov.br

José Luiz Martins do Nascimento

Universidade Federal do Pará (UFPA), Laboratório de Neuroquímica, Departamento de Fisiologia, Instituto de Ciências Biológicas. Avenida Augusto Corrêa S/N, Bairro Guamá, 66075-110 - Belém, Pará, Brasil.
jlmn@ufpa.br

Julieta Rodini Engracia de Moraes

Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV-Unesp), Departamento de Patologia Veterinária e Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.
julietamoraes@gmail.com

Laila Romagueira Bichara dos Santos

Universidade de São Paulo, ICB-I. Avenida Professor Lineu Prestes, 1524, Cidade Universitária, 05508-900 - São Paulo, São Paulo, Brasil.
lailarbs@icb.usp.br

Lauro Vargas

Universidade Estadual de Maringá (UEM), Departamento de Zootecnia. Avenida Colombo, 5790, Bloco J 45, Sala 23, 87.020-900 - Maringá, Paraná, Brasil.
lvargas@uem.br

Lenise Vargas Flores da Silva

Universidade Federal do Pará, Faculdade de Ciências Biológicas, Campus de Santarém. Rua Marechal Rondon, s/n, Bairro Caranazal, 68070-040 - Santarém, Pará, Brasil.
lenisesilva@ufpa.br

Liliana Semenas

Centro Regional Universitario Bariloche (CRUB), Laboratorio de Parasitología (LAPAR), INIBIOMA (Universidad Nacional del Comahue (CONICET). Quintral 1250 (8400) - Bariloche, Argentina.
lsemenas@crub.uncoma.edu.ar



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento





Embrapa

Amapá

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Márcia Mayumi Ishikawa

Embrapa Agropecuária Oeste, Laboratório de Piscicultura. BR 163, km 253, Caixa Postal: 661, 79804-970 - Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.

marcia@cpao.embrapa.br

Marcos Tavares-Dias

Embrapa Amapá. Rodovia Juscelino Kubitschek, km 5, N° 2600, Universidade, 68903-419 - Macapá, Amapá, Brasil.

marcostavares@cpafap.embrapa.br

Maria Anete Leite Rubim

Universidade Federal do Amazonas, Faculdade de Ciências Agrárias, Departamento de Ciências Pesqueiras. Avenida Rodrigo Otavio Jordão Ramos, 3000, Coroado I, 69700-000 – Manaus, Amazonas, Brasil.

aneterubim@ufam.edu.br

Maria Lucia da Silva Ribeiro

Universidade Federal do Pará (UFPA), Faculdade de Farmácia, Instituto de Ciências da Saúde. Avenida Augusto Corrêa s/n, Bairro Guamá, 66075-110 e Universidade da Amazônia (UNAMA). Avenida Alcindo Cacela, 287, Umarizal, 66060-902 - Belém, Pará, Brasil.

maluisa.ribeiro@hotmail.com

Marisa Narciso Fernandes

Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Departamento de Ciências Fisiológicas, Laboratório de Morfologia Funcional. Rodovia Washington Luiz, Km 235, 13565-905 - São Carlos, São Paulo, Brasil.

dmnf@power.ufscar.br

Maurício Laterça Martins

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Aquicultura. Rodovia Admar Gonzaga, 1346, 88040-00 - Florianópolis, Santa Catarina, Brasil.

mlaterca@cca.ufsc.br

Mónica Pérez Gianceselli

Instituto de Ictiología. Facultad de Ciencias Veterinarias. Sargento Cabral, 2139, Caixa Postal: 3400 – Corrientes, Argentina.

mopeg19@vet.unne.edu.ar

Paulo César Falanghe Carneiro

Embrapa Tabuleiros Costeiros. Avenida Beira Mar, 3250, 49025-040 - Aracaju, Sergipe, Brasil.

paulo@cpatc.embrapa.br

Renato Augusto DaMatta

Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF), Centro de Biociências e Biotecnologia, Laboratório de Biologia Celular e Tecidual. Avenida Alberto Lamego 2000, Parque Califórnia, 28013-602 - Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, Brasil.

renato@uenf.br

Ricardo Pereira Ribeiro

Universidade Estadual de Maringá (UEM), Departamento de Zootecnia. Avenida Colombo, 5790, Bloco J 45, Sala 23, 87.020-900 – Maringá, Paraná, Brasil.

rribeiro@uem.br

Róberson Sakabe

Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.

rsakabe@yahoo.com.br

Rubén Daniel Tanzola

Universidad Nacional del Sur, Laboratorio de Patología de Organismos Acuáticos (POA). San Juan 670 (8000) - Bahía Blanca, Argentina.

rtanzola@uns.edu.ar

Sandro Loris Aquino-Pereira

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA). Avenida André Araújo, 2936, Aleixo, 69060-001 - Manaus, Amazonas, Brasil.

sloris@inpa.gov.br

Sanny Maria Sampaio Andrade

Centro Universitário Nilton Lins, Laboratório de Zoologia Aplicada. Avenida Professor Nilton Lins, 3259, Parque das Laranjeiras, 69058-040 - Manaus, Amazonas, Brasil.

sanny@interlins.com.br

Santiago Benites de Pádua

Faculdade Anhanguera de Dourados. Rua Manoel Santiago, 1775 - Vila São Luis, 79925-150 - Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.

santiago_psb@hotmail.com

Sérgio Henrique Canello Schalch

Pólo Regional do Noroeste Paulista - APTA-SAA, Caixa Postal: 61, 15500-000 - Votuporanga, São Paulo, Brasil.

sschalch@apta.sp.gov.br

Tecia Maria Ulisses de Carvalho

Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), Instituto de Biofísica Carlos Chagas Filho, Laboratório de Ultraestrutura Celular Hertha Meyer. Ilha do Fundão. 21941-590 - Rio de Janeiro, Brasil.

tecia@biof.ufrj.br

Thiago El Hadi Perez Fabregat

Centro de Aquicultura da Unesp (Caunesp). Via Professor Paulo Donato Castellane, km 05, 14884-900 - Jaboticabal, São Paulo, Brasil.

thiagofabregat@hotmail.com

Thiago Marinho Pereira

Universidade Federal do Amazonas, Faculdade de Ciências Agrárias, Departamento de Ciências Pesqueiras. Avenida Rodrigo Otávio Jordão Ramos, 3000, Coroado I, 69700-000 - Manaus, Amazonas, Brasil.

marinho_thiago@hotmail.com

Wagner dos Santos Mariano

Faculdades Anhanguera. Rua Manoel Santiago, 1775, Vila São Luiz, 79825-150 - Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.

wagnermariano14@hotmail.com

Wanessa Ribeiro Cruz

Universidade Federal do Amazonas (UFAM). Avenida Rodrigo Octavio Jordão Ramos, 3000 - Manaus, Amazonas, Brasil.

wanessarc@hotmail.com



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Sumário

Lista de autores.....	3
Apresentação.....	12
<i>Marcos Tavares-Dias</i>	
1. Aquicultura e pesca: a mudança do modelo exploratório.....	13
<i>Cesar Santos</i>	
2. Criação comercial do tambaqui <i>Colossoma macropomum</i> Cuvier, (1818).....	33
<i>Bruno Adan Sagratzki Caverio, Maria Anete Leite Rubim & Thiago Marinho Pereira</i>	
3. Criopreservação de sêmen de peixes no contexto do agronegócio da piscicultura.....	47
<i>Alexandre Nizio Maria, Hymerson Costa Azevedo & Paulo César Falanghe Carneiro</i>	
4. Incubação e desenvolvimento de peixes aplicados à piscicultura: necessidades e cuidados.....	64
<i>Lenise Vargas Flores da Silva, Marisa Narciso Fernandes & Bernardo Baldisserotto</i>	
5. Dieta: ferramenta importante para manejo dos peixes no cultivo.....	89
<i>Laila Romagueira Bichara dos Santos & Eliane Tie Oba</i>	
6. Homeopatia populacional em tilápias do Nilo <i>Oreochromis niloticus</i> ...106	
<i>Lauro Vargas & Ricardo Pereira Ribeiro</i>	
7. Suplementos na dieta para manutenção da saúde de peixes.....	132
<i>Edsandra Campos Chagas, Fabiana Pilarski, Róberson Sakabe, Haluko Massago & Thiago El Hadi Perez Fabregat</i>	
8. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável.....	226
<i>Eliane Tie Oba, Wagner dos Santos Mariano & Laila Romagueira Bichara dos Santos</i>	
9. Anestésicos usados para minimizar strés en peces en la piscicultura.....	248
<i>Mónica Pérez-Gianeselli & Carolina Flores-Quintana</i>	

10. Adaptações bioquímicas à natação sustentada em peixes com alto potencial para piscicultura.....269
Gilberto Moraes, Araceli Hackbarth, Gustavo A. Arbeláez-Rojas, Fernando Fabrizzi & Cleujosí da Silva Nunes

11. Adaptação funcional do peixe pulmonado *Lepidosiren paradoxa*.....294
José Luiz Martins do Nascimento, Maria Lúcia da Silva Ribeiro, Barbarella de Matos Macchi, Tecia Maria Ulisses de Carvalho & Renato Augusto DaMatta

12. Caracterização morfológica e funcional de leucócitos de peixes.....314
Renato Augusto DaMatta, Maria Lucia da Silva Ribeiro, Tecia Maria Ulisses de Carvalho & José Luiz Martins do Nascimento

13. Distúrbios morfológicos em células sanguíneas de peixes em cultivo: uma ferramenta prognóstica.....330
Fabiana Satake, Santiago Benites de Pádua & Márcia Mayumi Ishikawa

14. Indicadores fisiológicos de estresse em peixes expostos ao peróxido de hidrogênio (H₂O₂).....346
Elizabeth Gusmão Affonso, Flávia Pinheiro de Barros, Elenice Martins Brasil, Marcos Tavares-Dias & Eduardo Akifumi Ono

15. Efeitos da infestação por parasitos argulídeos na fisiologia e mecanismos de defesa inata em peixes cultivados.....361
Fabio de Jesus Castro & Marisa Narciso Fernandes

16. Infecções parasitárias e parâmetros sanguíneos em *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimidae) cultivados no estado do Amazonas, Brasil.....389
Cleusa Suzana Oliveira de Araújo, Marcos Tavares-Dias, Ana Lúcia Silva Gomes, Sanny Maria Sampaio Andrade, Jefferson Raphael Gonzaga de Lemos, Adriano Teixeira de Oliveira, Wanessa Ribeiro Cruz & Elizabeth Gusmão Affonso

17. Parasitos do matrinxã *Brycon amazonicus* Spix & Agassiz, 1829 (Characidae: Bryconinae) na Amazônia central.....425
José Celso de Oliveira Malta, Sanny Maria Sampaio Andrade, Sandro Loris Aquino-Pereira, Marcos Tavares-Dias & Angela Maria Bezerra Varela

18. Manejo y estado actual del conocimiento de los parásitos de peces cultivados en Argentina.....438
Rubén Daniel Tanzola, Liliana Semenas & Gustavo Viozzi

19. Metazoan and protozoan parasites of freshwater ornamental fish from Brazil.....469
Marcos Tavares-Dias, Jefferson Raphael Gonzaga Lemos, Maurício Laterça Martins & Gabriela Tomas Jerônimo

20. Patologia viral de pezes.....	495
<i>Carlos Pereira Dopazo & Isabel Bandín</i>	
21. Principais parasitoses em peixes de água doce no Brasil.....	536
<i>Eduardo Makoto Onaka</i>	
22. Principais métodos terapêuticos para peixes em cultivo.....	575
<i>Sérgio Henrique Canello Schalch, Marcos Tavares-Dias & Eduardo Makoto Onaka</i>	
23. Histologia: ferramenta relevante para estudos em peixes cultivados.....	602
<i>Fabiana Cavichiolo</i>	
24. Nutracêuticos na inflamação e cicatrização de peixes de interesse zootécnico.....	625
<i>Flávio Ruas de Moraes & Julieta Rodini Engracia de Moraes</i>	

Apresentação

As instituições e cientistas que se dedicam às pesquisas envolvendo a aquicultura, atividade que é multidisciplinar, especialmente a piscicultura, devem promover iniciativas para maximizar esforços de publicação de estudos que abordam o manejo e a sanidade de peixes, como forma de inserção em uma ordem mundial que prima pelo uso coletivo de novos meios de propagação do conhecimento científico.

A motivação para a Embrapa Amapá colocar em prática este conceito surgiu durante as discussões em torno da preparação do "I Seminário de Aquicultura do estado do Amapá: Boas Práticas de Manejo para a Saúde de Peixes", de uma sequência anual de três eventos planejados para ocorrer em Macapá (AP, Brasil). O primeiro, programado para 9 e 10 de junho de 2009, reuniu diversos pesquisadores da Embrapa e de outras instituições de pesquisa da Amazônia, bem como de outras regiões do Brasil, além de gestores públicos federal e estadual, todos especialistas em questões relacionadas diretamente ao tema central do evento, muitos deles focados no manejo e sanidade de peixes.

Durante o planejamento deste I Seminário de Aquicultura, percebeu-se a necessidade de formatar um produto com informações atualizadas e sistematizadas sobre os diversos temas a serem abordados durante o evento. Optou-se então por organizar temas relativos às práticas de manejo relevantes para a manutenção da saúde de peixes em cativeiro, na forma de um livro eletrônico. Assim, foi solicitado a diversos pesquisadores contribuições sobre alimentação, produção, reprodução, fisiologia, parasitologia, patologia, e outros, na forma de capítulos para o livro "Manejo e Saúde de Peixes em Cultivo".

Os autores desta obra são, portanto, 62 pesquisadores de diversas instituições públicas e privadas do Brasil e do exterior (Espanha e Argentina), os quais forneceram na forma de capítulos inéditos, parte de suas experiências práticas e experimentais voltadas para a aquicultura. Além dessa contribuição, alguns pesquisadores também participaram do seminário como palestrantes e/ou moderadores dos debates programados sobre piscicultura.

O livro "Manejo e Saúde de Peixes em Cultivo", está constituído por 24 capítulos e aborda informações relevantes para a produção de peixes, direcionadas não apenas aos atores diretamente envolvidos na cadeia produtiva de peixes, mas também aos estudantes de graduação e pós-graduação que pretendem direcionar suas atividades profissionais para a aquicultura, principalmente a piscicultura.

Marcos Tavares-Dias
Embrapa Amapá (Macapá/AP)



Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Secretaria Especial
de Aquicultura e Pesca



Capítulo 1

Aquicultura e pesca: a mudança do modelo exploratório

Cesar Santos

Resumo

A pesca é uma das atividades mais antigas da história humana. Sua arte tem sido praticada desde os tempos pré-históricos. Embora não tão antiga quanto a pesca, a aquicultura também é uma arte milenar, os registros apontam essa prática com surgimento entre 4 a 5 mil anos atrás. A pesca e a aquicultura tem relevante papel social, seja de maneira direta ou indireta, pois ambas são meios de subsistência fundamentais de diversas comunidades no mundo todo. Atualmente, com a sobreexploração de diversos estoques pesqueiros e o aumento da população mundial, a demanda por alimentos tornou-se ainda maior. Nesse contexto, a aquicultura surge como o sistema produtivo que poderá repor as perdas da atividade pesqueira, garantido assim a seguridade alimentar do planeta.

Abstract

Fishing is one of the oldest activities of human history. Since prehistoric times its art has been practiced. Although not as old as fishing, the aquaculture is also an ancient art, because the reports indicate this practice beginning there is 4 to 5 thousand years ago. As much fishing as aquaculture have important social role, either directly or indirectly, plays role in the livelihoods of many communities worldwide. Currently, due to overexploitation of many fish stocks, as well as increasing world population, the demand for food has also become greater. In this context, the aquaculture has emerged as the production system that will replace the loss of fishing activity, ensuring the food security of the planet.

Introdução

Há um debate no mundo científico, sobre se o homem foi primeiro caçador e depois pescador ou vice versa. O fato, deixando de lado o debate, é que a pesca é uma das atividades mais antigas da história humana. Sua arte tem sido praticada desde os tempos pré-históricos; sendo que, a primeira evidência arqueológica da pesca, elaborados arpões entalhados, foram encontrados em sítios datando de 80.000 anos atrás, não muito depois do surgimento do *Homo sapiens* (Pauly, 2002). Ela existe desde que o homem em sua busca por recursos alimentares, para suprir uma demanda cada vez maior de proteína, começou a diversificar seus hábitos alimentares.

Em seu estágio inicial a humanidade foi dominada pela natureza. Entre 50 e 40 mil anos atrás, caçadores e coletores apresentavam técnicas rudimentares, tendo o nomadismo sem acumulação de bens como principal modo de vida. A organização, tanto das pequenas comunidades como do tempo era primitiva. Com o surgimento da agricultura (10 mil anos atrás), há o domínio das técnicas por todos os membros da comunidade. O modo de vida torna-se sedentário, havendo o aparecimento de regras, chefias, com organização política e temporal, marcada por períodos de plantio e colheita (Krüger, 2001). Neste contexto, o esboço da atividade pesqueira tal como a conhecemos hoje, já poderia ser vislumbrada; com a prática da pesca fazendo parte do cotidiano das comunidades que habitavam as margens de rios, lagos e mares.

De 10 mil atrás aos dias atuais, muita mudou e evoluiu na arte da pesca, uma dessas evoluções é certamente a aquicultura. Pode-se dizer que com a consolidação da pesca, houve então o surgimento da aquicultura. Isso também, graças ao gênio inventivo e a tenacidade humana. Embora não tão antiga quanto a pesca, a aquicultura também é uma arte milenar. Os registros apontam sua prática para 4-5 mil anos de história, aproximadamente 2.500 a.C., quando inicialmente os chineses praticavam o cultivo de carpas além de outros organismos aquáticos, incluindo moluscos, crustáceos e plantas.

Manter peixes em cativeiro e alimentá-los é uma tarefa que o ser humano realiza há muito tempo. No princípio, as pessoas ricas e com poder faziam isto para ter peixe fresco e, possivelmente, por diversão. As pessoas pobres faziam para armazenar a abundância de uma temporada e utilizar posteriormente em períodos de escassez. A aquicultura nasceu quando os lares rurais se deram conta de que a criação de peixes constituía um elemento válido em sua estratégia de sobrevivência e subsistência (FAO, 2009).

Apesar deste longo histórico, foi somente no último século, quando se aprendeu a controlar a reprodução de algumas espécies de peixes e camarões, que ocorreu o desenvolvimento da aquicultura e sua conversão em interesse de empresas especializadas. Particularmente, foi nos últimos 40 anos que a aquicultura experimentou um significativo incremento, tornando-se na virada do século, a atividade agropecuária que mais cresceu no mundo inteiro (Zimmermann, 2001; FAO, 2009). A produção industrial da aquicultura tornou-se significativa somente a partir dos anos 80 e vem seguindo o mesmo modelo desenvolvido pela filosofia da agricultura industrial, baseado na introdução intensiva de energia e insumos com

produtos voltados para exportação. Este avanço significativo no incremento da produção da aquicultura, mais uma vez esteve vinculado à pesca, como não poderia deixar de ser, demonstrado assim, o forte vínculo e a relação de interdependência entre aquicultura e pesca.

A pesca e a aquicultura adquirem relevante papel social, seja de maneira direta ou indireta, desempenhando um papel fundamental nos meios de subsistência de diversas comunidades no mundo todo, envolvendo milhares de pessoas, seja na pesca profissional ou amadora e na aquicultura profissional e de subsistência. Essa relação pode ainda ser exemplificada de diversas outras maneiras. Desde a necessidade dos produtos descartados pela pesca, o chamado "bycatch" ou descarte, para utilização na fabricação de farinha de peixe e óleo (cerca de 1/3 da pesca marinha mundial é utilizada para este fim), ingredientes essenciais das rações para aquicultura; passando pela dependência dos espécimes naturais como matrizes nos diferentes tipos de cultivo; e finalizando com a questão do crescimento e desenvolvimento da aquicultura quando se iniciou o colapso da pesca com a diminuição dos estoques pesqueiros (Waldige & Caseiro, 2004; FAO, 2009). Foi justamente em função dessas questões que a aquicultura experimentou um forte incentivo e fomento. Pois o rendimento da pesca, que é um dos sistemas de produção de grande importância para a segurança alimentar do planeta, não vinha sendo mais suficiente para atender à demanda mundial, frente ao crescimento populacional do planeta e novas demandas por uma alimentação saudável baseada numa dieta de frutos do mar. Alguns estoques pesqueiros estavam, e continuam, sob o risco de esgotamento devido a sobrepesca, particularmente aqueles de espécies de grande valor econômico como o salmão e o bacalhau (Jennings et al., 2001; Miller, 2007; Resende et al., 2009; FAO, 2009).

Essas preocupações quanto à segurança alimentar, passaram a ser graves a partir de 1950, quando a comunidade científica manifestou-se sobre a capacidade de sobrepesca das populações naturais de peixes. Sem dúvida, a aquicultura começou a desenvolver-se aproximadamente nessa mesma época, o que para muitos foi tranquilizador, visto que, se manteve a esperança de que no futuro também haveria peixe suficiente para alimentação de todos. Dada à alta probabilidade de que os desembarques da pesca de captura se mantenham estagnados, soa muito convidativo pensar na aquicultura como sendo a única forma de aumentar o fornecimento mundial de (FAO, 2009). Então, cabe perguntar: quais perspectivas futuras têm essa atividade?

Para responder essa questão, deve-se buscar entender o vínculo entre pesca, aquicultura e crescimento populacional, através da discussão e compreensão entre as diversas disciplinas relacionadas aos temas, as quais devem, para a solução efetiva dos problemas, enxergar umas as outras como parceiras e não meras "caixas pretas" (Carpenter & Turner, 2000). Somente assim, poderemos referendar o pensamento amplamente difundido na sociedade: que toda possível escassez no fornecimento da pesca de captura, será compensada pela produção da aquicultura.

Exploração pesqueira

A pesca é o terceiro maior sistema produtor de alimentos do mundo, contribuindo com aproximadamente 64% da produção mundial, com exceção da contribuição das plantas aquáticas, tendo alcançado índices recordes de produção em 2004 com aproximadamente 95 milhões de toneladas e decrescendo a 92 milhões de toneladas no ano de 2006 (FAO, 2009). O Brasil, apesar de seu extenso litoral e grande volume de água doce, participa com pouco mais de 0,5% do total, o que equivale a algo em torno de 780 mil toneladas/ano, embora sua atividade pesqueira tenha uma considerável importância social, com o emprego direto de aproximadamente 800 mil pescadores (Ibama, 2008; FAO, 2009).

Na atualidade, a grande dimensão observada na indústria pesqueira iniciou-se após a segunda grande guerra, quando os recursos tecnológicos, oriundos desta, tais como sonares, radares, GPS, etc., foram aplicados à indústria pesqueira para melhoria desta, aumentando assim o potencial de captura dos barcos de pesca. Por conta desse maior potencial de captura, o impacto da pesca tem aumentado consideravelmente desde a industrialização da frota pesqueira no início do século XX. Por volta de 1930, os barcos de arrasto a vapor no sudeste do Mar do Norte foram amplamente substituídos por arrasteiros a motor (Jennings et al., 2001). O primeiro barco arrasteiro holandês apareceu em 1910 e seus números foram aumentando a um máximo de mais de 500 navios por volta de 1940. O desenvolvimento de "beam trawling" para linguados e peixes similares iniciou apenas após a segunda guerra mundial, porém seu esforço permaneceu insignificante até o início dos anos 60. O número máximo de arrasteiros ocorreu por volta de 1970, porém o pico do esforço de "beam trawl" ocorreu em 1988, como resultado do aumento no esforço por navio (Philippart, 1998).

Outro ponto que potencializou a exploração pesqueira e que foi crucial para a depleção dos estoques, é o surgimento do incentivo à pesca, através do oferecimento de subsídios governamentais. Neste ponto, levando-se em consideração o atual estado de sobreexploração de diversas espécies, deve-se perguntar: os governos devem continuar a subsidiar os barcos de pesca? Sabe-se que os subsídios dos governos, fornecidos às indústrias de pesca são os principais problemas da sobrepesca. O custo para a indústria de pesca global é da ordem de 120 bilhões de dólares/ano, para pescar o equivalente a 70 bilhões de dólares em peixes. Os subsídios do governo, tais como as isenções de impostos sobre combustível, controle de preços, empréstimos com juros baixos e subsídios para equipamentos de pesca, compõem o déficit anual de 50 bilhões de dólares da indústria (Jennings et al., 2001; Pauly et al., 2003; FAO, 2009). Sem tais subsídios, alguns barcos não poderiam mais pescar, e então o número de peixes e outros recursos pesqueiros capturados atingiria uma produção sustentável.

Esse grande dimensionamento da indústria pesqueira, sem o conhecimento do potencial pesqueiro, o rápido desenvolvimento da pesca com esforço dirigido a poucas espécies, e sem o devido conhecimento técnico-científico da biologia destas espécies; ocasionou o comprometimento de alguns dos principais recursos pesqueiros de diversas regiões do globo, provocando uma diminuição marcante da produção pesqueira de origem marinha, estuarina e dulciaquícola (Jennings et al., 2001; FAO 2006; 2009).

Aliado ao dimensionamento da indústria pesqueira, o tipo de arte de pesca ainda hoje realizada em grande parte das áreas pesqueiras, a pesca de arrasto, contribui para a depleção dos estoques. Este tipo de arte de pesca gera diversos danos ao ambiente marinho, sendo, a constante perturbação do fundo marinho com remoção da infauna bêntica e o descarte ou "bycatch" duas das principais causas deste desgaste (Horsten & Kirkegaard, 2003). Alverson et al. (1994) estimou que 27 milhões de toneladas de "bycatch" são descartadas a cada ano, em comparação com a captura anual desembarcada em torno de 100 milhões de toneladas. A pesca de camarão foi responsável por aproximadamente 35% do descarte da pesca comercial mundial; por todas estas razões, a pesca de camarão é considerada ambientalmente como sendo a menos aceitável (Alverson et al., 1994; Jennings et al., 2001).

O descarte da pesca é constituído em grande parte de peixes jovens e que ainda não atingiram o tamanho de primeira reprodução, conseqüentemente, esta atividade pode estar contribuindo para a depleção dos estoques pesqueiros na região devido à remoção de indivíduos imaturos. Essa remoção pode causar mudanças na distribuição de tamanho e idade das populações de peixes, conseqüentemente, isto ocasiona profundos efeitos sobre o processo reprodutivo; uma vez que a fecundidade relativa nos peixes, número de ovos por unidade de massa corpórea, aumenta com o tamanho corporal. Conseqüentemente, uma população de determinada biomassa possui maior fecundidade potencial quando composta de indivíduos maiores que de indivíduos menores; além disso, quando a duração da vida reprodutiva é artificialmente encurtada pela pesca, o potencial reprodutivo da espécie não é alcançado (Jennings et al., 2001).

Sem uma perspectiva de sustentabilidade, os estoques naturais dos recursos pesqueiros, especialmente peixes, vem sendo paulatinamente deplecionados, refletindo uma gradual redução na captura de peixes de água doce (Zaniboni Filho, 1997; FAO, 2006) e marinhos (Ibama, 2008; FAO, 2009). Aproximadamente, 75% das espécies de peixes marinhos de valor comercial no mundo são pescados em excesso ou até seus limites biológicos. A sobrepesca está consumindo tantos peixes que resta um estoque de reprodutores muito pequeno para manter uma quantidade suficiente da espécie (Miller, 2007). Essa sobrepesca prolongada leva à extinção comercial, ou seja, a população de uma espécie diminui a tal ponto que passa a não ser mais lucrativo pescá-la. Então, os barcos de pesca mudam para uma nova espécie ou uma nova região, esperando que as espécies pescadas em excesso recuperem-se em algum momento.

Essa tendência tem sido acelerada com a atual expansão dos grandes e eficientes barcos de pesca, o que faz com que a maior parte das pescarias costeiras, estuarinas e algumas de ambientes dulciaquícolas estejam totalmente exploradas ou sobreexploradas, devido a um aumento no número de pescadores e/ou desenvolvimento de aparelhos de pesca mais eficientes e mecanização dos barcos. Os efeitos da pesca sobre os organismos, entre outros, inclui: diminuição em sua abundância, mudanças na estrutura etária e composição de tamanho, e mudanças na composição de espécies (Blaber, 2000; Blaber et al., 2000).

Mudança de foco

Os oceanos e mares cobrem cerca de 70% da superfície do planeta e representam 98% do seu volume de água. Proporcionam serviços ecológicos essenciais e estão na base de uma grande variedade de atividades humanas. Oceanos e mares são de grande importância para a economia, na medida em que asseguram, direta ou indiretamente, milhões de empregos não só no setor marítimo, nomeadamente no domínio dos transportes, dos portos, das pescas e da aquicultura, como igualmente nos setores do turismo e da energia. Não menos relevantes são os inúmeros usos sociais, recreativos e culturais que se faz dos oceanos e mares (Paiva, 1996).

Devido a sua imensidão, o mar era considerado pelas populações como uma abundante fonte de riqueza. Durante séculos, e até a primeira metade do século XX, se considerava o mar como um reservatório imortal e inesgotável de recursos pesqueiros que se poderia explorar, mas, nos últimos anos a atividade humana levou os oceanos ao seu limite (FAO, 2009). Hoje, sabe-se que não é assim, embora os oceanos sejam as áreas do globo menos conhecida pelo homem. O crescimento exponencial da industrialização e da exploração dos recursos marinhos ocorrido no século XX desfez o mito de que os oceanos constituem uma fonte inesgotável de recursos.

A antiga e falsa imagem dos oceanos como fonte inesgotável já não era mais plausível. Embora, eles continuem a representar uma fonte particularmente importante de alimentos, respondendo por 16% da oferta de proteína animal em todo o mundo (FAO, 2009); e representem enormes fontes de recursos naturais, como as riquezas depositadas em seu leito. No Brasil, por exemplo, há mais petróleo nas bacias sedimentares da região de Campos e Espírito Santo do que em todo o território nacional, e em escala mundial há diversas substâncias extraídas dos organismos marinhos, utilizadas na produção de remédios, cosméticos e diversos outros produtos industrializados.

Essa mudança de mentalidade em relação aos oceanos foi reforçada por diversos fatores (Figura 1), sendo que o principal deles foi o declínio dos estoques pesqueiros, que forçosamente modificou o modelo exploratório vigente em favor da aquicultura. Isto ocorreu devido à pressão da procura, quando os recursos tornaram-se escassos e, como acontece com todos os bens escassos, aumentou a competição por eles e o valor que lhes era atribuído; tornando então a questão da pesca e aquicultura prioritária sob o ponto de vista ambiental e de seguridade alimentar (Rana, 1997; Swinton, 2005; Miller, 2007).

A produção massiva e rápida de pescado visando atender a uma demanda real por alimento é aspiração legítima e tem forte e justo apelo político. A estratégia para atender a esse anseio deve, entretanto, considerar as implicações ambientais e a viabilidade socioeconômica. Nesse contexto, iniciativas de avaliação das ações tomadas em relação à sobrepesca, conservação dos estoques pesqueiros, sua exploração e a preservação das espécies são oportunas (Naylor et al., 2000; Asche & Tveteras, 2004; Agostinho et al., 2007). De acordo com a FAO (2009), aproximadamente 150 espécies marinhas de valor comercial no mundo sofreram sobrepesca ou foram pescadas até suas produções máximas sustentáveis. Alguns locais de

pesca estão tão esgotados que mesmo se a pesca fosse interrompida de imediato, levaria 20 anos ou mais para que os estoques fossem repostos.

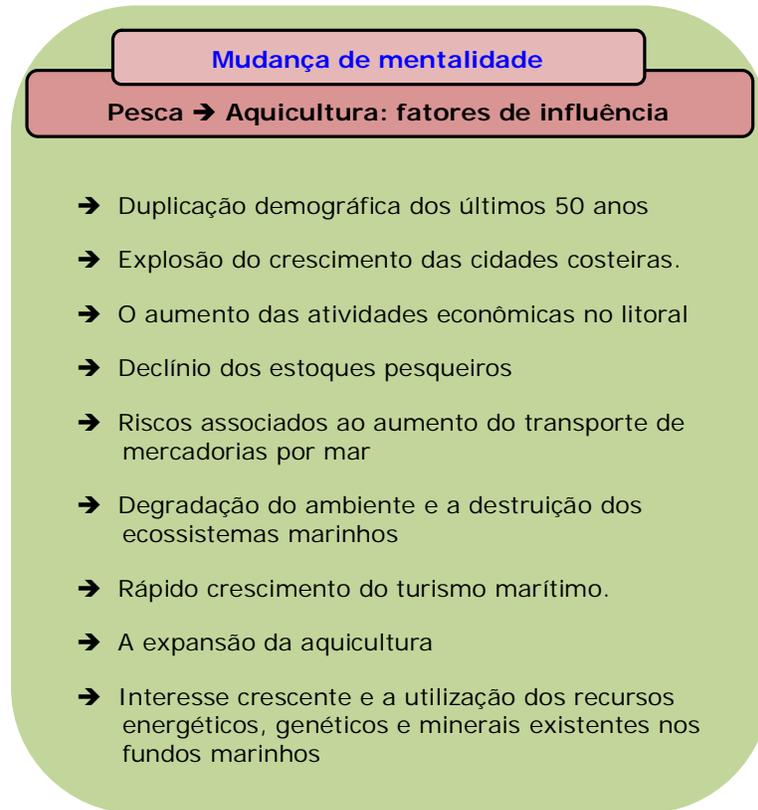


Figura 1. Principais fatores de importância para a mudança de mentalidade com relação aos oceanos e seu modelo exploratório.

Sobrepesca é o termo utilizado para caracterizar a captura pesqueira acima do rendimento máximo sustentável. A sobrepesca inclui três tipos: sobrepesca de crescimento; sobrepesca de recrutamento e sobrepesca do ecossistema (Pauly, 1994). Na maioria dos países, principalmente naqueles desenvolvidos, a sobrepesca é resultado de três fatores: aumento do número de pescadores, aparelhos de pesca mais eficientes e mecanização dos barcos. Deve-se ressaltar que os dois últimos fatores mencionados acima, foram muitas vezes encorajados, facilitados e financiados pelos próprios países, através da prática de subsídios, conforme mencionado no tópico exploração pesqueira, particularmente entre os anos 60 e 70.

Os primeiros indícios de sobreexploração pesqueira datam de meados do século XX, dando início à aplicação de modelos analíticos em biologia pesqueira que repercute no ordenamento e manejo pesqueiro (Gasalla & Soares, 2001). Tudo isso esteve vinculado, ou foi uma evolução de um dos

trabalhos científicos mais consagrados pela biologia pesqueira, os estudos de Volterra (1928), o qual enfocava as interações entre os estoques pesqueiros e o esforço de pesca.

O cenário atual de sobreexploração e o risco de extinção de muitas espécies de peixes e de crustáceos marinhos, juntamente com o declínio da produção mundial, têm impulsionado o homem na busca de outras alternativas para suprir a demanda de pescado. A aquicultura tem se mostrado uma atividade bastante promissora e em expansão, e vem alcançando uma taxa de crescimento anual de mais de 8% desde 1981. Este crescimento é bastante elevado em comparação a outras atividades agrícolas, como por exemplo, a pesca e a agricultura, que alcançaram um índice máximo de crescimento de 3% ao ano (Rana, 1997; Kristofersson & Anderson, 2006). Outro fator importante é que a aquicultura é uma atividade que apresenta elevada produtividade por hectare (entre 2.500 e 60.000 kg/ha/ano), utilizando menos superfície de terra, em comparação com outras atividades, como a pecuária, que produz uma média de 70 a 300 kg/ha/ano (FAO, 2006).

A redução da captura de pescado, aliado ao potencial de desenvolvimento da piscicultura no Brasil e no mundo, vem indicando o cultivo de peixes como excelente alternativa para a produção animal (Zaniboni Filho, 1997; Poly et al., 2004). Além disso, é sabido, que a carne de peixes possui alta qualidade para a saúde humana, sendo indicada pelas organizações de saúde em todo o mundo como o tipo de alimento mais adequado considerando-se os aspectos da vida moderna (FAO, 2006; 2009; Resende et al., 2009), o que proporciona mais um ponto positivo para o desenvolvimento da aquicultura, e em particular da piscicultura.

O crescimento da população mundial faz com que a demanda de alimento seja maior a cada ano, pressionando os setores básicos de produção a incrementarem suas produtividades e ampliar as áreas de atuação. O potencial de produção dos oceanos, mares, lagos e rios tem sido descrito por vários pesquisadores como o celeiro mundial, com múltiplas alternativas para o suprimento alimentar da população. Neste contexto, a aquicultura vem se desenvolvendo rapidamente em vários países, se tornando o novo foco da exploração dos recursos aquáticos, devido a sua capacidade de produzir alimento saudável e nutritivamente rico (Zaniboni Filho, 1997; Queiroz et al., 2002; Hannesson, 2003; FAO, 2006; Subasinghe et al., 2009), consolidado assim, o potencial que é dela esperado como o quarto sistema de produção de alimentos do mundo.

Evolução e papel da aquicultura

A aquicultura é o segmento de produção alimentícia de maior crescimento no mundo. Sua atividade vem crescendo sensivelmente em relação à pesca, tornando-se uma importante alternativa para a produção de pescado, tanto em área continental como marinha. Desde 1970, a contribuição da aquicultura para o fornecimento mundial de peixes, crustáceos, moluscos e outros organismos aquáticos continua crescendo, tendo aumentado de 3,9% da produção total em peso em 1970 para 27,1% em 2000; para 32,4% em 2004, e em 2006 alcançou o percentual de 36%. Este crescimento continua sendo mais rápido que o alcançado em qualquer

outro setor de produção de alimentos de origem animal (Vinatea, 2004; FAO, 2006; 2009).

Em todo o mundo, a taxa média de crescimento da aquicultura foi de 8,9% ao ano desde 1970, enquanto que, durante o mesmo período, a pesca de captura cresceu somente à razão de 1,2% e os sistemas de produção de carne em ambientes terrestres em torno de 2,8%. O aumento da produção da aquicultura foi muito superior ao crescimento demográfico, visto que, seu fornecimento médio anual *per capita* aumentou de 0,7 kg em 1970 a 7,8 kg em 2006, o que representa uma taxa de crescimento média anual de 6,9%. Estima-se que em breve a aquicultura supere a pesca de captura como fonte de pescado para a alimentação (Varadi, 2001; Camargo & Pouey, 2005; FAO, 2009).

Documentos da FAO (2006, 2009) apontam que a produção mundial da pesca e aquicultura forneceu em torno de 110 milhões de toneladas de pescado para consumo humano em 2006; deste total a aquicultura representou 47%, com uma produção declarada de 51,7 milhões de toneladas, a qual contabilizou um retorno financeiro da ordem de 65,3 bilhões de dólares. Este incremento de produção da aquicultura compensou de longe os efeitos do estancamento da produção da pesca de captura e do crescimento da população, proporcionando a mais de 2,6 milhões de pessoas pelo menos 20% do aporte médio necessário de proteínas animais.

Dados preliminares da pesca de captura mundial para 2007, baseadas nos informes de alguns dos principais países pesqueiros, indicam que a produção de pesca mundial alcançará quase 146 milhões de toneladas. Embora a quantidade total de pescado para o consumo humano chegue a este patamar, devido ao crescimento da população, o fornecimento global *per capita* se manteve aproximadamente no nível do ano de 2004; registrando-se uma diminuição no aporte da pesca de captura direcionada ao consumo humano, diminuição esta, compensada com o incremento produtivo da aquicultura (FAO, 2006, 2009). Desta forma, o cultivo surge como uma oportunidade para atendimento a essas necessidades.

A aquicultura mundial vem contribuindo com valores crescentes, com taxas superiores a 10% ao ano, tendo alcançado valores de 49 milhões de toneladas em 2001, gerando receitas da ordem de US\$ 62 bilhões. Entretanto, essa produção é desigual no mundo. Os países asiáticos são os campeões. Na América Latina, o Chile é o principal produtor, com 694,7 mil toneladas, seguido pelo Brasil com 271,7 mil toneladas (Ibama, 2008; FAO, 2006; Resende et al., 2009).

Os dados mencionados acima ilustram bem o potencial e a importância da aquicultura. Em todo o mundo milhões de pessoas dependem direta ou indiretamente desta atividade para obter seus meios de subsistência. Durante as três últimas décadas, o número de pescadores e aquicultores cresceu mais rapidamente que a população mundial e os empregos no setor pesqueiro aumentaram com maior rapidez que o emprego na agricultura tradicional (Queiroz et al., 2002; Ibama, 2008). Em 2006, segundo estimativas da FAO (2009), 41 milhões de pessoas trabalhavam com dedicação completa ou parcial como pescadores e piscicultores, cifra que representava 3,1% do total de 1,360 bilhão de pessoas economicamente ativas no setor agrícola em todo o mundo, frente aos 2,3% observados em 1990, o que indica uma taxa de crescimento de 35%. Os notáveis incrementos registrados durante os últimos

dez anos, sobretudo na Ásia, refletem a grande expansão das atividades da aquicultura.

O potencial para a aquicultura evoluir e ter um papel preponderante na segurança alimentar mundial, é fato. Contudo, essa evolução deve ser pautada em três eixos: guia Holmenkollen para uma aquicultura sustentável; código de conduta para uma aquicultura responsável e boas práticas de manejo. Apesar dessa visão otimista da aquicultura, ela possui seus próprios problemas sociais e ambientais, suas vantagens e desvantagens (Figura 2).



Figura 2. Vantagens e desvantagens da aquicultura. Adaptado de Miller (2007).

Em alguns pontos, a aquicultura pode ser comparada à atividade humana de produção de energia. Atualmente está muito bem a produção de energia a partir de diversas fontes de combustíveis tais como: gás, óleo, urânio, etc., só que no passado, ninguém realmente considerou os problemas de poluição e degradação ambiental associados com o uso desses

combustíveis: aquecimento global, chuva ácida, mineração, derramamento de óleos, entre outros. Similarmente, os seres humanos têm investido considerável tempo e recursos no desenvolvimento de técnicas para criação de organismos aquáticos, com pouca atenção aos danos ambientais que podem causar ao ecossistema e a degradação localizada de habitats (Gesamp, 2001; Jennings, et al., 2001; Ellingsen et al., 2009).

Os efeitos ambientais nocivos da aquicultura podem limitar sua produção no futuro. Assim, reduzir o impacto ambiental desta prática tem sido um dos principais focos das pesquisas, que necessitam ser resolvido antes que mais expansões possam ocorrer na indústria da aquicultura.

Outro fator necessário para uma expansão sustentável da aquicultura, além de um melhor conhecimento das espécies nativas (Godinho, 2007), é um mapeamento das áreas ideais para serem utilizadas nos cultivos. Um pensamento equivocado, é pensar que a aquicultura sempre é uma atividade sustentável pelo fato de diminuir a pressão sobre os estoques pesqueiros. Se não houver um plano de desenvolvimento que contemple um mapeamento de áreas adequadas, com base em informações do meio físico e biótico, a aquicultura pode se tornar uma atividade impactante e ocasionar conflitos sociais por uso de recurso e espaço (Beltrame, 2003).

Entre os impactos negativos da atividade, complementando o que já foi exposto na Figura 1, pode-se citar: diminuição de habitat - que é um dos principais fatores que causam perda de biodiversidade no planeta; poluição dos recursos hídricos pelos efluentes gerados; desequilíbrio do ecossistema pela pesca de espécies de valor não comercial para formulação de rações; além da disseminação de doenças e perda de biodiversidade - competição e predação - com a introdução inadequada de espécies exóticas. De acordo com o Gesamp (2001), a falta de regulamentação específica para a atividade e o descumprimento da legislação ambiental são os principais promotores potenciais de impactos ambientais, não só para a aquicultura, mas também para as demais ações que promovam a extração ou mesmo o uso de um recurso natural.

Segundo a FAO (2006, 2009), de maneira geral, as tendências e perspectivas para a evolução da aquicultura global podem ser enumeradas em seis tópicos:

- Continuada intensificação da produção na aquicultura;
- Continuada diversificação do uso de espécies;
- Continuada diversificação dos sistemas de produção e práticas;
- Avanços para a melhor gestão do setor de aquicultura;
- Melhorar a regulação e a governabilidade do setor de aquicultura;
- Influência crescente de mercados, comércio e consumidores.

Potencial brasileiro da aquicultura

O Brasil, com mais de 8.5 milhões de quilômetros quadrados, tem uma das maiores reservas hídricas mundiais, com cerca de 12% da água doce disponível no planeta. A maior disponibilidade de corpos d'água situa-se nas regiões Norte e Centro Oeste, que concentram aproximadamente 89% do potencial de águas superficiais do país. (ANA, 2002; Diegues, 2006). Nessas regiões, no entanto, vivem somente 14,5% da população brasileira,

apresentando cerca de 9,2% da demanda hídrica nacional. Já os 11% restantes do potencial hídrico do Brasil encontram-se nas regiões Nordeste, Sul e Sudeste, onde se localizam 85,5% da população e 90,8% da demanda de água do Brasil (ANA, 2002). Dessa constatação resulta que, apesar do potencial de aquicultura de água doce ser muito grande na Região Norte, a reduzida população, aliada à falta de infraestrutura para comércio e transporte dos produtos aquícolas são obstáculos consideráveis à expansão dessa atividade na região. Além disso, nessa região existe uma pesca importante em água doce, com grande potencial de aumento dentro de um sistema adequado de manejo (Borghetti, 2002; Diegues, 2006).

Hoje a aquicultura é praticada em todos os Estados brasileiros e abrange, principalmente, as seguintes modalidades: piscicultura, carcinicultura, ranicultura e malacocultura. No Brasil, a aquicultura também vem despontando como atividade promissora, registrando um crescimento superior à média mundial, passando de 20,5 mil toneladas, em 1990, para 272 mil toneladas, em 2006, com uma receita de R\$ 1,18 bilhões. No período de 1990-2006, o Brasil apresentou um crescimento de aproximadamente 825%, enquanto a aquicultura mundial cresceu 187% no mesmo período (Ibama, 2008). O resultado desse crescimento fica evidenciado na classificação mundial estabelecida pela FAO, em que o Brasil se encontrava na 36ª colocação em 1990, passando a ocupar a 17ª posição em 2006, assim como a 13ª posição na geração de renda bruta. No *ranking* da América do Sul, o Brasil encontra-se em segundo lugar, com 272 mil toneladas, sendo superado apenas pelo Chile com 694,7 mil toneladas (FAO, 2006; Ibama, 2008).

Na Amazônia, a aquicultura de água doce ainda é incipiente, mas existe um grande potencial tanto para o manejo da pesca quanto para a aquicultura nos inúmeros lagos de água doce, sobretudo naqueles em que existem acordos de pesca e manejo pesqueiro realizados entre o IBAMA e as comunidades ribeirinhas desses lagos (Diegues, 2006). A participação dessas comunidades na tomada de decisão, sobre o destino e uso dos recursos naturais, reveste-se de grande importância, à medida em que, atua como uma ferramenta de promoção do desenvolvimento e fomenta novas ações buscando agregar valor ao recurso explorado.

As possibilidades de utilização da aquicultura para o desenvolvimento social são muito promissoras. Existem diversas populações no mundo que são altamente dependentes do pescado para sobrevivência. A aquicultura é cada vez mais importante para essas populações, que vem enfrentando problemas com a escassez da pesca extrativista, pois, além de beneficiar as populações tradicionalmente envolvidas com o setor pesqueiro, tem sido utilizada também para o desenvolvimento de populações rurais.

No Brasil, a aquicultura tem participado cada vez mais do dia a dia de muitos trabalhadores rurais e pescadores artesanais. Uma de suas características marcantes é a estruturação em torno das pequenas propriedades, com exceção do setor dos camarões marinhos (Moreira et al., 2001; Diegues, 2006). Essa característica, se bem explorada, pode contribuir com a possibilidade de utilização da aquicultura para o desenvolvimento social. Através de programas específicos direcionados a populações carentes e apoiados pelo governo e pelas próprias comunidades, a aquicultura pode ser uma ferramenta muito útil de desenvolvimento sócio-econômico.

Um dos grandes desafios no emprego da aquicultura para o desenvolvimento de comunidades é a criação de mecanismos eficazes que assegurem, após a implantação dos projetos, sua autogestão e continuidade, permitindo que a comunidade seja capaz de se manter e continuar se desenvolvendo por conta própria (Coto, 2006; Diegues, 2006). O papel dos centros de pesquisa brasileiros é fundamental para o desenvolvimento da aquicultura nacional e, também, na busca de alternativas que beneficiem as populações de baixa renda. A atuação extensionista é muito importante, à medida em que atua na interface aquicultura e desenvolvimento social; orientando as comunidades na implantação de projetos desenvolvimentistas, sendo um canal para levar a tecnologia envolvida nos cultivos até as pessoas que estão fora dos centros de pesquisa.

A piscicultura no âmbito da aquicultura

Aproximadamente 300 espécies são cultivadas na aquicultura mundial, das quais 20% são espécies predadoras que rendem 10% de toda a produção em peso. Contudo, essas espécies tendem a ter maior valor comercial no mercado, representando ao redor de 40% do total do valor comercializado. Em contraste, peixes herbívoros e onívoros contribuem com aproximadamente 90% do peso da produção mundial, porém apresentam baixos preços de mercado (Jennings et al., 2001; FAO, 2006).

Os peixes formam o maior grupo componente da aquicultura mundial, tanto em termos de peso quanto em valor de mercado. Sua produção representa praticamente 53% da produção aquícola, sendo que entre os demais grupos temos moluscos, crustáceos, anfíbios, répteis e invertebrados aquáticos (Jennings et al., 2001). No âmbito mundial, a Ásia é responsável por cerca de 70% da produção total e o Brasil apresenta apenas 0,2% da produção (FAO, 2009). Em 2004 a Região Sul do Brasil era responsável por 32,7% da produção, seguida pelo Nordeste, com 21,6%, pelo Sudeste com 16,9% tendo o Norte uma participação inferior a 1% do total da aquicultura continental (Ibama, 2008).

Historicamente a piscicultura no Brasil é bastante antiga, sendo iniciada já com os primeiros colonizadores holandeses no estado de Pernambuco. Até a década de 70, o cultivo de peixes se caracterizou pelo cultivo extenso de espécies exóticas, normalmente sem fins lucrativos. A partir dos anos 80, algumas fazendas em regiões temperadas, particularmente na região serrana do interior de São Paulo, foram adaptadas ao cultivo intensivo de trutas, principalmente *Oncorhynchus mykiss* (Zaniboni Filho, 1997).

O cultivo de espécies nativas esteve limitado durante longo período pela falta de tecnologia de produção maciça de alevinos. Durante a década de 80, o desenvolvimento adequado de tecnologia de reprodução, larvicultura e alevinagem de espécies importantes para a piscicultura, como o tambaqui *Colossoma macropomum* e pacu *Piaractus mesopotamicus*, permitiu o desenvolvimento do cultivo de peixes em regiões tropicais, particularmente no Mato Grosso e Região Norte do Brasil (Zaniboni Filho, 1997).

De acordo com informações levantadas pelo Ibama (2008) a piscicultura, na classificação nacional por produção, respondeu, em 2006, por uma produção estimada de 191.183,5 toneladas, correspondendo a aproximadamente 71% da produção da aquicultura brasileira.

As espécies mais frequentemente utilizadas na piscicultura brasileira, em ordem de importância, são: as carpas comuns e chinesas, as tilápias, os peixes redondos pacu e tambaqui e seus híbridos (tambacu). Porém, outras espécies, como os grandes bagres brasileiros (pintado, surubim, pirarara), o dourado e os *Brycon* (matrinxã, piracanjuba, piraputanga e piabanha), começam a despertar o interesse de criadores, não apenas por seu valor para a pesca esportiva, como também pela facilidade de comercialização.

A piscicultura mostra que os produtores têm-se preocupado, à exceção das tilápias, com novas espécies e não com o melhoramento daquelas já utilizadas em criações. Esta característica da atividade é comprovada pela utilização de mais de trinta diferentes espécies de peixes, com os mais variados hábitos alimentares e ambientes de vida, indo desde espécies de clima tropical (em sua grande maioria) até aquelas de climas temperado e frio. Essa diversificação tem acompanhado a transformação pela qual passa a piscicultura brasileira. Com a implementação de criações intensivas em reservatórios, através do uso de tanques-rede e gaiolas modificando o padrão então vigente de dez anos atrás, quando a piscicultura era praticada quase que exclusivamente em viveiros escavados e em pequenas represas.

De meados dos anos 90 para cá, a prática da criação em tanque-rede tem aumentado bastante, em razão, principalmente, dos baixos investimentos, se comparados aos da prática tradicional, decorrentes das facilidades de implantação e da disponibilidade de locais para sua instalação (Rotta & Queiroz, 2003). A exemplo dos setores avícola e bovino, a tendência de aproveitamento integral do pescado, faz com que o peixe possa ser inteiramente explorado, gerando diversos e novos produtos. Atualmente, a intensa busca do consumidor por maior praticidade requer que os produtos sejam de fácil manuseio, como filés e exemplares congelados individualmente, filés ou pedaços empanados congelados, *fishburger*, croquetes, dentre outros. Além do desenvolvimento destes produtos com grande valor agregado, podem ser aproveitadas as aparas resultantes do processo de filetagem de peixes, para obtenção de carne mecanicamente separada.

Deve-se salientar as vantagens e benefícios gerados pelo aproveitamento de resíduos do processamento, evitando-se assim, o acúmulo de material gerador de problemas para o ambiente, que é o suporte de todo o cultivo, devido ao fato deste estar completamente dependente da utilização de água isenta de poluentes, para execução das suas atividades (Zaniboni Filho, 1997). Vale também ressaltar que os resíduos gerados na industrialização do pescado chegam a quase 60% do produto total industrializado.

A região norte do Brasil tem amplas condições de aproveitar esse potencial produtivo da piscicultura. Pois, a grande extensão da hidrobacia amazônica brasileira, aproximadamente 6.112.360 km², e a ampla diversidade ictiológica nela existente, estimada entre os patamares de 1.300 a 2.000 espécies, indicam que a piscicultura é o ramo da aquicultura que apresenta maiores potencialidades de utilização dos recursos pesqueiros, tanto do ponto de vista da sustentabilidade ecológica como nutricional e econômica (Fim, 1995).

Nos diversos Estados da região Norte do Brasil é cultivada uma variedade de espécies de peixes, crustáceos, quelônios e anfíbios. Entre os peixes, apenas 14 espécies nativas são cultivadas, o que em relação à diversidade de peixes da região, é um número extremamente reduzido. As principais espécies de peixes de água doce cultivadas são: tambaqui *C. macropomum*, curimatã *Prochilodus nigricans*, matrinxã *Brycon amazonicus* e pirarucu *Arapaima gigas*. Estimou-se que no Estado do Amapá, como em 86% da região Norte, a área média por aquicultor para o desenvolvimento de suas atividades, seja menor que 2 ha. Além disso, a criação em tanques-rede é incipiente e não aparece de forma significativa em nenhum dos Estados da região Norte (Val et al., 2000; Ibama, 2008).

As espécies nativas apresentaram um crescimento constante nos últimos anos, contribuindo com, aproximadamente, 30% da produção nacional, destacando-se o tambaqui *C. macropomum*, com 25.272 toneladas, o pacu *P. mesopotomicus* com cerca de 9.000 toneladas e o piau (*Leporinus* sp.) com 2.472 toneladas. O maior produtor de tambaqui é o estado do Amazonas, de pacu e piau é o estado Mato Grosso (Ostrensky et al., 2000; Ibama, 2008; Diegues, 2006). Essa produção anual de tambaqui e a produtividade apresentam uma grande variabilidade entre os diferentes estados da região Norte; o Amazonas apresenta uma produtividade de 4,45 t/ha, seguido por Rondônia, com uma produtividade de 3,49 t/há e o Amapá apresenta uma produtividade de 0,99 t/ha, estando apenas atrás do estado do Acre, com 0,64 t/ha (Ibama, 2008).

Este arranjo produtivo da piscicultura, na região Norte, poderá ser modificado dentro de alguns anos. Para isso, os projetos para criação de peixes necessitam ter um bom embasamento técnico-científico e acima de tudo um excelente planejamento do que se pretende cultivar, onde cultivar, como se vai cultivar e onde será comercializada a produção. O que se observa hoje em alguns locais desta região, é que muitos projetos de piscicultura carecem de um planejamento e estes são feitos por tentativa e erro, e quando assim se procede, a probabilidade de fracasso neste tipo de empreendimento é sempre maior.

Wilcox (2009) faz uma piada interessante em seu artigo sobre este assunto. Ele pergunta: "Como fazer uma pequena fortuna na piscicultura?". Ao que, ele mesmo responde, em tom irônico: "Você deve começar com uma pequena fortuna". É fato! E ele continua! A piscicultura é um agronegócio restrito. Cometa um erro e sua produção certamente morrerá; cometa um erro diferente e a fiscalização ambiental entrará o seu negócio; cometa ainda um outro erro, e as autoridades podem confiscar seus equipamentos, revogar sua licença, ou ainda executá-lo legalmente na justiça e confiscar toda sua produção. Este não é um negócio para a desorganização e despreparo. A piscicultura não vai lhe proporcionar fortuna de uma hora para outra. Todos os que conseguiram ficar ricos, o fizeram através de um trabalho árduo, longas horas de dedicação, com um investimento significativo, e de grande sacrifício pessoal (Wilcox, 2009). A Figura 3 traz uma adaptação do artigo de Wilcox (2009), e traz os 11 passos que o piscicultor não deve seguir. Assim, caso o piscicultor tenha estes passos em mente, com certeza reduzirá o risco do fracasso de seu investimento.

Aquicultura

Como fazer uma pequena fortuna na piscicultura?

- **Iniciar seu negócio sem um planejamento** - Falhar no planejamento é fatal: é como planejar o fracasso. Siga rigorosamente o planejado. Revisar seu planejamento é fundamental para o sucesso do empreendimento. Se você não sabe para onde está indo, então não vá.
- **Iniciar seu negócio sem dinheiro suficiente** - A causa número um do fracasso dos cultivos é o pouco capital. Esteja preparado para despesas e perdas não esperadas. Se os alevinos morrerem terá que repô-los. Se o preço da ração aumenta, mesmo assim terá que adquiri-la. Se o aerador quebra deve consertá-lo rapidamente. Por fim, se você não tem capital para superar os imprevistos, não entre nesse negócio.
- **Emprestar dinheiro de seus parentes e amigos** - Seus parentes podem querer lhe emprestar dinheiro, mas o não pagamento poderá deixá-los irritados. Empréstimo de amigos apenas se você não os quiser mais como amigos. Evite usar a sua casa como garantia do empréstimo, você ainda necessitará de uma casa para morar se seu cultivo fracassar.
- **Escolher a espécie a ser produzida antes de fazer uma pesquisa de mercado** - Muitos produtores decidem que espécie produzir antes de saber se, ou como, podem ganhar dinheiro com ela. Das espécies aptas a tolerar seu sistema de cultivo e clima, selecione as mais rentáveis e destas, as que têm compradores no preço esperado. Se você cultivar a espécie errada, poderá perder até a camisa.
- **Decidir que espécie produzir antes de conhecer sua biologia** - Mesmo a espécie mais apreciada pelo mercado pode ser impossível ou muito cara para produzir. Após sua pesquisa de mercado avalie se a espécie escolhida é compatível com sua capacidade ou seu sistema de cultivo. Conheça a sua biologia geral, ecologia, doenças, parasitos e especialmente a biologia reprodutiva, antes de qualquer decisão. Espécies que não foram bem sucedidas em sua região, falharam por alguma razão.
- **Gastar seu dinheiro com “tecnologias do futuro”** - Se um sistema lhe parece muito bom para ser verdadeiro, cuidado! Muitos “sistemas de produção altamente produtivos” estão a venda. Peça para visitar um sistema que esteja funcionando bem por cinco anos e ver seus documentos de lucros e perdas declarados à receita federal, antes de decidir.
- **Escavar seus tanques e depois correr atrás da licença** - Há regras restritivas para a atividade da piscicultura comercial, drenagem, represamento, uso de várzeas, armazenagem e escoamento de água, etc. Se você escavar seus tanques antes de revisar as regras, estará sujeito a multas, poderá ter que intorremper suas atividades, ou ser obrigado a realizar um monitoramento muito caro.
- **Estocar seus tanques com altas densidades durante os primeiros anos** - Baixas densidades de estocagem podem significar menor lucro, mas certamente significam menores riscos. Melhor conseguir uma lucratividade de 75% da máxima por alguns anos, que perder tudo enquanto você aprende com tentativas e erros. Certamente você cometerá alguns erros sérios. Torne-os tão baratos quanto possível.
- **Produzir o peixe e então tentar vendê-lo** - A produção é apenas uma parte de seu negócio. Preços variam durante o ano. Assim, parte de seu planejamento deve ser dirigido para que sua despesa ocorra na época em que os preços estão no seu valor mais alto.
- **Não fazer parte de associações de aquicultores** - Nas reuniões e discussões você pode ter oportunidades de aprender com os erros de outros produtores, ao invés de ter que aprender com os seus erros.
- **Não ter contato com instituições de pesquisa e extensão** - Elas podem lhe fornecer literatura sobre as espécies, sistemas de produção, manejo, qualidade de água e outras tecnologias, bem como lhe proporcionar assessoria técnica e apoio continuado.

Figura 3. Onze passos do que não fazer para que seu empreendimento de piscicultura tenha sucesso. Adaptado de Jeffery Wilcox (2009).

Considerações finais

Com base nos estudos das populações de peixes, alguns estoques de espécies esgotadas poderiam ser recuperados se houver um controle cuidadoso. Isso envolve o estabelecimento de cotas de pesca, restrição ao uso de determinados equipamentos ou métodos de captura, fechamento de áreas de pesca durante os períodos de desova, interrupção do uso de redes, e reservas protegidas. Entretanto, a implementação de tais estratégias tem um altíssimo custo e com frequência não é popular do ponto de vista político.

O foco dos subsídios governamentais deveria passar a ser programas para resgatar alguns barcos pesqueiros e treinar suas tripulações para outras ocupações. Provocando assim a mudança ou diversificação de modelos exploratórios, que poderiam contribuir para a redução do número de embarcações no mar e conseqüentemente a recuperação de alguns estoques pesqueiros.

Dentre outros fatores, o melhoramento genético também é a chave para o desenvolvimento da piscicultura com espécies nativas do Brasil, como o tambaqui, o pacu, o pintado, o pirarucu, dentre outras. Melhoramentos genéticos dirigidos, realizados em peixes, têm mostrado um potencial médio de ganho na taxa de crescimento de 15% por geração.

Como a aquicultura é diretamente dependente do ecossistema em que se insere o cultivo, para o seu sucesso é necessário manter-se uma boa qualidade ambiental, o que requer boas práticas de manejo, técnicas apropriadas de cultivo e um constante monitoramento do ambiente. Se uma maior atenção for dada para todos estes fatores, certamente ocorrerá um desenvolvimento equilibrado do setor.

Documentos como o Guia Holmenkollen para uma Aquicultura Sustentável, formulado durante o Segundo Simpósio Internacional sobre Aquicultura Sustentável, e como o Código de Conduta para uma aquicultura responsável, elaborado pela FAO, podem ser utilizados como ferramentas para que se garanta a contínua satisfação das necessidades humanas nas gerações presentes e futuras, aliada ao desenvolvimento da aquicultura.

As estimativas mostram que com a tecnologia disponível no País associada às condições já mencionadas, a produção de peixes e camarões no Brasil pode chegar a mais de 1 milhão de toneladas. Caso isso aconteça, alguns fatores devem ser avaliados. A produção de rações, que no ano 2004 foi estimada em 304 mil toneladas, deverá chegar a mais de 2 milhões de toneladas. Este aumento resultaria em ampliação do número de fábricas, maior consumo de matérias-primas e, em especial, de farinha de peixe, ingrediente fundamental na fabricação de rações para organismos aquáticos, as quais, em parte, são importadas de outros países, e fomentam uma sobrepesca de espécies não comerciais para que a matéria prima esteja sempre disponível.

A aquicultura tem espaço para se desenvolver, desde que utilize as melhores técnicas e seja ambientalmente sustentável. A piscicultura em tanque-rede será um dos grandes produtores de peixes no futuro. As criações em viveiros escavados também apresentaram grande crescimento, mas nada que se compare ao aumento daqueles em tanque-rede.

O conhecimento sobre o impacto ecológico das atividades de aquicultura é limitado, 56 anos de dados empíricos, desde a consolidação da ciência ecologia, podem não ser suficientes para predizer o futuro, e com as mudanças ambientais (clima, solos, e outros), espécies que eram de baixo risco podem-se se tornar de alto risco ambiental. Portanto, devemos estar atentos que seremos obrigados a fornecer soluções e consultoria para o desenvolvimento robusto da avaliação dos riscos da aquicultura no ambiente, e definir políticas para o futuro, que será responsável pela limitação futura de introdução de espécies exóticas na aquicultura.

Um dos grandes desafios no uso da aquicultura para o desenvolvimento de comunidades, é a criação de mecanismos eficazes que assegurem após a implantação dos projetos sua autogestão e continuidade, permitindo que a comunidade seja capaz de se manter e continuar se desenvolvendo por conta própria, principalmente na Amazônia. O papel dos centros de pesquisa brasileiros é fundamental para o desenvolvimento da aquicultura nacional e, também, na busca de alternativas que beneficiem as populações de baixa renda. A atuação extensionista é de extrema relevância, à medida em que atua na interface aquicultura e desenvolvimento social, orientando as comunidades na implantação de projetos desenvolvimentistas, sendo um canal para se levar a tecnologia envolvida nos cultivos até as pessoas que estão fora dos centros de pesquisa.

Referências

-
- ANA - AGÊNCIA NACIONAL DAS ÁGUAS. 2002. *Avaliação das Águas do Brasil*. Brasília:Ministério do Meio Ambiente.
- AGOSTINHO, A. A.; GOMES, L. C.; PELICICE, F. M. 2007. *Ecologia e manejo de recursos pesqueiros em reservatórios do Brasil*. Maringá: Eduem.
- ALVERSON, D. L.; FREEBERG, M. H.; POPE, J. G.; MURAWSKI, S. A. 1994. A global assessment of fisheries bycatch and discards. Roma: FAO, Fisheries Technical Paper 339.
- ASCHE, F.; TVETERAS, S. 2004. On the relationship between aquaculture and reduction fisheries. *J. Agric. Econ.*, 55(2):245-265.
- BELTRAME, E. 2003. *Seleção de sítios e planejamento da atividade de cultivo de camarões marinhos com base em geotecnologias*. 197f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.
- BLABER, S. J. M. 2000. *Tropical estuarine fishes: ecology, exploitation and conservation*. London: Blackweel Science.
- BLABER, S. J. M; CYRUS, D. P.; ALBARET, J. J.; CHING, C. V.; DAY, J. W.; ELLIOTT, M.; FONSECA, M. S.; HOSS, D. E.; ORENSANZ, J.; POTTER, I. C.; SILVERT, W. 2000. Effects of fishing on the structure and functioning of estuarine and nearshore ecosystems. *ICES J. Marine Sc.*, 57:590-602.
- BORGHETTI, J. R. 2002. Estimativa da pesca e aquicultura de água doce e marinha. In: CONFERÊNCIAS SELECIONADAS NA VI REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO DE PESCA. Série Relatórios Técnicos, 3, São Paulo.
- CAMARGO, S. G. O.; POUHEY, J. L. O. F. 2005. Aquicultura - um mercado em expansão. *Rev. Bras. Agroc.*, 11(4):393-396.
- CARPENTER, S. R.; TURNER, M. 2000. Opening the black boxes: Ecosystem science and economic valuation. *Ecosystems*, 3:1-3.

- COTO, M. C. 2006. Aquicultura familiar em Cuba. *Rev. Agricult. Urbana*, Nº 14.
- DIEGUES, A. C. 2006. Para uma aquicultura sustentável do Brasil. São Paulo: NUPAUB. Artigos Nº 3. 26p.
- ELLINGSEN, H.; OLAUSSEN, J. O.; UTNE, I. B. 2009. Environmental analysis of the Norwegian fishery and aquaculture industry – A preliminary study focusing on farmed salmon. *Marine Pol.*, 33:479-488.
- FAO – FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION. 2006. State of world aquaculture 2006. Roma: FAO, Fisheries Technical Paper 500
- FAO – FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION. 2009. The state of world fisheries and aquaculture 2008. Roma: FAO.
- FIM, J. D. I. 1995. Sistema integrado de cultivo entre animais e peixes. In: VAL, A.L.; HONCZARYK, A. *Criando peixes na Amazônia*. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. 149p.
- GASALLA, M. A.; SOARES, L. S. H. 2001. Comentários sobre os estudos tróficos de peixes marinhos no processo histórico da ciência pesqueira e modelagem ecológica. *B. Inst. Pesca*, 27(2):247-263.
- GESAMP. 2001. (IMO/FAO/UNESCO-IOC/WMO/IAEA/UN/UNEP Joint Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Environmental Protection). Planing and management for susetenible coastal aquaculture development. Rep. Stud. Gesamp (68), 90p.
- GODINHO, H. P. 2007. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. *Rev Bras Reprod Anim.*, 31(3):351-360.
- HANNESSON, R. 2003. Aquaculture and fisheries. *Marine Pol.*, 27:169-178.
- IBAMA – INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. 2008. *Estatística da Pesca 2006 Brasil: grandes regiões e unidades da federação*. Brasília,DF. 174p.
- HORSTEN, M. B.; KIRKEGAARD, E. 2003. Bycatch from a perspective of sustainable use. *IUCN SSC European Sustainable Use Specialist Group: Fisheries Working Group*, p. 1-16.
- JENNINGS, S.; KAISER, M. J.; REYNOLDS, J. D. 2001. *Marine fisheries ecology*. United Kingdom: Blackwell Science, 417p.
- KRISTOFERSSON, D.; ANDERSON, J. L. 2006. Is there a relationship between fisheries and farming? Interdependence of fisheries, animal production and aquaculture. *Marine Pol.*, 30:721-725.
- KRÜGER, E. L. 2001. Uma abordagem sistêmica da atual crise ambiental. *Desenvolv. Meio Amb.*, 4: 37-43.
- MILLER, G. T. 2007. *Ciência Ambiental*. Tradução da 11ed. Norte-americana. São Paulo: Thomson.
- MOREIRA, H. L. M; VARGAS, L.; RIBEIRO, R. P.; ZIMMERMANN, S. 2001. *Fundamentos da Moderna Aquicultura*. Canoas: Ed. Ulbra, 200p.
- NAYLOR, R. L; GOLDBURG, R. J.; PRIMAVERA, J. H.; KAUTSKY, N.; BEVERIDGE, M. C. M.; CLAY, J.; FOLKE, C.; LUBCHENCO, J.; MOONEY, H.; TROELL, M. 2000. Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature*, 405:1017-1024.
- OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J. R.; PEDINI, M. 2000. Situação atual da aquicultura brasileira e mundial. In: VALENTI, W. C.; POLI, C. R.; PEREIRA, J. A.; BORGHETTI, J. R. (Ed.). *Aquicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável*. Brasília: Conselho Nacional de

- Desenvolvimento Científico e Tecnológico, CNPq/Ministério da Ciência e Tecnologia, 399p.
- PAIVA, M. P. 1996. Recursos Pesqueiros. In: MMA. *Levantamento do estado da arte da pesquisa dos recursos vivos marinhos do Brasil*. Brasília: Secretaria de Coordenação dos Assuntos do Meio Ambiente – SMA, Programa REVIZEE.
- PAULY, D. 1994. *On the sex of fish and the gender of scientist*. London. Chapman & Hall.
- PAULY, D. 2002. Fisheries management. Nature Publishing Group, Encyclopedia of life sciences, p. 1-5.
- PAULY, D.; ALDER, J.; BENNETT, E.; CHRISTENSEN, V.; TYEDMERS, P.; WATSON, R. 2003. The future for fisheries. *Science*. 302:1359-1361.
- PHILIPPART, C. J. M. 1998. Long-term impact of bottom fisheries on several by-catch species of demersal fish and benthic invertebrates in the south-eastern North Sea. *ICES J. Marine Sc.*, 55:342-352.
- POLI, C. R.; POLI, A. T. B.; ANDREATTA, E.; BELTRAME, E. 2004. *Aquicultura: Experiências Brasileiras*. Florianópolis. Multitarefa Editora.
- QUEIROZ, J. F.; LOURENÇO, J. N. P.; KITAMURA, P. C. 2002. *A Embrapa e a aquicultura: demandas e prioridades de pesquisa*. Brasília: Embrapa: Informação Tecnológica.
- RANA, K. 1997. Recent Trends in global aquaculture production: 1984-1995. *FAO Aquaculture Newsletter*, 16:14-19.
- RESENDE, E. K.; RIBEIRO, R. P.; LEGAT, A. P.; BENITES, C. 2009. Melhoramento genético em peixes – uma revolução na aquicultura do Brasil. *Boletim SBI*, 94:5-6.
- ROTTA, M. A.; QUEIROZ, J. F. 2003. Boas práticas de manejo (BPMs) para a produção de peixes em tanques-redes. Corumbá: Embrapa Pantanal. Série Documentos, 47.
- SUBASINGHE, R.; SOTO, D.; JIA, J. 2009. Global aquaculture and its role in sustainable development. *Reviews in Aquaculture*. 1:2-9.
- SWINTON, S. M. 2005. As ecosystem services are demanded of agriculture, what of agricultural economists? *Western Economics Forum*.
- VARADI, L. 2001. Review of trends in the development of European inland aquaculture linkages with fisheries. *Fish. Manag. Ecol.*, 8:453-462.
- VINATEA, L. A. 2004. *Fundamentos de Aquicultura*. Florianópolis: Editora da UFSC.
- VOLTERRA, V. 1928. Variations and fluctuations of the number of individuals in animal species living together. *J. Cons. Perm. Int. Explor. Mer.*, 3:1-51.
- WALDIGE, V.; CASEIRO, A. 2004. A indústria de rações: situação atual e perspectivas. *Panorama Aquicul.*, 81(14):27-32.
- WILCOX, J. 2009. How to make a small fortune in aquaculture. Disponível em: <http://www.aquaculturecouncilwa.com/how-to-get-into-aquaculture/how-to-make-a-small-fortune-in-aquaculture>.
- ZANIBONI FILHO, E. 1997. O desenvolvimento da piscicultura brasileira sem a deterioração da qualidade de água. *Rev. Brasil. Biol.*, 57(1):3-9.
- ZIMMERMANN, S. 2001. Estado atual e tendências da moderna aquicultura. In: MOREIRA, H. L. M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R. P.; ZIMMERMANN, S. (Org.). *Fundamentos da moderna aquicultura*. Canoas: Editora da ULBRA, p. 191-199.

Capítulo 2

Criação comercial do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818)

Bruno Adan Sagratzki Cavero, Maria Anete Leite Rubim & Thiago
Marinho Pereira

Resumo

A criação de tambaqui Colossoma macropomum vem crescendo em ritmo acelerado nos últimos anos, contribuindo consideravelmente no agronegócio no estado do Amazonas. Esta nova dinâmica tem incentivado a profissionalização desta atividade, levando ao surgimento de empreendimentos com perfil empresarial. Esta nova fase da criação do tambaqui demanda de informações econômicas mais precisas, associadas aos parâmetros de crescimento da espécie, que gerem políticas de fomento condizentes com a nova realidade. Este capítulo tem então o objetivo de contribuir com informações técnico-econômicas que possam nortear empreendimentos e as ações de linhas de crédito existentes, através das agências de fomento.

Abstract

In recent years, tambaqui Colossoma macropomum culture which has grown at a faster rate, is considerably contributing to agribusiness in the Amazonas state. This new dynamics has stimulated its professionalization and has led to the emergence of new enterprises with business profile. This new phase in tambaqui culture requires more accurate economic information linked to growth parameters that can result in promoting policies conducive to this new paradigm. This chapter is aimed at providing proper technical and economic information that can give a new direction both enterprises and credit flow through funding agencies.

Introdução

A piscicultura no estado do Amazonas é uma área do agronegócio que vem crescendo em ritmo acelerado nos últimos cinco anos. Este crescimento acompanha uma tendência mundial de profissionalização, o que já ocorre em outras atividades agropecuárias (Gonçalves, 2005; Iglécias, 2007).

Por deter grande porção do mercado regional destinado aos peixes, entre estes, o tambaqui *Colossoma macropomum* é o que merece maior destaque, devido sua adaptabilidade aos ambientes de cultivo (Arbeláez-Rojas et al., 2002). Além disso, a consolidação da atividade é favorecida pela tecnologia de propagação artificial e cadeia produtiva estabelecida (Parente et al., 2003; Nunes et al., 2006).

A piscicultura desta espécie despertou o interesse empresarial devido à rentabilidade, pois, pode alcançar Taxa Interna de Retorno (TIR) acima de 40% por safra de comercialização e Período de Recuperação do Capital (PRC) abaixo de três anos (Izel & Melo, 2004).

Para o cultivo de tambaqui diversas estratégias estão sendo desenvolvidas com o intuito de aumentar a produtividade. Sistema de aeradores e/ou similares (Boyd, 1998; Sipaúba-Tavares et al., 1999), privação alimentar (Ituassú et al., 2004), utilização de enzimas exógenas (Nunes et al., 2006) e dimensionamento de viveiros (tamanho e profundidade) são exemplos tecnológicos que já demonstraram capacidade de incremento na produtividade desta espécie, diminuindo os custos de produção.

Alevinagem

É realizada em pequenos viveiros onde se espera que os peixes atinjam tamanho suficiente para ir para os viveiros de engorda. O tamanho final para os peixes nesta fase depende da programação do ciclo de produção do empreendimento.

Os alevinos geralmente são estocados com tamanhos de 2 a 3 cm e peso médio de 1,5 a 2 g. É possível calcular a biomassa final esperada após a recria como, por exemplo, no viveiro descrito acima são estocados 12.000 alevinos de tambaqui, aos 45 dias espera-se um crescimento que proporcione um peso final de 80 g. Essa relação final permitirá calcular a biomassa final que o viveiro, em condições ótimas, irá suportar, que será de 1.000 kg, ou seja, 12.000 alevinos de 80 g de peso médio (Tabela 1), a biomassa será atingida aos 45 dias (Figura 1).

Na Figura 1, pode ser observado que a biomassa máxima (1.000 kg) do viveiro em questão será atingida em 45 dias. Se tratando de viveiros com dimensões diferentes, recomenda-se refazer os cálculos de produtividade, com a finalidade de evitar transtornos durante a recria.

Tabela 1. Descrição de produtividade de um viveiro de alevinagem de 2.000 m² e 1,0 m de profundidade com relação ao consumo de oxigênio do viveiro.

Superfície (m ²)	Profund. (m)	Volume (m ³)	Conversão p/litros	OD (mg/L)	Total OD disponível	Consumo do tanque (% do total)	OD disponível para os peixes	Consumo dos peixes mgOD/kg de biomassa/hora	Período (horas)	Capac. viveiro (kg)
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	70,00	3.000.000,00	250	12	1.000,00
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	71,00	2.900.000,00	250	12	966,67
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	72,00	2.800.000,00	250	12	933,33
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	73,00	2.700.000,00	250	12	900,00
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	74,00	2.600.000,00	250	12	866,67
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	75,00	2.500.000,00	250	12	833,33
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	76,00	2.400.000,00	250	12	800,00
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	77,00	2.300.000,00	250	12	766,67
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	78,00	2.200.000,00	250	12	733,33
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	79,00	2.100.000,00	250	12	700,00
2.000,00	1,00	2.000,00	2.000.000,00	5,00	10.000.000,00	80,00	2.000.000,00	250	12	666,67

OD: Oxigênio dissolvido; Profund.: Profundidade; Capac. viveiro: Capacidade do viveiro.

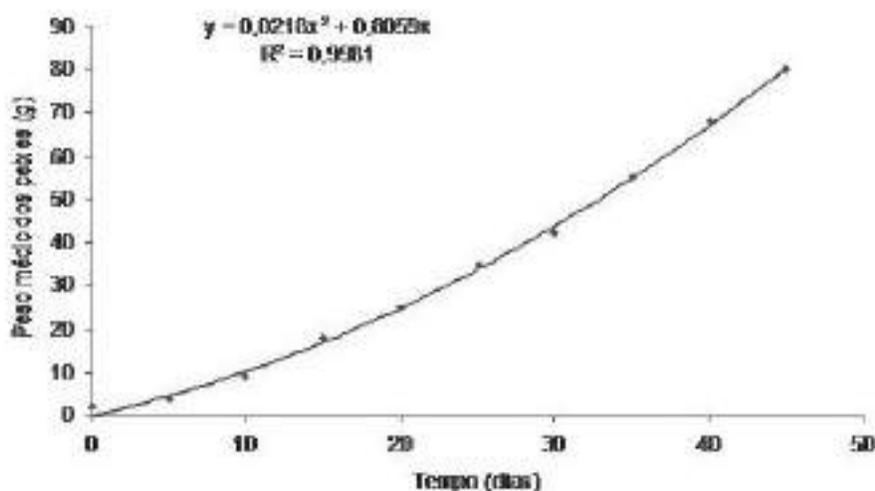


Figura 1. Perfil de crescimento em peso de juvenis de tambaqui (n=12.000) cultivados em viveiros com fundo de argila (2.000m²) durante 45 dias.

A - Preparação de viveiros e qualidade da água

A qualidade da água é um item imprescindível para a criação de peixes em qualquer fase de crescimento (Boyd, 1982; Sipaúba-Tavares, 1994; Pereira & Mercante, 2005). Durante a recria, quando o adensamento é grande e os peixes possuem uma maior taxa de respiração por unidade de biomassa/tempo, este cuidado deve ser maior.

Para a criação comercial de peixes em viveiros com fundo de argila é necessário realizar a aplicação de calcário (correção do pH do solo) e adubo químico (facilitar a produtividade primária), incentivando a proliferação de micro-organismos fotossintéticos e plânctons em geral (Garg & Bhatnagar, 2000). As quantidades de calcário e adubo podem ser observadas na Tabela 2.

Tabela 2. Aplicação de calcário e adubação em viveiros de recria para juvenis de tambaqui*.

Itens	kg/ha	kg/m ²
Calcário*	2.000	400
Superfosfato triplo*	200	40
Uréia ou Sulfato de amônio*	300	60

* Dados fornecidos pela Agroindustrial Tambaqui Ltda.

Esta quantidade de adubo é suficiente para manter as condições da água com qualidade adequada para a recria. A aplicação deverá ser realizada em duas fases. No momento de enchimento do viveiro deverão ser aplicados 100% do calcário e 60% da adubação. Na segunda fase, após 20 dias, será realizada apenas a aplicação do adubo restante (Agroindustrial Tambaqui, 2008). As variáveis físicas e químicas apresentadas na Tabela 3 deverão permanecer estáveis e com as variações projetadas para a recria nestas condições.

É recomendável estabelecer a biomassa máxima a ser estocada no viveiro, uma vez que o excesso de densidade de estocagem leva a maior heterogeneidade do lote a ser criado, prejudicando o processo de engorda. A piscicultura moderna tem por finalidade produzir lotes mais homogêneos possíveis, uma vez que esta prática facilita a negociação e comercialização do peixe.

Tabela 3. Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros da qualidade da água, desejáveis para a recria de juvenis de tambaqui.

Parâmetro observado	Varição
pH	6,0 \pm 1,0
Temperatura (°C)	26,7 \pm 0,4
Condutividade elétrica (μ S/cm ²)	~ 40,0 \pm 5,0
Oxigênio dissolvido (mg/L)	5,5 \pm 1,0
Amônia total (NH ₃ + NH ₄) (mg/L)	Abaixo de 0,5 \pm 0,01
Amônia não ionizada (NH ₃) (mg/L)	Abaixo de 0,5 \pm 0,01
Nitrito (mg/L)	Abaixo de 0,01 \pm 0,001
Transparência (cm de profundidade)*	40 cm \pm 10,0
Gás carbônico (mg/L)	Até 10,0
Dureza (mg de CaCO ₃ /L)	40-120

* Medição realizada com o disco de Secchi.

B - Oferta de alimento

Durante os primeiros quinze dias o alimento deve ser ofertado quatro vezes ao dia, na proporção de 10% da biomassa de peixe estocada. Após este período, a alimentação deve ser realizada duas vezes ao dia na proporção de 5% de biomassa estocada até completar os quarenta e cinco dias de recria.

C - Investimento, custos e rentabilidade

Na Tabela 4 é possível observar o valor do investimento e os custos de produção de juvenis de tambaqui (n = 12.000) em viveiros com fundo de argila de 2.000 m². O preço de produção por indivíduo é de R\$0,55 (cinquenta e cinco centavos de real). Entretanto o custo de produção por quilograma é de R\$ 6,83 (seis reais e oitenta e três centavos). O valor de venda de juvenis de 0,08 kg pode chegar a R\$ 1,50 (um real e cinquenta centavos) por indivíduo.

Tabela 4. Custos da recria de juvenis de tambaqui (n = 12.000) em viveiros com fundo de argila de 2.000 m².

Investimento							
Capital	Serviços/Descriminação	Unidade	Quant.	Preço Unitário	Depreciação (anos)	Total	
Limpeza da área	Remoção da camada orgânica e destocamento (deslocamento, elevação, carga, transporte e espalhamento)	m ²	0,3	R\$ 3.000,00	20,00	R\$	45,00
Viveiro semi-escavado	Escavação, carga, transporte, espalhamento e compactação	m ³	1012	R\$ 12,00	20,00	R\$	607,20
Balança		Unidade	1	R\$ 720,00	5,00	R\$	144,00
Redes p/Despesca		Unidade	2	R\$ 1.500,00	3,00	R\$	1.000,00
Projeto		Unidade	1	R\$ 560,00	20,00	R\$	560,00
Mão de Obra		Unidade	1,5	R\$ 415,00		R\$	622,50
Encargos trabalhistas		Unidade	1,5	R\$ 373,50		R\$	560,25
Energia elétrica		kW/h	60	R\$ 0,27		R\$	16,20
Custeio							
Animais	Juvenis	milheiro	12	R\$ 100,00		R\$	1.200,00
Arraçoamento	Ração Inicial 34% PB	saco 25 kg	40	R\$ 32,50		R\$	1.300,00
Adução	Superfosfato Triplo	saco 50 kg	1	R\$ 124,00		R\$	124,00
	Ureia	saco 50 kg	1	R\$ 102,00		R\$	102,00
Calagem	Calcário Dolomítico	saco 40 kg	20	R\$ 16,00		R\$	320,00
Custo total						R\$	6.556,15
Média de peso dos peixes (kg)							0,08
Biomassa final esperada (kg)							960,00
Custo/kg de peixe produzido						R\$	6,83
Custo/unidade						R\$	0,55

Nesta análise podemos perceber que o custo de produção para peixes de 0,08 kg é de R\$ 6,83/kg produzido, ou custo unitário de R\$ 0,55 por unidade de peixe. Esta avaliação cria a expectativa de usar a recria (alevinagem) como alternativa de negócio, para o fornecimento de juvenis avançados. Ainda, permite que produtores especializados apenas em engorda de peixes possam encurtar seus ciclos de produção em 45 dias, ou em 14%

do período. Na tabela abaixo, foram simuladas algumas situações comerciais de um empreendimento especializado na venda de juvenis avançados.

Tabela 5. Preço de venda (R\$/milheiro), receita bruta, custos de produção e receita líquida na recria de juvenis de tambaqui (n = 12.000) em viveiros com fundo de argila de 2.000 m² e peso médio final de 0,08 kg.

Preço de venda (R\$/milheiro)	Receita bruta (R\$)	Custos de produção (R\$)	Receita líquida (R\$)
800,00	9.600,00	6.600,00	3.000,00
1000,00	12.000,00	6.600,00	5.400,00
1250,00	15.000,00	6.600,00	8.400,00
1500,00	18.000,00	6.600,00	11.400,00

A prática de venda de juvenis avançados é viável. Entretanto, apresenta o entrave do transporte. É necessário que produtores desta modalidade estejam preparados para enfrentar este problema, uma vez que, para transportar 1.000 juvenis de tambaqui de 0,08 kg (80 kg) serão necessários 1.000 litros de água com oxigenação constante (é aconselhável manter a concentração de OD em 6,0 mg/litro).

Não é recomendado transportar peixes grandes por períodos muito longos devido ao estresse e ao custo alto do frete. O período de transporte adequado não deve ultrapassar dez horas. Os dados da Tabela 6 mostram a relação do preço do frete com relação a distância do transporte.

Tabela 6. Valor do frete a ser praticado por quilômetro percorrido.

Distância do transporte (km)*	R\$/km	Valor do Frete
100	R\$ 12,84	R\$ 1.284,00
200	R\$ 6,98	R\$ 1.396,00
300	R\$ 5,03	R\$ 1.509,00
400	R\$ 4,05	R\$ 1.620,00

* Incluídos os valores do retorno.

Engorda e índices zootécnicos

É realizada em viveiros e/ou reservatórios (barragens) de diversos tamanhos, onde se espera que os peixes atinjam tamanho suficiente para a

comercialização. O tamanho final para os peixes nesta fase depende da programação do ciclo de produção do empreendimento. Na Figura 2, podemos verificar o perfil de crescimento do tambaqui em viveiros escavados com fundo de argila destinados a engorda ao longo do cultivo.

Na Figura 2 é possível observar que para o tambaqui atingir um peso médio de 2 kg são necessários 315 dias (45 dias de recria e 270 dias de engorda). Os índices zootécnicos de produção podem ser observados na Tabela 6. A partir dessa informação é possível calcular a produtividade e consumo de ração de um empreendimento de criação de tambaqui.

Neste caso, o consumo de ração pode ser calculado pela relação existente entre a conversão alimentar alcançada e o ganho de peso. Por exemplo: para calcular o consumo de ração de uma biomassa de 10.000 kg de tambaqui é necessário relacioná-la à conversão alimentar, ou seja, $10.000 \text{ kg} \times 1,6 = 16.000 \text{ kg}$ de ração. Como cada saco de ração possui um padrão de 25 kg, o cálculo pode ser realizado em quantidade de sacos consumidos: $16.000 \text{ kg} / 25 \text{ kg} = 640$ sacos. A partir desse resultado é possível consultar o preço do saco de ração e realizar o orçamento da ração a ser consumida (Tabela 8).

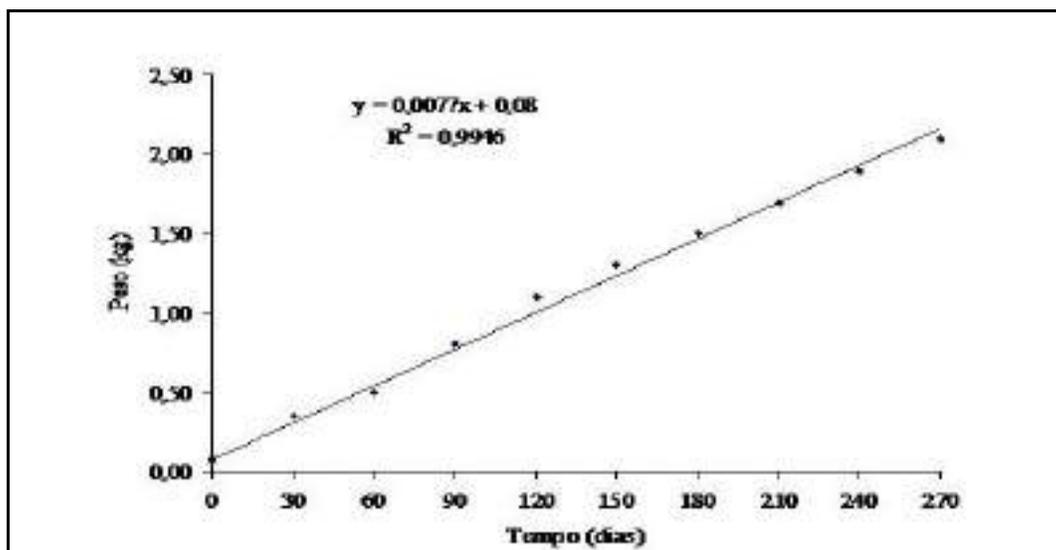


Figura 2. Perfil de crescimento do tambaqui (peso médio/g) em viveiros escavados com fundo de argila (área = 1,5 hectares), período de engorda de 270 dias, acrescido de 45 dias de recria.

Tabela 7. Médias do peso inicial, do peso final, do ganho de peso, da conversão alimentar aparente e da sobrevivência de juvenis de tambaqui cultivados em viveiros semiescavados durante 270 dias (*).

Variáveis	Níveis
Peso Inicial (g)	80,0 ± 9,4
Peso Final (g)	2016,7 ± 156,1
Ganho de Peso (g)	1936,7 ± 225,0
Conversão Alimentar Aparente	1,6 ± 0,3
Sobrevivência (%)	99,00

(*). Dados cedidos pela Agroindustrial Tambaqui Ltda.

A - Investimento, custos e rentabilidade

Na Tabela 8 é possível observar o valor do investimento e os custos de produção de juvenis de tambaqui (n = 20.000) em cinco (05) hectares de viveiros semiescavados com fundo de argila (módulo mínimo comercial para esta modalidade). O preço de produção por indivíduo foi de R\$ 7,89 (sete reais e oitenta e nove centavos) (Tabela 10) e o custo por quilograma de peixe produzido foi de R\$ 3,95 (três reais e noventa e cinco centavos). O valor de venda de juvenis de 2,00 kg praticado nas pisciculturas no entorno de Manaus, AM, pode chegar a R\$ 6,00 (seis reais) por quilograma.

Alguns autores citam que a ração é o item mais caro do processo de produção, chegando a representar entre 60% a 80% dos custos totais de produção (Pereira-Filho, 1995). No levantamento realizado neste trabalho os custos com ração não ultrapassaram os 43% dos custos totais (Tabela 9). Provavelmente, os trabalhos anteriores não levaram em consideração o pagamento e/ou amortização do investimento ao longo do tempo. Este tipo de abordagem é muito comum e pode levar a subestimar os custos com investimento de capital e fixo ao instalar um empreendimento de piscicultura. Os custos com investimentos de capital e fixo devem ser levantados, uma vez que representam mais de 40% dos custos totais de produção.

Tabela 8. Investimento e custeio (criação de tambaqui) necessários para a instalação de cinco (05) hectares de lâmina d'água para viveiros semiescavados com fundo de argila. Neste levantamento foi considerado conversão alimentar de 1,6 e preço do saco de ração a vinte e seis reais e cinqüenta centavos (R\$ 26,50).

CAPITAL	Serviços/ Discriminação	Unidade	Quant.	Preço Unitário	Depreciação (anos)	Total	Total(não depreciado)
Limpeza da área	Remoção da camada orgânica e destocamento (deslocamento, elevação, carga, transporte e espalhamento)	Ha.	7,00	R\$ 3.000,00	10,00	R\$ 2.100,00	R\$ 21.000,00
Viveiro escavado	semi Escavação, carga, transporte, espalhamento e compactação	m ³	14.831,8	R\$ 12,00	10,00	R\$ 17.798,20	R\$ 177.981,96
Reservatório água	de Escavação, carga, transporte, espalhamento e compactação	m ³	3.200,00	R\$ 12,00	10,00	R\$ 3.840,00	R\$ 38.400,00
Sistema bombeamento	de Complexo motobomba (motor 67 CV/bomba tipo mancal 4"x6").	Vários	1,00	R\$ 18.500,00	10,00	R\$ 1.850,00	R\$ 18.500,00
Sistema abastecimento	de Tubulação PVC com conexões (500 m)	Vários	1,00	R\$ 6.041,66	10,00	R\$ 604,17	R\$ 6.041,66
Sistema drenagem	de Estrutura tipo cachimbo. Concreto, tubo PVC rígido (200mm)	Vários	5,00	R\$ 1.350,00	10,00	R\$ 675,00	R\$ 6.750,00
Instalações elétricas	Rede elétrica aérea de alta tensão. Transformador 75 kva. Conexões	Vários	1,00	R\$ 16.500,00	10,00	R\$ 1.650,00	R\$ 16.500,00
Balança		Unidade	1,00	R\$ 3.250,00	5,00	R\$ 650,00	R\$ 3.250,00
Redes p/Despesca		Unidade	2,00	R\$ 3.200,00	3,00	R\$ 2.133,33	R\$ 6.400,00
Projeto		Unidade	1,00	R\$ 5.000,00	10,00	R\$ 500,00	R\$ 5.000,00
							R\$ 299.823,62
CUSTO FIXO							
Mão-de-Obra		Unidade	36,00	R\$ 415,00		R\$ 14.940,00	
Encargos trabalhistas		Unidade	36,00	R\$ 290,50		R\$ 10.458,00	
Energia elétrica		kW/h	2.250,00	R\$ 0,27		R\$ 607,50	
Manutenção		Unidade	1,00	R\$ 6.629,76		R\$ 6.629,76	
CUSTEIO							
Animais	Juvenis	milheiro	20,00	R\$ 550,00		R\$ 11.000,00	
Arraçoamento	Ração Crescimento I 28% PB	Saco 25 kg	2.560,00	R\$ 26,50		R\$ 67.840,00	
Adubação	Superfosfato Triplo	Saco 50 kg	20,00	R\$ 124,00		R\$ 2.480,00	
	Uréia	Saco 50 kg	40,00	R\$ 102,00		R\$ 4.080,00	
Calagem	Calcário Dolomítico	Saco 40 kg	500,00	R\$ 16,00		R\$ 8.000,00	
						Custo total	R\$ 157.835,96

Tabela 9. Resumo do investimento e custeio para a criação de tambaqui em viveiros semiescavados com fundo de argila (CTP = custo total de produção).

		% do CTP
Capital (depreciado)	R\$ 31.800,70	20,147941
Custo fixo	R\$ 32.635,26	20,676696
Custeio	R\$ 25.560,00	16,194029
Ração	R\$ 67.840,00	42,981335
Custo total	R\$ 57.835,96	100

Tabela 10. Índices de produção e resumo da análise financeira (juros sobre o investimento e custeio, custos de produção e capital depreciado e receitas) na criação de tambaqui em cinco hectares de viveiros semiescavados com fundo de argila.

Índices de Produção	
Média de peso dos peixes (kg)	2,00
Biomassa final esperada (kg)	40.000,00
Custo/kg de peixe produzido (R\$/kg) – Incluindo juros do financiamento	3,95
Custo/Unidade (R\$)	7,89
Resumo da Análise Financeira	
Juros (7,44% a.a.) (R\$)	31.683,90
Capital depreciado (R\$)	31.800,70
Custeio + Custos fixos e Semifixos (R\$)	126.035,26
Custos totais (Amortização + Custeio) (R\$)	189.519,86
Receita Bruta (R\$)	240.000,00
Receita líquida (R\$)	50.480,14

B - Preparação de viveiros e qualidade da água

Assim como na recria, a qualidade da água nesta fase demanda de cuidado especial para a criação dos peixes (Boyd, 1982; Sipaúba-Tavares, 1994; Pereira & Mercante, 2005). A manutenção da água com qualidade boa é fundamental para o crescimento dos peixes, uma vez que nesta fase os índices zootécnicos devem ser otimizados com a finalidade de uma maior receita líquida.

Na Tabela 11, é possível observar um cronograma de adubação e calagem e os valores desejáveis dos parâmetros físico-químicos da qualidade da água para a criação de tambaqui em viveiros semiescavados com fundo de argila (Tabela 12).

Tabela 11. Adubação e aporte de calcário por hectare de lâmina de água*.

<i>Período</i>	<i>Sulfato de amônio/Uréia</i>	<i>Superfostato simples</i>	<i>Calcário dolomítico</i>
Início da produção	200 kg	100 kg	2000
30 dias	30 kg	25 kg	
90 dias	30 kg	25 kg	1000 [#]
150 dias	30 kg	25 kg	
210 dias	30 kg	25 kg	

*: Dados fornecidos pela Agroindustrial tambaqui Ltda (2008).#: A adição de calcário nesta fase pode ser adiado de acordo com pH da água analisado no período.

Tabela 12. Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros da qualidade da água, desejáveis para a engorda de juvenis de tambaqui.

<i>Parâmetro observado</i>	<i>Varição</i>
pH	6,0 \pm 1,0
Temperatura (°C)	26,7 \pm 0,4
Condutividade elétrica (μ S/cm ²)	~ 40,0 \pm 5,0
Oxigênio dissolvido (mg/L)	5,5 \pm 1,0
Amônia total (NH ₃ + NH ₄) (mg/L)	Abaixo de 0,5 \pm 0,01
Amônia não ionizada (NH ₃) (mg/L)	Abaixo de 0,5 \pm 0,01
Nitrito (mg/L)	Abaixo de 0,01 \pm 0,001
Transparência (cm de profundidade)*	40 cm \pm 10,0
Gás carbônico (mg/L)	Até 10,0
Dureza (mg de CaCO ₃ /L)	40-120

* Medição realizada com o disco de Secchi.

C - Oferta de alimento

Durante os primeiros seis meses de criação o alimento deve ser ofertado duas vezes ao dia na proporção de 3% da biomassa de peixe estocada. Após este período, a alimentação pode ser reduzida a proporção de 2% de biomassa estocada sem comprometer o crescimento dos animais. Entretanto, isso só deve ser feito se os índices zootécnicos permitirem, caso contrário, sugere-se manter a taxa de alimentação de 3% da biomassa estocada.

Considerações finais

A criação de tambaqui em viveiros semiescavados se apresenta como um sistema de cultivo viável, devido às seguintes razões: (1) não agride áreas de preservação permanente precisando apenas de reservatório de água para abastecimento (Resolução CONAMA 369/06); (2) a quantidade de efluente gerado é mínima devido aos viveiros só demandarem de água para reposição; (3) a renovação total da água só ocorre após quatro ciclos de produção (existem situações com mais de cinco safras que se troca total de água). Entretanto, a confecção de filtros pode permitir o reuso da água; (4) é um sistema de fácil confecção e com custo de instalação compatível com a rentabilidade da atividade e (5) otimiza as boas práticas de manejo (BPMs), como a facilidade para a realização das biometrias e acompanhamento zootécnico, da qualidade da água e despescas rápidas.

Referências

-
- AGROINDUSTRIAL TAMBAQUI. 2008. *Manejo comercial da piscicultura semi-intensiva*. Local, xx p. (Boletim Técnico).
- ARBELÁEZ-ROJAS, G. A.; FRACALOSSO, D. M.; FIM, J. D. I. 2002. Composição corporal de tambaqui, *Colossoma macropomum*, e matrinxã, *Brycon cephalus*, em sistemas de cultivo intensivo, em igarapé, e semi-intensivo, em viveiros. *Rev. Brasil. Zoot.*, 31:1059-1069.
- BOYD, C. E. 1982. *Water quality management for pond fish culture*. New York: Elsevier.
- BOYD, C. E. 1998. Pond water aeration systems. *Aquacul. Engin.*, 18:9-40.
- GARG, S. K.; BHATNAGAR, A. 2000. Effect of fertilization frequency on pond productivity and fish biomass in still water ponds stocked with *Cirrhinus mrigala* (Ham.). *Aquacult. Res.*, 31:409-414.
- GONÇALVES, J. S. 2005. Dinâmica da agropecuária paulista no contexto das transformações de sua agricultura. *Inform. Econôm.*, 35:12.
- IGLÉCIAS, W. 2007. O empresariado do agronegócio no Brasil: ação coletiva e formas de atuação política – as batalhas do açúcar e do algodão na OMC. *Rev. Soc. Polít.*, 28:75-97.
- ITUASSU, D. R.; SANTOS, G. R. S.; ROUBACH, R.; PEREIRA-FILHO, M. 2004. Desenvolvimento de tambaqui submetido a períodos de privação alimentar. *Pesq. Agrop. Bras.*, 39:1199-1203.
- IZEL, A. C. U.; MELO, L. A. S. 2004. *Criação de tambaqui (Colossoma macropomum) em tanques escavados no estado do Amazonas*. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 20 p. (Série Documentos, 32).
- MELO, L. A. S.; IZEL, A. C. U. 2003. *Criação de tambaqui em barragens*. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental Série Documentos.
- NUNES, E. S. S.; CAVERO, B. A. S.; PEREIRA-FILHO, M.; ROUBACH, R. 2006. Enzimas digestivas exógenas na alimentação do tambaqui. *Pesq. Agrop. Brasil.*, 41:139-143.
- PARENTE, V. M.; OLIVEIRA-JÚNIOR, A. R.; COSTA, A. M. 2003. *Potencialidades regionais: estudo de viabilidade econômica: Sumário executivo*. Manaus: Superintendência da Zona Franca de Manaus.

- PEREIRA-FILHO, M. 1995. Nutrição de peixes em cativeiro. In: VAL, L. A.; HONCZARIK, A. (Ed.). *Criando peixes na Amazônia*. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, p. 61-74.
- SIPAÚBA-TAVARES, L. H. 1994. *Limnologia Aplicada à Aqüicultura*. Jaboticabal: FUNEP. (Boletim Técnico do CAUNESP)
- SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; FREITAS, A. M.; BRAGA, F. M. S. 1999. The use of mechanical aeration and its effects on water mass. *Rev. Brasil. Biol.*, 59:33-42.

Capítulo 3

Criopreservação de sêmen de peixes no contexto do agronegócio da piscicultura

Alexandre Nizio Maria, Hymerson Costa Azevedo & Paulo César Falanghe Carneiro

Resumo

O conhecimento sobre o armazenamento de sêmen de peixe vem avançando desde a década de 50. Neste artigo são apresentadas técnicas de processamento e armazenamento de sêmen de peixes, abordando sua importância como ferramenta tanto para programas de melhoramento genético de espécies de interesse econômico quanto para iniciativas de re-estabelecimento de populações em ambientes em recuperação. Informações sobre as particularidades do sêmen das diversas espécies de peixes permitem a padronização da técnica, definindo com isso os componentes dos crioprotetores e meios diluentes, bem como os procedimentos adequados para o congelamento e descongelamento. Avanços nessa área permitem a criação de importantes bancos de sêmen de peixes nativos, criando inclusive uma nova perspectiva para o agronegócio da piscicultura.

Abstract

The knowledge on fish semen storage has been improved since the beginning of the 1950 decade. This paper presents techniques on fish semen process and storage, indicating its importance as a tool either for aquaculture genetic programs or maintenance of genetic diversity of fish populations that are endangered. Information about particularities on semen of different fish species allow the advance on techniques as cryoprotectants and extenders determinations, as well as adequate procedures and rates for semen freezing and thawing. Improvements in this area are of interest to promote the creation of important gene banks for native fish species. Advances in this area allow the creation of semen banks of native fishes and induce a new perspective to the commercial fish culture sector.

Introdução

A criopreservação é uma técnica que se utiliza de temperaturas extremamente baixas para manter a estrutura e funcionalidade de células e tecidos vivos, conservando-os geneticamente viáveis e reversivelmente inertes do ponto de vista metabólico (Pegg, 2007). O primeiro trabalho sobre congelamento de sêmen de peixe foi realizado por Blaxter (1953) para viabilizar o cruzamento de dois “tipos” de arenques que desovam em épocas diferentes do ano. Essa pesquisa, publicada há mais 50 anos, coincidiu com um sucesso semelhante em bovinos. Nos anos seguintes, uma indústria multimilionária foi desenvolvida para o sêmen congelado de animais domésticos, enquanto que, apenas recentemente, a criopreservação de sêmen de espécies aquáticas parece estar na fase de transição entre a experimentação e o mercado (Tiersch, 2003).

A tecnologia de congelamento de sêmen de bovinos pode ser considerada madura nos dias atuais. Essa tecnologia tem sido adotada pelos programas de inseminação artificial em todo o mundo devido, em parte, aos seus benefícios econômicos como o aumento da disponibilidade de sêmen e redução nos custos com transporte e manutenção de plantéis de reprodutores. Uma tecnologia madura é aquela que já está em uso durante um período suficientemente longo e a maioria das suas falhas iniciais e problemas inerentes já foram reduzidos ou eliminados (Wikipedia, 2009). Podemos considerar a cronologia de desenvolvimento do mercado maduro de sêmen de bovinos leiteiros como uma trajetória teórica do ciclo de vida para um futuro mercado de sêmen de peixes criopreservado (Figura 1). Comparativamente, à criopreservação do sêmen de bovinos leiteiros e de outros animais domésticos que atingiram sua maturidade e tem sido utilizado em nível comercial, o estágio de desenvolvimento tecnológico de sêmen conservado de peixes estão em algum lugar entre a concepção e a infância (Caffey & Tiersch, 2000).

Atualmente, muitas são as técnicas de manipulação de sêmen já estabelecidas para várias espécies de peixes, com especial destaque para as famílias characidae, prochilodontidae, anastomidae (Viveiros & Godinho, 2009), cyprinidae (Billard et al., 1995), siluridae (Legendre et al., 1996) e salmonidae (Scott & Baynes, 1980). Mesmo assim, com exceção da truta arco-íris e o salmão do Atlântico, ainda há muitas questões básicas para serem respondidas no que tange às técnicas de conservação de sêmen de muitas espécies tropicais de interesse econômico e ambiental (Carolsfeld et al., 2003a).

O presente capítulo apresenta informações sobre a criopreservação de sêmen de peixes e, além disso, aborda sua importância como ferramenta na conservação dos recursos genéticos da ictiofauna bem como sua aplicação no agronegócio da piscicultura.

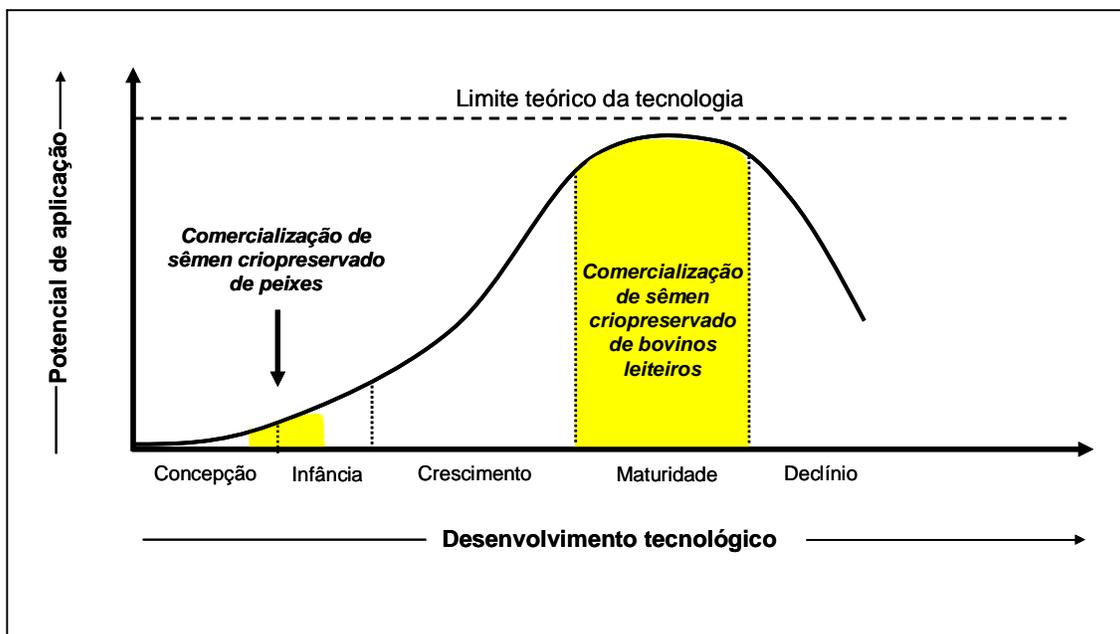


Figura 1. Estudo comparativo do ciclo de vida do mercado de sêmen criopreservado de bovinos e de peixe (Adaptado de Caffey & Tiersch, 2000).

A importância da conservação de sêmen de peixes para o agronegócio

No tocante ao agronegócio da piscicultura, há muitas vantagens no uso de técnicas de conservação de sêmen de peixes. Ao rever um pouco a história percebe-se que todas as espécies de animais e plantas tidas hoje como domesticadas passaram por um processo de cruzamentos iniciado e complementado continuamente com a participação de espécies silvestres. Os parentes silvestres das raças melhoradas têm genes necessários para o melhoramento continuado das espécies domesticadas de interesse econômico. Em vários casos eles oferecem genes para os quais não houve previsão de seu uso no presente, mas que podem ser importantes para a continuidade da produção de uma determinada espécie.

A manutenção de plantéis de reprodutores de peixes com a finalidade de gerar descendentes para a produção nas pisciculturas depende da constante renovação de seus indivíduos e atenção para se evitar os riscos do endocruzamento. Endocruzamento é o acasalamento entre indivíduos de parentesco próximo e que leva à homozigose, presença de apenas uma forma do gene para uma característica particular. A homozigose não é necessariamente um problema, sendo muitos dos caracteres importantes de animais domésticos dependentes de características homozigóticas relacionadas, por exemplo, ao crescimento e produção de leite. Porém, a

homozigose de formas deletérias de genes é prejudicial e o endocruzamento tem maior tendência a acumular esta condição do que o cruzamento entre indivíduos sem parentesco (Tave, 1986).

Em aquicultura, problemas de consanguinidade, por exemplo, podem ocorrer como resultado de cruzamento seletivo que seleciona genes de interesse particular pelo endocruzamento, reduzindo a diversidade genética. Uma forma de contornar esses problemas é pela conservação do sêmen a baixas temperaturas, seja na forma resfriada ou congelada em bancos de germoplasma, mantendo o tamanho efetivo da população sem a necessidade de manutenção de um grande número de reprodutores no plantel e possibilitando ainda a redução nos custos de produção.

Sob refrigeração, os espermatozoides de peixes podem ser armazenados por algumas horas ou dias, dependendo da espécie, enquanto que mantidos em temperaturas negativas podem ser estocados por muitos anos (Billard et al., 2004). A refrigeração do sêmen possibilita sua estocagem por aproximadamente 10 dias, facilitando os trabalhos de rotina dentro de um laboratório de reprodução induzida e favorecendo a concentração dos esforços para o trabalho com as fêmeas. Adicionalmente, trata-se de uma técnica simples e de baixo custo que pode ser implementada nas pisciculturas voltadas à produção de alevinos. A técnica de refrigeração possibilita também a redução dos custos de manutenção do plantel de reprodutores, bem como trocas de material genético entre laboratórios (Carneiro et al., 2006).

A conservação de sêmen por longos períodos, possível pela técnica de criopreservação, tem como uma finalidade importante guardar genes para aumentar a variabilidade genética de uma determinada população. Da mesma forma que uma população natural de peixes depende de elevada biodiversidade genética para aumentar suas chances de adaptação ao meio onde vive, um programa de melhoramento genético precisa dessa variabilidade para diminuir possíveis efeitos negativos causados por endocruzamentos e homozigoses (Fauvel et al., 1998; Carolsfeld et al., 2003b) e para transmitir à população genes que poderão ser responsáveis por características importantes como resistência a doenças e a mudanças climáticas.

O congelamento do sêmen de peixes com nitrogênio líquido apresenta algumas limitações técnicas quanto à sua utilização para a produção de alevinos em larga escala em função da necessidade de determinação de metodologias para o armazenamento de grandes volumes de sêmen. No Brasil a utilização de sêmen congelado como rotina nas estações de piscicultura ainda é pouco difundida ou inexistente na grande maioria dos laboratórios. Por outro lado, trata-se de uma técnica muito valiosa para a preservação de material genético que pode ser utilizado em programas de melhoramento de espécies de interesse econômico ou mesmo em laboratórios públicos ou privados de produção de alevinos.

A criopreservação na conservação de recursos genéticos

São muitas as razões que justificam o uso de técnicas para o armazenamento de sêmen de peixes do ponto de vista da conservação de recursos genéticos. A agressão sofrida pelo meio ambiente nos últimos anos, em especial os ambientes aquáticos, vem afetando diretamente as

populações de espécies nativas de peixes. Mesmo antes de uma espécie de peixe entrar para a lista daquelas ameaçadas de extinção, muitas de suas características genéticas originais podem ter sido modificadas visando a sua adaptação ao ambiente alterado. Com o passar de algumas poucas gerações, algumas características genéticas podem até serem perdidas. As estratégias de recuperação da ictiofauna de corpos d'água que passam por período de reversão de um processo de deterioração podem ser grandemente auxiliadas por ações prévias de colheita e conservação do sêmen sob baixas temperaturas (Rana, 1995).

O tema reveste-se de grande importância, principalmente em função do notório declínio dos estoques pesqueiros causado pelas mais diversas razões tais como: a sobrepesca, poluição, uso conflitante da água, construção de barragens e reservatórios, extrativismo, além da introdução indiscriminada de espécies exóticas no ambiente. Adicionalmente, as mudanças climáticas recentemente intensificadas pela emissão de gases na atmosfera certamente estão tendo e ainda terão efeito na perda ou descaracterização de algumas populações de peixes que não são adaptáveis às temperaturas mais quentes das águas. A redução no número de indivíduos de uma determinada população reduz também a sua variabilidade genética, fazendo com que sua capacidade de adaptação a novos ambientes seja diminuída. O armazenamento de sêmen de peixes por longos períodos de tempo é uma ferramenta importante que possibilita a manutenção da variabilidade genética de uma população para uso futuro. Sua utilização numa eventual tentativa de recuperação de uma população de peixes garante uma base genética mais ampla, produzindo indivíduos com maior capacidade de adaptação e menores chances de sucumbir diante das alterações causadas no meio ambiente (Carolsfeld et al., 2003b).

Biologia espermática de peixes

Os espermatozóides de peixes variam em estrutura (Jamieson, 1991), refletindo sua história evolutiva de mais de 550 milhões de anos (Janvier, 1999). Segundo Nagahama (1983), os espermatozóides podem ser morfológicamente subdivididos em cabeça, peça intermediária e cauda. A morfologia dos espermatozóides parece refletir o seu modo de fertilização. Na maioria dos grupos de peixes falta o acrossomo, que ocorre em todos os outros grupos de vertebrados. A carência do acrossomo é compensada pela presença da micrópila, um orifício no córion do ovo para a penetração do espermatozóide (Cosson et al., 1999).

Apesar de apresentar grandes diferenças entre algumas espécies, o sêmen da maioria dos peixes possui uma característica em comum que é a ativação da motilidade espermática pela água. Os espermatozóides não apresentam motilidade, isto é, não apresentam movimento quando estão dentro dos testículos. A fertilização dos ovócitos somente ocorre após a ativação da motilidade dos espermatozóides que se dará após seu contato com a água. Normalmente a ativação é irreversível e a motilidade tem duração muito curta de tempo, após o que o espermatozóide fica incapaz de fertilizar o ovócito. As reservas energéticas do espermatozóide são exauridas rapidamente, sendo importante o conhecimento desse tempo para a espécie que está sendo trabalhada. Espermatozóides de salmão e truta nadam

vigorosamente por menos de um minuto ao passo que outras espécies como tilápias, dourado e a piracanjuba produzem sêmen que apresentam motilidade espermática de alguns minutos. Algumas espécies tropicais nativas de água doce de interesse econômico como o pintado, o curimbatá, o matrinxã, o piauçu e o pacu apresentam tempo muito curto de motilidade, excedendo pouco mais de um minuto (Marques, 2001).

Durante os procedimentos de desova em laboratório é comum a retirada dos gametas "a seco", evitando o contato com a água. A adição da água é feita somente após a mistura dos gametas, aumentando com isso as chances dos espermatozoides fertilizarem os ovócitos dentro do curto tempo em que permanecem ativos. Para o armazenamento do sêmen sob baixas temperaturas, portanto, é importante que seu congelamento seja feito sem que ele seja ativado, sendo imprescindível evitar seu contato com a água ou mesmo a urina do peixe durante sua extração (Harvey & Carolsfeld, 1993).

No congelamento de sêmen, são utilizadas soluções crioprotetoras compostas de um diluidor e um agente crioprotetor, como serão relatados a seguir, e estas são geralmente constituídas de soluções aquosas. Contudo esta solução deve ser elaborada de modo a não ativar o sêmen, sendo mais comumente feita a adição de glicose para regular a sua pressão osmótica e evitar com isso a ativação do espermatozoide. Na prática o desenvolvimento de uma solução crioprotetora para uma determinada espécie de peixe necessita de ensaios para a avaliação dos seus eventuais efeitos tóxicos e sua influência sobre a integridade e funcionalidade espermática. Resumidamente, quando misturado ao meio diluidor, o sêmen não deve estar móvel, mas a sua ativação deve continuar sendo possível com a adição de água no momento da fertilização após o armazenamento e descongelamento (Ohta e Izawa, 1996).

O efeito do congelamento nas células espermáticas

Algumas informações básicas sobre criobiologia são necessárias para a compreensão das injúrias que acontecem durante o congelamento e descongelamento, bem como para encontrar forma de evitá-las. O congelamento, tanto muito lento quanto muito rápido, tende a ser prejudicial às células. Quando qualquer célula em meio aquoso é submetida a temperaturas entre -5 e -15°C, ocorre formação de gelo no meio externo (cristalização), entretanto o conteúdo celular permanece líquido e supergelado. O calor latente do processo de cristalização eleva a temperatura para o ponto de congelamento do meio, isto é, -5°C. Como parte da água do meio extracelular é transformada em gelo, o meio se torna cada vez mais concentrado (hiperosmótico) em relação às células. Numa tentativa de manter o equilíbrio, a água do meio intracelular sai das células. Portanto, os eventos físicos que acontecem na célula dependem da velocidade de congelamento (Medeiros et al., 2002; Viveiros, 2005).

Quando o congelamento é feito em ritmo adequado, há tempo suficiente para a desidratação da célula e a saída da água, evitando-se com isso a formação de cristais em seu interior. Porém, muitas vezes esse processo não ocorre dessa maneira e há a formação de cristais de gelo intracelulares responsáveis por injúrias irreversíveis na célula. Por outro lado, durante congelamento excessivamente lento, as células são expostas por

muito tempo aos chamados “efeitos de solução”, isto é, a todas as características de mudanças da solução extracelular como: a cristalização do gelo, a concentração de sal e elevação da osmolaridade, a alteração do pH, as alterações das composições das soluções em consequência dos sais atingirem seu ponto de saturação e cristalização, além de todas as implicações celulares desses eventos (Senger, 1986; Watson, 1995).

Diferentemente das hemácias, células com alta permeabilidade que possibilita rápida desidratação, o espermatozóide necessita da adição de substâncias com ação crioprotetora para o seu congelamento adequado (Suquet et al., 2000). As substâncias adicionadas para exercer função crioprotetora direta sobre a célula espermática são divididas em crioprotetores intracelulares e extracelulares. O crioprotetor intracelular é uma substância química não tóxica ou com baixa toxicidade capaz de retirar a água da célula e diminuir a temperatura de congelamento no seu interior, diminuindo ou impedindo a formação de cristais de gelo internamente. O produto mais conhecido e utilizado em sêmen de peixe é o dimetilsulfóxido (DMSO). Porém, outras substâncias como o glicerol, metanol e metilglicol também têm sido usadas para algumas espécies (Suquet et al., 2000; Maria et al., 2006b).

Os crioprotetores extracelulares revestem a célula externamente e estabilizam sua membrana, diminuindo os danos provocados pelo congelamento. São exemplo de crioprotetores celulares os açúcares de um modo geral como a glicose, sacarose e trealose. De acordo com Denniston et al. (2000), o desempenho de um crioprotetor intracelular pode ser otimizado quando se associa crioprotetores de ação extracelular. Além de funcionar como fonte de nutrientes, a gema de ovo também tem ação crioprotetora por conter ácidos graxos e antioxidantes que auxiliam na proteção e conservação do espermatozóide (Carolsfeld et al., 2003b). Apesar disso, alguns pesquisadores não têm constatado benefícios no uso da gema de ovo em determinadas soluções crioprotetoras para sêmen de peixes, mostrando que existe uma importante interação deste componente com o diluidor utilizado (Maria et al., 2006a). Do ponto de vista sanitário é importante ressaltar que muitos países proíbem a comercialização e importação de sêmen diluído em diluentes com este componente biológico na sua composição.

O descongelamento é um procedimento inverso ao congelamento, porém que merece a mesma atenção. A velocidade de descongelamento do sêmen deve ser tal que permita a rehidratação celular, mas ao mesmo tempo seja breve o suficiente para evitar que pequenos cristais no interior da célula aumentem seus tamanhos durante esse processo e prejudiquem a célula. Como há muitas particularidades entre o sêmen das diferentes espécies de peixe, tanto a velocidade e temperatura de congelamento quanto de descongelamento devem ser determinadas após a condução de ensaios experimentais prévios (Fauvel et al., 1998; Billard et al., 2004).

Conservando o sêmen de peixes

A - Refrigeração

Os espermatozóides de peixes são apropriados para a conservação em curto prazo à temperatura de geladeira (0-6°C), primeiro porque que são

imóveis no plasma seminal, não requerendo fontes imediatas de energia para seu metabolismo, e segundo porque não sofrem choque térmico, sendo mais tolerantes a baixas temperaturas do que os espermatozóides de mamíferos (Bobe & Labbe, 2008). Os espermatozóides mantidos em baixas temperaturas, ao redor de 4°C, têm um baixo metabolismo e podem ser conservados por muitos dias em diluidores apropriados sem mudanças significantes na qualidade (Kime et al., 1996). Além disso, temperaturas abaixo de 6°C reduzem drasticamente o crescimento bacteriano sendo, portanto, mais indicadas no armazenamento de sêmen em relação àquelas mais elevadas (Bobe & Labbe, 2008).

Os diluidores são soluções de sais ou de carboidratos que ajudam a manter a viabilidade das células durante o resfriamento. Uma solução diluidora deve ser utilizada no processo de resfriamento porque a diluição diminui a competição dos espermatozóides por oxigênio (O₂) e espaço (Carolsfeld & Harvey, 1999). Além disso, o uso de diluidores pode estabilizar as condições físico-químicas durante a estocagem do sêmen, prolongando a viabilidade dos espermatozóides. Para que as soluções funcionem bem como diluidores, algumas condições são exigidas: devem ser isotônicas em relação ao sêmen ou possuírem tonicidade que não ative a motilidade espermática, serem estáveis ao longo do armazenamento especialmente em relação ao pH e serem estéreis, inócuas e inibidoras da proliferação microbiana. A taxa de diluição ou proporção sêmen: diluidor normalmente utilizada está entre 1:1 e 1:10 e varia em função da concentração espermática da espécie, ou seja, espécies com sêmen apresentando alta densidade de células requerem maior diluição. Avaliações adicionais de diluidores e condições de estocagem são necessárias antes que a refrigeração de sêmen se torne uma ferramenta de rotina no manejo dos machos e na fertilização dos ovócitos. No Brasil existem poucos trabalhos sobre refrigeração de sêmen dos peixes nativos, mas algumas pesquisas têm obtido resultados promissores (Maria et al., 2006ab; Carneiro et al., 2006; Viveiros et al., 2009b).

O desenvolvimento de protocolos de resfriamento de sêmen, principalmente de espécies nativas, tem mostrado peculiaridades espécies-específicas, tanto para a duração do período de estocagem quanto para os diluidores usados. Os fatores mais importantes que determinam o sucesso do resfriamento são: velocidade de redução da temperatura, fornecimento e troca de gases, prevenção da desidratação ou dessecação e prevenção do desenvolvimento bacteriano. A adição de antibióticos em concentrações apropriadas pode prolongar o tempo de estocagem dos espermatozóides refrigerados prevenindo as infecções bacterianas (Segovia et al., 2000).

B - Criopreservação

O congelamento de células vivas pode ser feito basicamente de duas formas, pelo uso do gelo seco (neve carbônica ou dióxido de carbono sólido) ou do nitrogênio líquido. O gelo seco mantém as células na temperatura -79°C enquanto que o nitrogênio líquido permite a manutenção da temperatura -196°C. Este último método apresenta-se como o melhor meio para conservação de sêmen de peixe, e sêmen de outros animais, por longos períodos de tempo, facilitando inclusive sua identificação e diminuindo o risco de contaminação do material. O congelamento em gelo seco é feito pela

colocação de pequenas porções de sêmen diluído, previamente resfriadas, diretamente sobre pequenos poços feitos no bloco de gelo seco, formando os chamados "pelletes" de sêmen. Trata-se de uma metodologia pouco utilizada atualmente, porém que possibilitou a geração de muita informação sobre as particularidades de várias espécies anteriormente ao advento do nitrogênio líquido (Blaxter, 1953).

Trabalhar com nitrogênio líquido exige cuidados especiais e o conhecimento de duas de suas propriedades básicas: a baixa temperatura e a alta taxa de expansão. Por estar na forma líquida em -196°C são necessários recipientes especiais para evitar grandes perdas por evaporação e equipamentos de proteção individual para sua manipulação como luvas e óculos. O fato de expandir-se rapidamente e ocupar volumes muito maiores quando na forma gasosa exige também que o recipiente que vai mantê-lo não seja lacrado totalmente. Nota-se, portanto, que o transporte de recipientes com nitrogênio líquido, normalmente representado por botijões especiais de diferentes tamanhos possui regulamentações internacionais por tratar de material perigoso. Atualmente para o transporte são utilizados botijões menores chamados de "dry shippers" que possuem material poroso absorvente na parede para reter o nitrogênio líquido, eliminando com isso o perigo de vazamento (Carolsfeld et al., 2003b).

Teoricamente a velocidade do metabolismo celular é nula a -196°C e o tempo de armazenamento podem ser ilimitados em condições ideais de estocagem, que inclui basicamente a manutenção adequada do nível do nitrogênio líquido dentro do botijão e o manuseio correto das doses de sêmen criopreservadas. Porém, existem inúmeros detalhes importantes que devem ser observados para o sucesso no armazenamento do sêmen por longos períodos, desde a sua incorporação à solução protetora adequada, seu correto resfriamento anteriormente ao congelamento, seu congelamento propriamente dito e finalmente seu descongelamento e utilização.

O preparo da solução crioprotetora envolve primeiramente a diluição do crioprotetor intracelular, a exemplo do DMSO ou metilglicol, em concentrações de 5 a 10% na presença de glicose, geralmente em 5% para aumentar a pressão osmótica da solução e evitar a ativação do espermatozóide. A gema de ovo pode participar como um crioprotetor extracelular e, quando utilizada, é adicionada à solução crioprotetora. Para espécies de peixes ainda pouco estudadas sugerem-se ensaios prévios envolvendo a observação da motilidade do espermatozóide em microscópio utilizando-se ativadores como NaCl a 0,3% ou NaHCO_3 a 1% antes e após sua incorporação à solução protetora. A proporção sêmen:diluidor normalmente utilizada está entre 1:3 e 1:10 e varia em função da concentração final requerida para a fertilização. Esta por sua vez leva em conta o número de ovos que se deseja fertilizar com cada dose armazenada individualmente.

No acondicionamento das amostras de sêmen é importante que se leve em consideração a taxa de congelamento e a identificação da amostra. Atualmente, alguns diferentes tipos de recipientes têm sido utilizados como criotubos plásticos, tubos de vidro e ampolas, e palhetas plásticas. As diferentes formas e materiais desses recipientes resultam em diferentes propriedades de transferência de calor durante o congelamento e descongelamento. Mesmo dentro de recipientes com o mesmo modelo,

diferenças podem existir entre os produtos de diferentes fabricantes, o que pode resultar em variação na taxa de congelamento e descongelamento (Yang & Tiersch, 2009). Portanto, é necessário padronizar o método de embalagem para garantir que os protocolos sejam replicados de forma similar nos diferentes laboratórios (Figura 2).

A forma mais utilizada para manipulação dessas doses para o armazenamento envolve o emprego de palhetas plásticas francesas de 0,5 mL que podem ser acondicionadas organizadamente nos botijões criogênicos (Figura 2). Esse tipo de recipiente utilizado no acondicionamento do sêmen apresenta uma série de vantagens como a possibilidade de enchimento e fechamento automatizado, identificação da amostra a exemplo da impressão permanente de rótulos alfanuméricos ou código de barras, proteção (biossegurança) da amostra pela vedação completa, facilidade de transporte e racionalização de espaço e padronização de todo o processo (Yang & Tiersch, 2009).

A organização no armazenamento é importante para evitar a retirada e possível descongelamento de palhetas erradas ou adicionais àquela de interesse. Para tanto são feitas identificações individuais nas palhetas que por sua vez são colocadas em globetes ou cassetes plásticos ou ainda em raques de alumínio e, por fim, armazenadas nas canecas (ou "canisters") dentro dos botijões criobiológicos (Ohta et al., 1997; Carolsfeld et al., 2003b; Billard et al., 2004).

A adição da solução crioprotetora ao sêmen pode ser feita suavemente nos próprios tubos graduados utilizados para a sua coleta, sendo que a homogeneização e envase é facilitada utilizando-se tubos de ensaio de 15 mL. O envase pode ser realizado logo após a diluição à temperatura ambiente ou após a refrigeração. O sêmen geralmente é refrigerado até a temperatura de 5°C em gelo ou geladeira e em seguida congelado posicionando-se as palhetas em rampas horizontais e expondo-as inicialmente ao vapor e posteriormente à imersão direta no nitrogênio líquido para posterior armazenamento. Atualmente tem sido utilizada, com muito sucesso em várias espécies, a automatização do processo de refrigeração e congelamento ou congelamento com grandes vantagens na uniformização e controle de qualidade do sêmen criopreservado. Na automatização, após a diluição e envase em temperatura ambiente, o sêmen é colocado em máquinas com curvas de resfriamento e congelamento previamente programadas. Muitas dessas etapas podem ser eliminadas ou simplificadas quando for utilizado o "dry shipper" para algumas espécies, introduzindo-se as palhetas diretamente nos botijões após breve refrigeração e envase do sêmen diluído. Na vitrificação, técnica ainda em fase de desenvolvimento e expansão na tecnologia de sêmen é utilizada altas taxas de resfriamento e aquecimento, fundamentalmente removendo-se anteriormente o máximo possível de água das células através da adição de elevadas concentrações de crioprotetores o que induz a solidificação das células e previne a formação de cristais de gelo intra e extracelulares. De qualquer forma, o procedimento para criopreservação de sêmen deve ser padronizado previamente para cada espécie de peixe para definição da taxa de resfriamento mais adequada (Ohta & Izawa, 1996; Carolsfeld et al., 2003b).



Figura 2. Ilustração do roteiro utilizado durante a coleta, processamento, congelamento e descongelamento de sêmen de peixes até o momento da fertilização dos óvulos. (A) Indução hormonal da espermiação. (B-C) Coleta do sêmen dos machos em frascos limpos e secos por meio de suave massagem abdominal. (D) Manutenção do sêmen sob refrigeração (4-6°C) até o processamento das amostras para o congelamento. (E) Verificação da qualidade do sêmen ao microscópio. A diluição do sêmen em soluções crioprotetoras é feita em seguida. (F) Palhetas para acondicionamento do sêmen diluído durante procedimentos de criopreservação. Congelamento do sêmen no vapor de nitrogênio líquido utilizando botijões tipo "dry shypers" (G), caixa de isopor (H) ou ainda em máquinas automatizadas específicas para congelamento de sêmen (I), onde se pode programar a velocidade de congelamento. (J) Armazenamento das amostras de sêmen congelado em botijões com nitrogênio líquido. (L) Banho-Maria utilizado para o descongelamento da amostra de sêmen vinda do botijão criobiológico por ocasião da fertilização. (M) Adição de sêmen descongelado em óvulos para posterior fertilização com a adição da solução ativadora da motilidade espermática.

Da mesma forma é importante também a determinação da taxa de descongelamento para uso do sêmen após o período de armazenamento em nitrogênio líquido. As palhetas normalmente são descongeladas por imersão em água no banho-maria. O sêmen congelado, ao ser retirado do botijão de nitrogênio líquido, deve ser imerso na água quente (45-60°C) por poucos segundos (3-8) para que descongele uniformemente. Com macropalhetas ou

criotubos maiores, por exemplo, este processo se torna mais difícil porque o descongelamento não é uniforme, ou seja, a superfície descongela mais rápido que a porção central.

O procedimento de fertilização de ovos que se segue após o descongelamento do sêmen deve ser bem organizado para que o sêmen descongelado seja rapidamente misturado aos ovócitos e os espermatozóides ativados pela adição de água ou solução ativadora (Billard et al., 2004; Suquet et al., 2000). O procedimento de fertilização não deve ser demorado, pois a qualidade dos ovócitos diminui rapidamente após a desova. Em *Salminus brasiliensis*, por exemplo, as taxas de eclosão diminuíram de 80% para 5% em apenas 30 minutos após a desova, quando os ovos são mantidos em temperatura ambiente (24 a 26°C) (Viveiros & Godinho, 2009).

Perspectivas futuras

No Brasil, há razões que apontam para um futuro onde será possível o emprego de sêmen criopreservado de peixes em atividades de rotina dos laboratórios de produção de alevinos. Os procedimentos de reprodução de nossas espécies reofílicas como o surubim, o matrinxã, o tambaqui, além de muitas outras, estão fundamentados na retiradas dos gametas, fertilização artificial e incubação dentro de estruturas que permitem alto grau de controle, diferentemente do que ocorre na indústria norte americana do bagre do canal, onde não há manipulação dos gametas separadamente, nem mesmo a fertilização artificial. No Brasil, os produtores de alevinos estão acostumados com uma rotina de laboratório onde os procedimentos lembram a inseminação artificial em bovinos, guardadas às devidas proporções. Essa analogia nos permite predizer que a utilização de sêmen criopreservado nos laboratórios de reprodução de peixes no Brasil está muito mais próxima do que o observado nos Estados Unidos e nos demais países onde a piscicultura encontra-se em estágio de desenvolvimento mais avançado. Esta comparação é possível, pois estes países utilizam, em muitos casos, espécies que não tem a fertilização artificial como prática de rotina de produção.

Um outro ponto importante que contribui para a incorporação da técnica de criopreservação de sêmen pela cadeia produtiva da piscicultura, é o fato da criação comercial de peixes ser relativamente nova em nosso País, tornando-se mais fácil a absorção de novas tecnologias por parte do setor produtivo, quando comparado às cadeias produtivas mais consolidadas e tradicionais.

Um dos entraves para a comercialização de sêmen de peixes nativos no Brasil é a necessidade de determinação de protocolos eficazes de manipulação e processamento desse material, o que exige conhecimento aprofundado das considerações feitas neste trabalho. Para melhorar o processo de desenvolvimento desses protocolos, maior ênfase deve ser dada na padronização das etapas e parâmetros que seguem: coleta e diluição do sêmen, determinação dos diluentes e crioprotetores, tempo de equilíbrio, taxas de resfriamento e descongelamento e proporção espermatozóides: ovo nos testes de fertilização (Mongkonpunya et al., 2000). A replicação de protocolos de criopreservação de sêmen de espécies nativas disponíveis na literatura não é uma tarefa fácil. Dados sobre a viabilidade pós-descongelamento são altamente heterogêneos mesmo comparando-se

estudos realizados dentro de uma mesma espécie como os demonstrados na Figura 3 (Bedore, 1999; Carolsfeld et al., 2003b; Streit Junior et al., 2006) nos quais os autores congelaram amostras de sêmen com a mesma solução crioprotetora, mas mesmo assim obtiveram resultados bastante divergentes, comprovando a necessidade de padronização da metodologia.

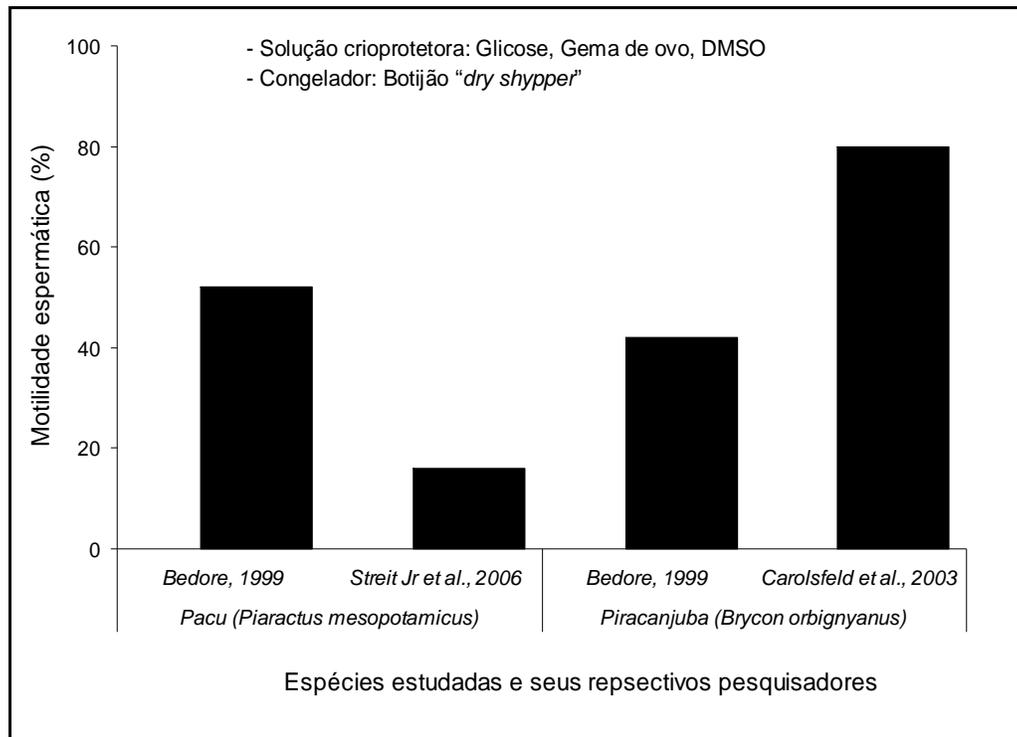


Figura 3. Variação na motilidade espermática pós-descongelamento no sêmen de duas espécies nativas brasileiras, em diferentes estudos.

Muitas são as perguntas que tem que ser respondidas, entre elas, como congelar a célula espermática de uma espécie brasileira conhecendo-se muito pouco sobre sua biologia? É necessário adquirirmos conhecimento sobre a biologia e fisiologia espermática básica e também conhecermos as características seminais ao longo do período reprodutivo para não realizarmos experimentações baseadas em tentativa e erro ou utilizarmos resultados de outras espécies. A variação sazonal da atividade espermatogênica provoca variações na quantidade e qualidade dos espermatozóides, assim como, a variação entre indivíduos provoca diferenças na fisiologia e composição bioquímica do sêmen (Fickel et al., 2007). Mudanças na qualidade

espermática em relação ao período de coleta têm sido relatadas não só em algumas espécies de peixes (Rana, 1995; Rouxel et al., 2008), mas também em mamíferos (Holt et al., 2005; Blottner et al., 2006) e anfíbios (Cabada, 1975).

Outro entrave atual no avanço das ações voltadas à comercialização de sêmen de peixes no Brasil é a necessidade de se trabalhar com um produto diferenciado com elevado valor agregado. O mercado demanda animais com desempenho zootécnico superior e melhor adaptados ao ambiente do cativeiro. Assim, torna-se imperativa a necessidade de linhagens de animais produzidos por programas de melhoramento genético para justificar o estabelecimento da comercialização de sêmen de peixes em nosso país. No final de 2008 foi iniciada a primeira ação voltada ao estabelecimento de um programa de melhoramento genético em nível nacional para o tambaqui que, em breve estará atendendo outras espécies nativas de interesse comercial com o surubim. O programa conta com muitas instituições de pesquisa e ensino, como também a participação da iniciativa privada, e tem como horizonte a geração das primeiras linhagens de animais melhorados disponíveis aos produtores em 5-6 anos. A importância das técnicas de criopreservação de sêmen de peixes é notória para o bom andamento do programa de melhoramento genético por facilitar e reduzir os custos nas transferências de material genético necessárias entre os locais onde suas atividades são desenvolvidas. Porém, a padronização e refinamento das técnicas de criopreservação serão fundamentais quando o sêmen de animais melhorados geneticamente estiver disponível para o agronegócio da piscicultura. Com o devido planejamento, as instituições de pesquisa nacionais podem, em alguns anos, estar prontas para fornecer ao setor produtivo a tecnologia necessária para estimular o surgimento de um novo segmento do agronegócio da piscicultura nacional representado por empresas privadas voltadas à comercialização de sêmen de peixes de alto desempenho zootécnico.

Referências

-
- BEDORE, A. G. 1999. *Característica e conservação do sêmen de Pacu-Caranha (Piaractus mesopotamicus) e de Piracanjuba (Brycon orbignyanus)*. 53f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.
- BILLARD, R.; COSSON, J.; CRIM, L. W.; SUQUET, M. 1995. Sperm physiology and quality. In: BROMAGE, N.R.; ROBERTS, R. J. (Ed.). *Broodstock management and egg and larval quality*. Cambridge: Cambridge University Press, Cambridge, p.53-76.
- BILLARD, R. J.; COSSON, S. B.; NOVEIRI, M. 2004. Cryopreservation and short-term storage of sturgeon sperm, a review. *Aquaculture*, 236:1-9.
- BLAXTER J. H. S. 1953. Sperm storage and cross fertilization of spring and autumn spawning herring. *Nature*, 172:1189-1190.
- BLOTTNER, S.; WAGENER, A.; SCHÖN, J.; GÖRITZ, F.; FICKEL, J. 2006. Reproductive fitness in roe bucks (*Capreolus capreolus*): seasonal timing of testis function. *Eur. J. Wildl. Res.*, 52:9-13.

- BOBBE, J.; LABBÉ, C. 2008. Chilled storage of sperm and eggs. In: CABRITA, E.; ROBLES, V.; HERRÁEZ, M. P. (Eds.). *Methods in Reproductive Aquaculture: Marine and freshwater species*. 1ª ed. FL, USA: Taylor & Francis Group, LLC, p. 219-236.
- CABADA M. O. 1975. Seasonal variations in the fertilizing capacity of *Bufo arenarum* (Amphibia anura) spermatozoa. *Experientia*, 31:174-175.
- CAFFEY, R. H.; T. R. TIERSCH. 2000. Economics and marketing of cryopreserved Fish Sperm. In: TIERSCH, T. R.; MAZIK, P. M. Cryopreservation in aquatic species (Eds). Baton Rouge: World Aquaculture Society, p. 388-408.
- CARNEIRO, P. C. F.; SEGUI, M. S.; IÓRIS-FILHO, C. R.; MIKOS, J. D. 2006. Viabilidade do sêmen do jundiá, *Rhamdia quelen*, armazenado sob refrigeração. *Rev. Acadêm.*, 4 (3): (in press).
- CAROLSFELD, J.; HARVEY, B.; BAER, A.; ROSS, C. 2003a. Migratory fishes of South America: biology, social importance and conservation status, New York: *World Bank and Ottawa-IDRC*. 215p.
- CAROLSFELD, J.; HARVEY, B.; GODINHO, H. P.; ZANIBONI-FILHO, E. 2003b. Cryopreservation of sperm in Brazilian migratory fish conservation. *J. Fish. Biol.*, 63: 472-481.
- CAROLSFELD, J.; HARVEY, B. J., 1999. Conservação de recursos genéticos em peixes: teoria e prática. Curso de treinamento brasileiro. Tradução H. P. Godinho. Victória, Canadá: *World fisheries Trust*, p. 47.
- COSSON, J.; BILLARD, R.; CIBERT, C.; DRÉANNO, C.; SUQUET, M. 1999. *Ionic factors regulating the motility of fish sperm*. In: GAGNON, C. (Ed.). The male gamete: from basic science to clinical applications. Viena: *Cache River Press*, p. 162-186.
- DENNISTON, R. S.; MICHELET, S.; GODKE, R. A. 2000. *Principles of cryopreservation*. In: TIERSCH, T.R.; MAZIK, P.M. (Eds.). *Cryopreservation in aquatic species*. Baton Rouge: World Aquaculture Society, p. 59-74.
- FAUVEL, C.; SUQUET, M.; DREANNO, C.; ZONNO, V.; MENU, B. 1998. Cryopreservation of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) spermatozoa in experimental and production conditions. *Aquatic Liv Res*, 11: 387-394.
- FICKEL, J.; WAGENER, A.; LUDWIG, A. 2007. Semen cryopreservation and the conservation of endangered species. *Eur. J. Wildl. Res.* 53: 81–89.
- HARVEY, B.; CAROLSFELD, J. 1993. Induced breeding in tropical fish culture. Ottawa: *International Development Research Centre*.
- HOLT, W. V.; MEDRANO, A.; THURSTON, L. M.; WATSON, P. E. 2005. The significance of cooling rates and animal variability for boar sperm cryopreservation: insights from the cryomicroscope. *Theriogenology* 63:370–382.
- JANVIER, P. 1999. Catching the first fish. *Nature*, 402(6758): 21-22.
- KIME, D. E.; EBRAHIMI, M.; NYSTEN, K.; ROELANTS, I.; RURANGWA, E.; MOORE, H. D. M.; OLLEVIER, F. 1996. Use of computer assisted sperm analysis (CASA) for monitoring the effects of pollution on sperm quality of fish: application to effects of heavy metals. *Aquatic Toxicol.*, 36(3/4): 223-237.
- LEGENDRE, M.; LINHART, O.; BILLARD, R. 1996. Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in Siluroidei. *Aquatic Liv. Res.*, 9: 59-80.

- LEUNG, L. K. P.; JAMIESON, B. G. M. 1991. Live preservation of fish gametes. In: JAMIESON, B. G. M. (Ed). *Fish evolution and systematics: evidence from spermatozoa*. Cambridge: Cambridge University Press, p. 245–269.
- MARIA, A. N.; VIVEIROS, A. T. M.; FREITAS, R. T. F.; OLIVEIRA, A. V. 2006a. Extenders and cryoprotectants for cooling and freezing of piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) semen, an endangered Brazilian teleost fish. *Aquaculture*, 260:298–306.
- MARIA, A. N.; VIVEIROS, A. T. M.; ORFÃO, L. H.; OLIVEIRA, A. V.; MORAES, G. F. 2006b. Effects of cooling and freezing on sperm motility of the endangered fish piracanjuba *Brycon orbignyanus* (Characiformes, Characidae). *Anim Reprod* 3: 55–60.
- MARQUES, S. 2001. *Preservação a curto prazo do sêmen de teleósteos neotropicals de água doce*. 98f. Dissertação (Mestrado de Zoologia de Vertebrados) - Pontifícia Universidade Católica de Minas Gerais, Programa de Pós Graduação em Zoologia, Belo Horizonte.
- MEDEIROS, C. M. O.; FORELL, F.; OLIVEIRA, A. T. D.; RODRIGUES, J. L. 2002. Current status of sperm criopreservation: why isn't it better? *Theriogenology*, 57: 327-344.
- MONGKONPUNYA, K.; PUPIPAT, T.; TIERSCH, T.R. 2000. Cryopreservation of sperm of Asian catfishes, including the endangered Mekong giant catfish. In: TIERSCH, T.R.; MAZIK, M. (Eds). *Cryopreservation in aquatic species*. Baton Rouge: The World Aquaculture Society, p. 108–116.
- NAGAHAMA, Y.; The functional morphology of teleost gonads. 1983. In: HOAR, W. S.; RANDALL, D. J.; DONALDSON, E. M. (Ed). *Fish physiology*. New York: Academic Press, p. 233-275.
- OHTA, H.; IZAWA, T. 1996. Diluent for cool storage of the Japanese eel (*Anguilla japonica*) spermatozoa. *Aquaculture*, 142: 107-118.
- OHTA, H.; IKEDA, K.; IZAWA, T. 1997. Increases in concentrations of potassium and bicarbonate ions promote acquisition of motility in vitro by Japanese eel spermatozoa. *J. Exp. Biol.*, 277: 171-180.
- PEGG, D. E. 2007. Principles of Cryopreservation. In: DAY, J. G.; STACEY, G. N. (Ed). *Methods in molecular biology: Cryopreservation and freeze-drying protocols*. 2ed. Totowa, NJ: Humana Press Inc.
- RANA, K. 1995. Preservation of gametes. In: BROMAGE, N.R., ROBERTS, R.J. (Ed.). *Broodstock management and egg and larval quality*. Cambridge: Cambridge University Press, p.88-94.
- ROUXEL, C.; SUQUET, M.; COSSON, J.; SEVERE, A.; QUEMENER, L.; FAUVEL, C. 2008. Changes in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) sperm quality during the spawning season. *Aquaculture Research*, 39: 434-440.
- SCOTT, A. P.; BAYNES, S. M. 1980. A review of the biology, handling and storage of salmonid spermatozoa. *J. Fish Biol.*, 17: 707-739.
- SEGOVIA, M.; JENKINS, J. A.; PANIAGUA-CHAVEZ, C.; TIERSCH, T. R. 2000. Flow cytometric evaluation of antibiotic effects on viability and mitochondrial function of refrigerated spermatozoa of Nile tilapia. *Theriogenology*, 53(7): 1489-1499.
- SENGER, P. L. 1986. Principles and procedures for storing and using frozen bovine semen. In: Morrow DA (Ed). *Current therapy in theriogenology*. Philadelphia: WB Saunders, p.116-174.

- SQUIRES, E. L.; PICKETT, B. W.; GRAHAM, J. K.; VANDERWALL, D. K.; MCCUE, P. M.; BRUEMMER, J. E. 1999. *Principles of cryopreservation*. In: Cooled and frozen Stallion Semen, Cap. 9.
- STREIT JUNIOR, D. P.; BENITES, C.; MORAES, G.V.; RIBEIRO, R. P.; SAKAGUTI, E. S.; CALDIERI, R. F. 2006. Sêmen de pacu (*Piractus mesopotamicus*) criopreservado com diluentes utilizados para sêmen de suínos. *Ciê. Anim. Brasil.*, 7(3): 289-297.
- SUQUET, M.; DREANNO, C.; FAUVEL, C.; COSSON, J.; BILLARD, R. 2000. Cryopreservation of sperm in marine fish. *Aquacult Res*, 31:231-243.
- TAVE D. 1986. Genetics for fish hatchery managers. Westport, CN: AVI Publishing.
- TIERSCH, T. N. 2003. Cryopreservation: A new industry for aquatic species. *Louisiana Agricul.*, 46(4): 9.
- VIVEIROS, A. T. M. 2005. Criopreservação de sêmen de peixes. In: XVI Congresso Brasileiro de Reprodução Animal, Goiania. *Anais do XVI Congresso Brasileiro de Reprodução Animal*. Goiânia, v. CD.
- VIVEIROS, A. T. M.; GODINHO, H. P., 2009. Sperm quality and cryopreservation of Brazilian freshwater fish species: a review. *Fish Physiol. Biochem.*, 35: 137-150.
- VIVEIROS, A. T. M.; ISAU, Z. A.; FIGUEIREDO, H. C. P.; LEITE, M. A. S.; MARIA, A. N. 2009. Gentamycin controls bacterial growth during refrigerated storage of piracanjuba, *Brycon orbignyanus*, semen. *J. World Aquacul. Soc.*, 2009 (In press).
- WATSON, P. F. 1995. Recent developments and concepts in cryopreservation of spermatozoa and the assessment of their post-thawing function. *Reprod. Fétil. Dev.*, 7: 871-891.
- Wikipedia. Disponível em: http://en.wikipedia.org/wiki/Mature_technology. Acessado em: 06/05/2009.
- YANG, H.; TIERSCH, T. R. 2009. Current status of sperm cryopreservation in biomedical research fish models: Zebrafish, medaka, and *Xiphophorus*. *Comp. Biochem. Physiol.*, 149C: 224-232.

Capítulo 4

Incubação e desenvolvimento de peixes aplicados à piscicultura: necessidades e cuidados

Lenise Vargas Flores da Silva, Marisa Narciso Fernandes & Bernardo Baldisserotto

Resumo

*O manuseio dos embriões e larvas, vazão das incubadoras, turbulência e qualidade da água afetam o desenvolvimento de peixes. Neste contexto, este capítulo apresenta além dos procedimentos e cuidados básicos com o período de incubação e desenvolvimento larval em peixes, alguns dados relacionados às respostas morfológicas durante a ontogenia inicial do jundiá *Rhamdia quelen* em função do pH, dureza e alcalinidade do ambiente de cultivo. Resultados mostraram que de 6 a 216 horas após eclosão é o período crítico para o desenvolvimento do jundiá e portanto, período de extremo cuidado no manejo desta espécie. O desenvolvimento dos parâmetros morfológicos básicos não foi alterado pela qualidade da água. Entretanto, observou-se um crescimento potencial (alométrico) das características morfométricas em função do tempo em pH 7,0 e 8,0; exceto para a área do saco vitelínico. Houve maior absorção do saco vitelínico, crescimento em comprimento e área corporal em larvas cultivadas em pH 8,0 que em pH 7,0. Os resultados sugerem que o pH 8,0 é indicado para o cultivo de larvas de jundiá, e o aumento da dureza da água de 20 para 70 mg L⁻¹ CaCO₃, principalmente nas concentrações de 20 mg L⁻¹ Ca²⁺ e 5,59 mg L⁻¹ Mg²⁺ aumenta a área corporal total das larvas em ambos pHs. A alcalinidade entre 63-92 mg L⁻¹ CaCO₃ não influencia o desenvolvimento larval de jundiá. Portanto, estudos biológicos sobre a qualidade da água contribuem para o aprimoramento de técnicas de manejo para incubação e larvicultura de espécies brasileiras.*

Abstract

*The handling of embryos and larvae, hatchery flow, turbulence and water quality affect the fish development. Consequently, this chapter deals with the basic procedures related to fish hatchery and larval development and also presents some data regarding the morphological responses through the initial ontogeny of silver catfish *Rhamdia quelen* to different water pH, hardness and alkalinity. The obtained results indicated that the critical period for the development of this species is around 6-216 h. The development of the basic morphological parameters was not changed by water quality. However, there was a potential growth (allometric) of the morphological characteristics as a function of time at pH 7.0 and 8.0, except to the yolk sac. There was higher absorption of yolk sac, growth in length and body area in larvae maintained at pH 8.0 than 7.0. Results indicated that pH 8.0 is the best for raising silver catfish larvae, and the increase of water hardness from 20 to 70 mg L⁻¹ CaCO₃, mainly at 20 mg L⁻¹ Ca²⁺ and 5.59 mg L⁻¹ Mg²⁺ increases total body area of the larvae at both pH. Alkalinity levels between 63-92 mg L⁻¹ CaCO₃ does not alter silver catfish larval development. Therefore, biological studies applied to water quality contribute to the improvement of handling techniques for hatchery and larviculture of Brazilian species.*

Introdução

Pelo menos 40 espécies brasileiras de peixes de água doce são utilizadas em aquicultura, o que representa 1,5% de suas espécies conhecidas. Embora a produção brasileira de peixes cultivados venha crescendo, o ritmo de crescimento é menor do que o indicado pelo seu potencial. A variedade de história de vida apresentadas pelas espécies é um fator que dificulta sua exploração comercial conjunta. Além disso, outro fator limitante é a deficiência de dados científicos acerca de sua biologia reprodutiva. Entretanto, apesar da escassez de dados científicos de muitas espécies cultivadas, são encontrados alevinos à venda de espécies das quais não há quase nenhuma informação disponível. Em razão da deficiência de conhecimentos em biologia da reprodução, a Embrapa considera prioritária a estimulação de projetos de pesquisa nesta área (Godinho, 2007).

Com isto, cabe ressaltar a importância do conhecimento da biologia de peixes com o potencial produtivo devido a sua estreita ligação com o ambiente (Vazzoler & Menezes, 1992). O estudo morfológico aplicado à aquicultura fornece informações importantes sobre as fases do desenvolvimento embrionário e larval de peixes (Bengston, 1999). Os eventos ontogenéticos iniciais como o aparecimento e desenvolvimento das estruturas em geral, o período de eclosão e o início da alimentação exógena são usados para identificar o progresso do desenvolvimento em peixes (Ojanguren & Braña, 2003). O estudo destes eventos, além de proporcionar informações sobre a história de vida dos peixes, que ainda é pouco conhecida, também pode indicar parâmetros críticos para produção de espécies com potencial produtivo (Martinez & Bolker, 2003).

Nos estágios embrionários de desenvolvimento a regulação iônica é um parâmetro importante para o desenvolvimento dos peixes. A regulação iônica envolve sucessivamente: a membrana plasmática, a blastoderme (massa de

células embrionárias) e as células de cloreto, embora este plano básico possa não ser regra para todos os embriões de teleósteos. De acordo com esse modelo, o desenvolvimento da regulação iônica ocorre, a partir da eclosão, com a atividade das células de cloreto na superfície do corpo e, posteriormente, com a atividade dessas células no epitélio branquial e o desenvolvimento dos órgãos que auxiliam na osmorregulação, como o intestino e rim (Alderdice, 1988). Conseqüentemente, durante o desenvolvimento embrionário e larval (com o final da absorção do saco vitelino) ocorre uma mudança no número e distribuição destas células (Rombough, 1999).

Deve-se ressaltar que o entendimento das interações entre as variáveis químicas na qualidade da água e a regulação iônica é de fundamental importância para o cultivo de peixes, principalmente nas primeiras fases do desenvolvimento animal. Este fator pode afetar a sobrevivência das larvas e alevinos, pois estas são fases críticas, em que os peixes são suscetíveis às variações do meio por não possuírem bem desenvolvidas estruturas que auxiliam na adaptação às novas condições ambientais. A qualidade da água nos tanques de piscicultura é afetada dentre outros componentes químicos, pelo pH e a dureza (Wedemeyer, 1997). O pH da água afeta profundamente a manutenção da homeostase (Parra & Baldisserotto, 2007). A resistência de ovos e larvas de peixes de água doce em diferentes pHs apresenta interesse básico e aplicado. Alta ou baixa concentração de H^+ pode produzir alterações morfofisiológicas nas brânquias e superfície dos peixes (McDonald et al., 1991). Por exemplo, pHs ácidos resultam em alta taxa de mortalidade em peixes, pois afetam as junções paracelulares das células branquiais, facilitando a perda de íons, além de estimular uma produção excessiva de muco, podendo prejudicar as trocas gasosas (Wood et al., 1998). A abundância de células mucosas e de cloreto pode ser relacionada à concentração de íons do ambiente (Laurent, 1984). O aumento da concentração de Ca^{2+} (principalmente) e Mg^{2+} melhora a sobrevivência de peixes expostos à pHs ácidos (McDonald et al., 1980).

Os peixes de água doce (hiperosmóticos em relação ao meio) podem absorver diretamente o Ca^{2+} e o Mg^{2+} da água pelas brânquias, ou via intestino através da alimentação (Baldisserotto & Mimura, 1995; Parra & Baldisserotto, 2007). O Ca^{2+} exerce um papel fundamental na regulação iônica porque influi na permeabilidade das membranas biológicas, evitando o efluxo difusivo de íons para a água (Gonzal et al., 1987; Gonzalez, 1996). Estudos fisiológicos têm demonstrado que as células de cloreto são responsáveis pela absorção do Ca^{2+} nas brânquias dos peixes de água doce (Hwang et al., 1994). Contudo, o Mg^{2+} também pode influenciar no movimento iônico através da membrana celular atuando sobre a permeabilidade da membrana e sua principal via de absorção é o intestino, sendo as brânquias uma rota secundária de absorção. Entretanto, o mecanismo de absorção ainda não está totalmente esclarecido (Bijevelds et al., 1998).

Aparentemente, os efeitos da dureza da água sobre o crescimento em peixes variam de acordo com a espécie e a qualidade da água. Para espécies que são encontradas em ambiente natural de água dura (ou moderadamente dura) essa característica é necessária para um bom desenvolvimento,

enquanto que para espécies que naturalmente são encontradas em água mole, a água dura pode ocasionar efeitos deletérios ou condições não adequadas ao cultivo (Parra & Baldisserotto, 2007). Portanto, a avaliação de parâmetros de qualidade de água adequada ao desenvolvimento de cada espécie é necessária (Naddy et al., 2002).

Portanto, o conhecimento sobre o desenvolvimento, adaptações e estratégias reprodutivas em ambiente natural e de cultivo é um elemento imprescindível para nortear as medidas de gestão, manejo e preservação da ictiofauna, e bem como sua utilização na aquicultura. O estudo do padrão de desenvolvimento morfofisiológico, inclusive em relação à osmorregulação em ambientes diferenciados de cultivo pode auxiliar no desenvolvimento de estratégias de cultivo. Neste contexto, será demonstrado ao longo deste capítulo os procedimentos e cuidados básicos com o período de incubação e desenvolvimento em peixes, e alguns dados relacionados às respostas morfológicas e morfométricas do jundiá (*Rhamdia quelen*) em função do ambiente de cultivo (Silva, 2006), contribuindo para os estudos e aprimoramento da produção desta espécie nativa brasileira de grande potencial produtivo.

Incubação

Existem vários tipos de incubadoras que podem ser utilizadas para a incubação dos ovos de peixes, mas a mais indicada é do tipo Zoug (que parece uma garrafa virada com abertura para baixo). As mais comuns à venda são de 20 e 60 L (Figura 1), mas existem de outros volumes. Estas incubadoras possuem um cano de abastecimento de água já aerada conectado à abertura, promovendo boa movimentação dos ovos na fase inicial e permitindo controlar a vazão de água de acordo com o desenvolvimento embrionário e larval. Também possuem uma tela de proteção, a qual é encaixada na incubadora. A densidade de ovos utilizada para incubadoras Zoug é variável dependendo da espécie a ser cultivada. Para o jundiá se utiliza em torno de 25 mL de ovos/incubadora de 60 L, correspondendo a 3.750 ovos/incubadora. Dados experimentais mostram bons resultados na incubação dos ovos em pequena escala em incubadoras adaptadas (usando garrafas de água mineral de 5L), onde o sistema de abastecimento de água é fechado e a aeração é direta. Contudo, este tipo de incubadora é inviável para grandes produções, devido à necessidade de mão-de-obra adicional. Neste sistema é importante o cuidado com a limpeza para evitar alta proliferação de fungos (comum na incubação de ovos de peixes), sendo necessária a troca diária de água e, principalmente, a retirada dos ovos mortos e membranas de ovos após a eclosão das larvas (Silva, 2004).



Figura 1. Incubadora tipo Zoug (60L). Notar sistema de abastecimento conectado a abertura basal em funil (promovendo a movimentação dos ovos). Foto: cedida pela Estação Experimental de Piscicultura da URI- Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai- Frederico Westphalen-RS.

Silva et al. (2004) destacam que além da limpeza são necessários outros cuidados durante a incubação dos ovos, como:

- a) Vazão (renovação de água): a vazão recomendada para incubadoras tipo Zoug é de 0,5-1 a 10L/min, mas para o jundiá uma vazão de 0,8 a 5L/min apresenta bons resultados.
- b) Aeração: a concentração de oxigênio dissolvido na água é muito importante para o bom desenvolvimento do embrião. Valores de 6-8 mg/L de oxigênio dissolvido proporcionam bom desenvolvimento dos ovos. Deve-se evitar muita aeração diretamente sobre os ovos, pois pode ocorrer acúmulo de bolhas de ar sobre os mesmos.

- c) Reutilização da água: quando se tem sistema fechado de reutilização de água para incubação. Para estes sistemas é necessário possuir um biofiltro que proporcione a proliferação de bactérias para degradar a amônia liberada na fase de ovo. Neste sistema, a mesma água passa por todas as incubadoras durante todo período de incubação (que para o jundiá é em torno de 27-36 horas na temperatura de 24-25°C), e com isto a amônia pode acumular e prejudicar a incubação.
- d) Sólidos em suspensão: materiais em suspensão como a argila causam problemas na incubação, pois aderem na membrana do ovo, prejudicando as trocas iônicas e gasosas do ovo com a água.

Avaliações sobre a qualidade da reprodução

A - Porcentagem de fecundação

Após a disposição dos ovos nas incubadoras é importante para o produtor e/ou pesquisador estimar a porcentagem de fecundação. Com isto ele poderá ter uma estimativa do sucesso da reprodução, pois se a porcentagem de fertilização for baixa (menos de 70%-80%), provavelmente a fêmea não estava com os oócitos no período de maturação correto (isto é indicado pelo número de ovos brancos/mortos, ou seja, provavelmente não fecundados). Contudo, cabe destacar que este procedimento é possível quando é feita a extrusão, ou se após a desova natural for coletado todo volume de ovos da incubadora, pois necessitamos do volume total de ovos liberados pela fêmea para fazer o cálculo.

Este procedimento, chamado de volumetria, será demonstrado a partir de exemplo descrito a seguir:

- Após a extrusão e fecundação artificial (mistura do esperma aos oócitos, a seco) e hidratação dos ovos (adição de água aos poucos e lentamente sobre a massa de ovos fecundada) devemos medir em uma proveta (1L) o volume total de ovos fecundados. Depois separar 5 mL dos ovos totais e contar os ovos mortos (ficam brancos) e os ovos viáveis (translúcidos ou transparentes) e com isto é possível fazermos a porcentagem de fecundação e estimar o número de larvas que é possível de se obter.

Exemplo:

Total de ovos da desova: 484 mL
Separe uma amostra de 5 mL de ovos para realizar o cálculo da porcentagem de fecundação.

Número de ovos brancos na amostra – 199

Número de ovos viáveis na amostra – 600

Número total de ovos na amostra - 799

Taxa de Fecundação:

799 → 100%

600 → x

x = 75,1 % de fecundação

5 mL (volume da amostra) → 799

484mL (volume total da desova) → x

x = 77.343 ovos

Número estimado de larvas que nascerão:

77.343 x 0,751 (pois 75,1 % dos ovos foram fecundados) = 58.084 larvas

B - Período de eclosão

Depende da temperatura da água, sendo que quanto menor a temperatura, mais tempo irá demorar o desenvolvimento e conseqüentemente a eclosão. Neste período, o movimento do embrião é mais rápido devido à fricção mecânica, junto com a liberação de enzimas que auxiliam no rompimento da membrana do ovo.

saco vitelínico: é o local onde estão acumuladas as reservas provindas da mãe (o vitelo), na qual o embrião e a larva irão se alimentar durante todo o período de desenvolvimento embrionário e, após a eclosão, até que a boca e o trato digestivo estejam formados para começar a receber alimento externo. Quarenta e oito horas após a eclosão é visível a redução do saco vitelínico. Para que as larvas tenham um bom desenvolvimento inicial é importante que o ovo tenha acumulado uma boa reserva de vitelo, e para isto é importante uma dieta adequada e de qualidade para os reprodutores, principalmente para as fêmeas.

Desenvolvimento embrionário e larval

Assim como em outros vertebrados, os fatores genéticos, evolutivos (simetria) e quantidade de vitelo no oócito determinam o tipo de segmentação (clivagem). Em peixes este padrão inicial de segmentação é geralmente preservado, determinando semelhanças no início do desenvolvimento embrionário. De uma maneira geral a clivagem dos ovos de peixes é do tipo meroblástica ou parcial (início da divisão ocorre no polo sem vitelo) (Hickman et al., 2001).

Segundo Godinho (2007), a grande maioria dos teleósteos (peixes da Classe Actinopterygii), dentre os quais estão os peixes brasileiros de água doce utilizados na aquicultura, apresenta em geral as seguintes características reprodutivas: a) desenvolve oócitos e espermatozóides em sexos separados; b) é ovípara e libera ovos no meio aquático, onde são fertilizados; c) na maioria das espécies os embriões se desenvolvem sem cuidado parental, mas existem espécies que mostram cuidado parental de um dos pais ou ambos; d) os embriões contam com o vitelo para seu desenvolvimento; f) a ruptura da casca do ovo libera o embrião, agora denominado larva, cujo desenvolvimento ainda não está completo; g) o desenvolvimento larval se completa na pós-larva, em momentos definidos após a eclosão, de acordo com a espécie.

No jundiá, após a hidratação do ovo é possível visualizar duas partes distintas no ovo fertilizado: a parte que contém o vitelo e a membrana mais externa do ovo (córion). Na parte interna, ou seja, a que contém o vitelo, o

“miolo”, é formado de duas partes: - polo animal, que dará origem ao embrião (com coloração amarelo escura) e a massa de vitelo - polo vegetativo, que irá nutrir o embrião durante a fase de desenvolvimento. O polo animal dará origem a um montículo de células com sucessiva proliferação (divisão celular) de 2, 4, 8, 16 e 32 células. Este conjunto de células tem uma forma de amora (*morus* em latim) e este estágio é chamado de mórula (neste estágio o ovo é muito sensível à agitação, pois pode ocorrer descolamento das células e, portanto, ocasionar a morte do embrião). Após a *mórula* ocorrem várias subdivisões celulares (onde cada célula é chamada de blastômero), e posteriormente surge uma cavidade de segmentação entre o vitelo e massa de célula, esta fase é chamada de *blástula*. A seguir, as células do blastoderma (“tecido” do embrião na fase de blástula) assumem uma forma de ferradura acima do vitelo, resultando na formação e definição completa do vitelo, esta fase é definida como *gástrula*. Estas células vão se proliferando e formando camadas mais espessas ao redor do vitelo e após ocorrerá o fechamento do blastóporo, uma pequena abertura que dará origem inicialmente à diferenciação da boca e esboço da cauda. Nesta fase se torna definida a cabeça, cauda e os primeiros segmentos do corpo. E após os tecidos e órgãos vão sendo definidos ao longo do desenvolvimento. O tempo para finalizar o desenvolvimento embrionário dependerá principalmente da temperatura da água (Silva, 2004).

Larvicultura

Woynarovich e Horvát (1980) determinam como larva o período de vida compreendido entre a eclosão e o enchimento da bexiga natatória. Os registros dos eventos do desenvolvimento larval são de relevância para a larvicultura: tamanho à eclosão, presença de órgão adesivo, pigmentação da retina, abertura da boca, abertura do lúmen intestinal, flexão da notocorda, desenvolvimento das nadadeiras, enchimento da bexiga natatória e padrão de pigmentação cutânea (Santos & Godinho, 1994; 1996; 2002).

Assim como a maioria das espécies tropicais cultivadas, após 2 a 3 dias nas incubadoras as larvas de jundiá já aceitam alimento externo, estão mais pigmentadas e “fortes” e com isto podem ser transferidas para tanques devidamente preparados para larvicultura.

Como descrito por Silva (2004), o procedimento de liberação das larvas no viveiro deve ser realizado com cuidado. O viveiro deve ser previamente preparado (oito dias antes) para receber as larvas. Em primeiro lugar devemos escolher um viveiro para cultivar somente larvas. Depois esvaziar este viveiro, utilizando procedimento de desinfecção com cal virgem (deixar o viveiro seco com cal virgem por três dias, exposto ao sol), depois aplicar calcário dolomítico (deixar mais dois dias), encher o viveiro com água e após cerca de cinco dias liberar as larvas com cuidado no viveiro. Checar o pH e a dureza da água para verificar se estão dentro de valores adequados. É importante lembrar de equilibrar a temperatura da água das larvas antes da liberação destas no viveiro (em baldes ou recipientes que serão colocadas as larvas para a transferência do laboratório para o viveiro: colocar a metade de água do viveiro e a outra de água do laboratório), com isto ocorre a homogeneização da temperatura e se evita choques térmicos. Contudo, é

importante ressaltar que quanto maiores as larvas, menor a chance de predação no viveiro. Então, se possível, é indicado cultivar as larvas dentro das incubadoras (por curtos períodos, 2 a 3 dias) ou mesmo em tanques ou caixas de água dentro de seu laboratório (oferecendo alimentação), antes de soltar no viveiro.

O comportamento de canibalismo entre as larvas de algumas espécies é preocupante na criação. Nas larvas de jundiá se observa canibalismo após três dias de eclosão, e se torna mais frequente após seis dias. O canibalismo é acentuado quando as larvas estão em baixa densidade, pois como em outros Siluriformes, as larvas demonstram ser territorialistas já nesta fase. A densidade adequada para a larvicultura do jundiá é de 10 larvas/L quando o cultivo é feito em laboratório (totalmente intensivo, com pouca renovação de água). Contudo, para viveiros e tanques externos de larvicultura recomenda-se cerca de 200 larvas/m².

Silva (2004) ressalta que os cuidados com fatores mencionados na incubação como: aeração e vazão também são válidas para a larvicultura, principalmente se as larvas permanecerem nas incubadoras por alguns dias. Se este for o caso, é importante reduzir a vazão para permitir que as larvas consigam nadar livremente sem esforço na superfície da água para se alimentarem normalmente. É preciso ter cuidado com o nível de oxigênio dissolvido (deve estar entre 6-8 mg/L) devido à vazão ter sido reduzida. Os outros parâmetros de qualidade da água, como: temperatura, pH e amônia, devem ser monitorados, assim como o cuidado com a proliferação de fungos.

A larvicultura é o ponto chave para a produção, pois se temos larvas bem alimentadas e saudáveis, conseqüentemente teremos sucesso na produção de alevinos. Além da qualidade do alimento a ser oferecido às larvas, a intensidade luminosa do ambiente de criação possui grande importância na larvicultura intensiva. No caso do jundiá, em ambiente escuro (1,2 lux) as larvas apresentaram maior ganho de peso e crescimento em comprimento total durante os primeiros 21 dias de vida. Dados demonstram que a sobrevivência durante a larvicultura em condições adequadas e controladas para cada espécie possibilita a adaptação ao meio de cultivo intensivo, desde que neste sejam oferecidas as condições mínimas de exigência das espécies.

Relações morfológicas e morfométricas de embriões e larvas de peixes e sua interação com ambiente de cultivo

O ambiente de cultivo pode influenciar nas características morfológicas e morfométricas dos estágios iniciais de desenvolvimento em peixes. Os estudos da ontogenia inicial e desenvolvimento em peixes permitem uma ampla base de dados para estudos comparativos como processos de formação citológica seguindo a fertilização, desenvolvimento dos órgãos e organização morfológica (Balon, 1990). A morfogênese e diferenciação são processos rápidos e complexos durante a ontogenia, pois quando as larvas eclodem ocorrem mudanças na forma do corpo, morfologia, metabolismo, habilidade natatória e comportamento relacionado à transformação das fases larvais em juvenis (Gisbert et al., 2002). Geralmente os estágios de descrição morfológica são baseados no aparecimento e desenvolvimento de caracteres

morfológicos específicos como: mandíbula, notocorda, tubo digestivo e filamentos branquiais, porque estes refletem diretamente o grau de desenvolvimento (Martinez & Bolker, 2003).

Muitos estudos na aquicultura estão relacionados estritamente ao comprimento e peso dos animais, mas não mostram relações com o desenvolvimento. A morfologia pode ser um indicador extremamente útil para melhoria das técnicas, principalmente em função de características morfométricas associadas com habilidade natatória, visão e alimentação (Gisbert et al., 2002). A investigação da morfologia e de taxas de sobrevivência de ovos e embriões pode estimar proporção de embriões anormais e com isto identificar a viabilidade do cultivo (Shields et al., 1997; Kjorsvik et al., 2003). O reconhecimento do padrão normal de desenvolvimento e a detecção de defeitos durante a formação podem melhorar as técnicas no cultivo de larvas através da modificação de parâmetros ambientais e práticas de alimentação (Gisbert et al., 2002).

O pH e dureza da água (Ca^{2+} e Mg^{2+}) são parâmetros ambientais que podem influenciar no cultivo de peixes. Vários estudos têm demonstrado que o aumento da dureza da água para valores de 20-70 mg L^{-1} CaCO_3 melhoram a sobrevivência de algumas espécies de peixes, principalmente durante os primeiros estágios de desenvolvimento (Gonzal et al., 1987; Ketola et al., 1988; Tucker & Steeby, 1993; Molokwu & Okpokwasili, 2002; Townsend et al., 2003; Silva et al., 2003; 2005). O Ca^{2+} e Mg^{2+} são os principais constituintes da dureza da água e possuem papel fundamental na regulação iônica reduzindo a permeabilidade das membranas biológicas e, conseqüentemente, o fluxo difusivo de íons para o meio aquático (Gonzal et al., 1987; Gonzalez, 1996; Van Der Velden et al., 1990). Mudanças de pH e/ou concentração de íons também podem proporcionar alterações fisiológicas nos estágios iniciais de desenvolvimento (Alderdice, 1988).

Com o intuito de demonstrar a aplicabilidade de estudos biológicos relevantes para a aquicultura é descrito a seguir uma parte de um trabalho científico que mostra claramente a importância e a determinação de fases críticas do desenvolvimento de peixes com potencial produtivo importantes de serem detectados para o manejo na aquicultura. O trabalho descrito por Silva (2006) teve como objetivo descrever a morfologia e morfometria de embriões e larvas de jundiá e avaliar a interação com o ambiente de cultivo, em pH neutro e alcalino com a alteração da dureza da água (em diferentes concentrações de Ca^{2+} e Mg^{2+}).

Após a fertilização os ovos foram mantidos em água com pH 7,0 e 8,0 com três diferentes concentrações de Ca^{2+} : Mg^{2+} da água (mg L^{-1}): dureza 20 mg L^{-1} CaCO_3 (5,0 Ca^{2+} : 2,08 Mg^{2+} , controle) e dureza 70 mg L^{-1} CaCO_3 (20 Ca^{2+} : 5,59 Mg^{2+} e 23 Ca^{2+} : 2,08 Mg^{2+}) a $24 \pm 1^\circ\text{C}$. Os ovos (24 horas após fertilização-hpf) e larvas (a cada 6 horas) de 6 a 48 e 216 h após eclosão (hpe) foram coletadas para avaliação quanto a caracteres morfológicos e morfométricos associados à visão (presença do olho), alimentação (desenvolvimento e funcionalidade do trato digestivo) e habilidade natatória (presença das nadadeiras).

Os caracteres morfométricos básicos como: área corporal total, área do saco vitelínico, comprimento total, comprimento da cauda, altura da cabeça e diâmetro do olho (Figura 2) foram medidos digitalmente (por "digital pad",

pelo Programa Image Pro-Plus) utilizando um estereomicroscópio (Leica- CLS 150) com câmera digital acoplada (SONY- CCD-Iris). Todos os caracteres morfométricos analisados foram relacionados às fases de desenvolvimento (24 hpf, 6-216 hpe) por funções lineares ($y=a+bx$, y = parâmetro morfométrico e x = fase de desenvolvimento) e funções potenciais (alométricas, $y= aT^b$, a = intercepto, T = fase de desenvolvimento, b = coeficiente de crescimento). O crescimento alométrico em função do comprimento total foi calculado também através de $y= aCT^b$, onde CT = comprimento total, y = comprimento da cauda, altura da cabeça ou diâmetro do olho) e os dados de área foram analisados em função da área corporal total ($y= aAT^b$, quando y = saco vitelínico). Todas as medidas de comprimento foram feitas sob linhas perpendiculares ou paralelas ao eixo horizontal do corpo. As medidas de estimativa de área foram feitas através de perímetro percorrido (área total e área do saco vitelínico).

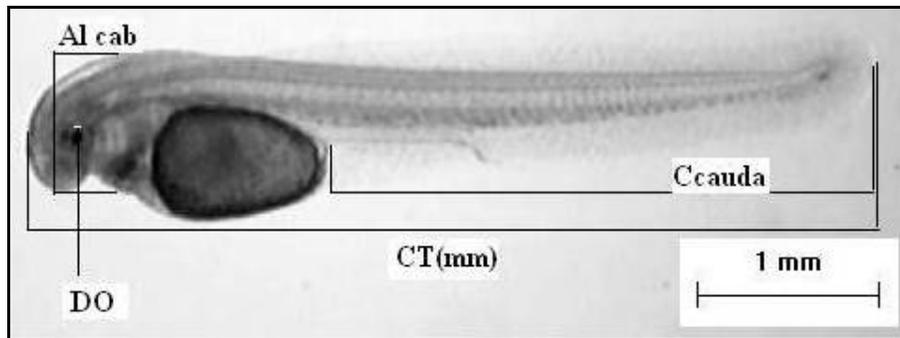


Figura 2. Larva de jundiá *R. quelen* 6 hpe (controle-pH 8,0). Parâmetros morfométricos: comprimento total (CT): comprimento da cauda (Ccauda), altura da cabeça (Alt cab), diâmetro do olho (DO). Silva (2006).

O desenvolvimento morfológico mostrou um padrão durante os experimentos independentemente do pH e dureza (Figura 3 e 4). Embriões de jundiá (24 hpf) apresentaram definição da cabeça, saco vitelínico e cauda com somitos. Com 27-36 hpf (24°C) as larvas eclodiram, e com 6 hpe verificou-se a presença de várias estruturas importantes para o desenvolvimento como: boca e cavidade branquial aberta, brânquias rudimentares, olho pigmentado, rim, intestino rudimentar, esboço dos barbilhões, membrana da cauda que auxilia na natação. Em 12-18 hpe as estruturas tornaram-se cada vez mais desenvolvidas. Em 24 hpe, observou-se os barbilhões mandibulares (2 pares) e maxilares (1 par). Após 30 hpe o tubo digestivo mostrou-se mais definido (sugerindo o aparecimento do estômago) e com poro urogenital aberto. Em 36 hpe evidenciou-se maior pigmentação da pele. Entre 6-48 hpe ocorreu a absorção do saco vitelínico.

Em 48 hpe, se observou o maior desenvolvimento de todas as estruturas, principalmente do trato digestivo. A redução do saco vitelínico foi praticamente total, e com isto foi oferecida a primeira alimentação exógena. Em 216 hpe, todas as características observadas estavam mais desenvolvidas, exceto o saco vitelínico, que foi ausente. Dentre as características mais desenvolvidas acima, destacou-se as brânquias (com a presença das lamelas), trato digestivo funcional e as nadadeiras peitorais, indicando que as larvas com 216 hpe possuem as principais estruturas para um bom desenvolvimento.

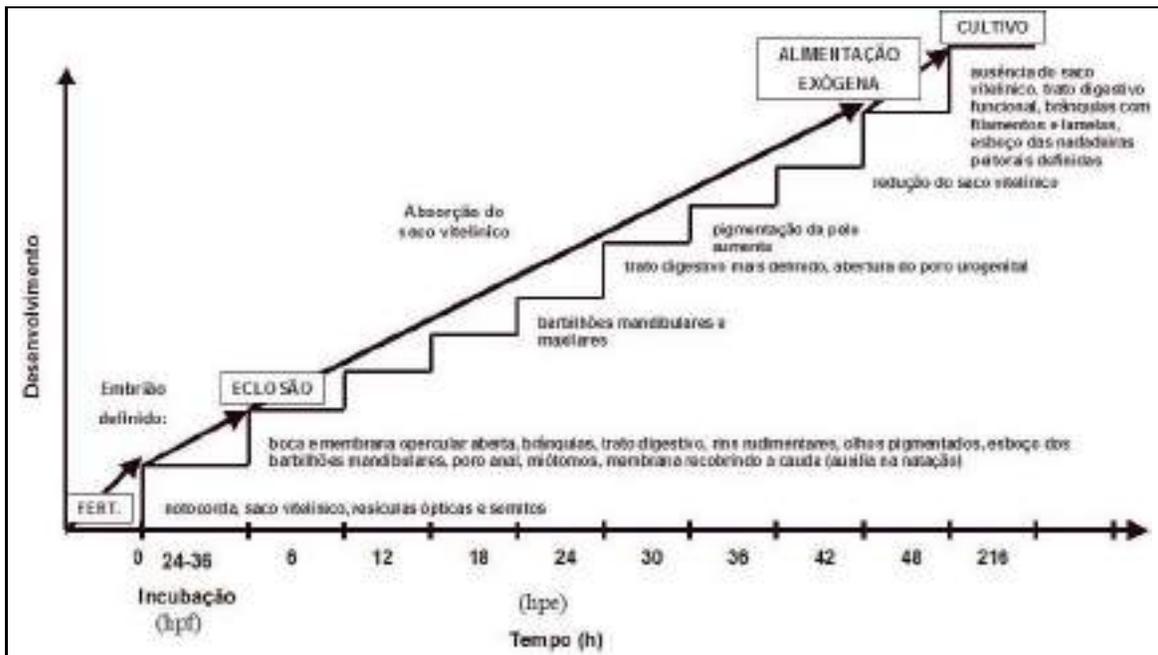


Figura 3. Esquema do desenvolvimento morfológico de embriões e larvas de jundiá *R. quelen* em função do tempo: 24-36 h após fertilização e 6-216 h após eclosão. Silva (2006).

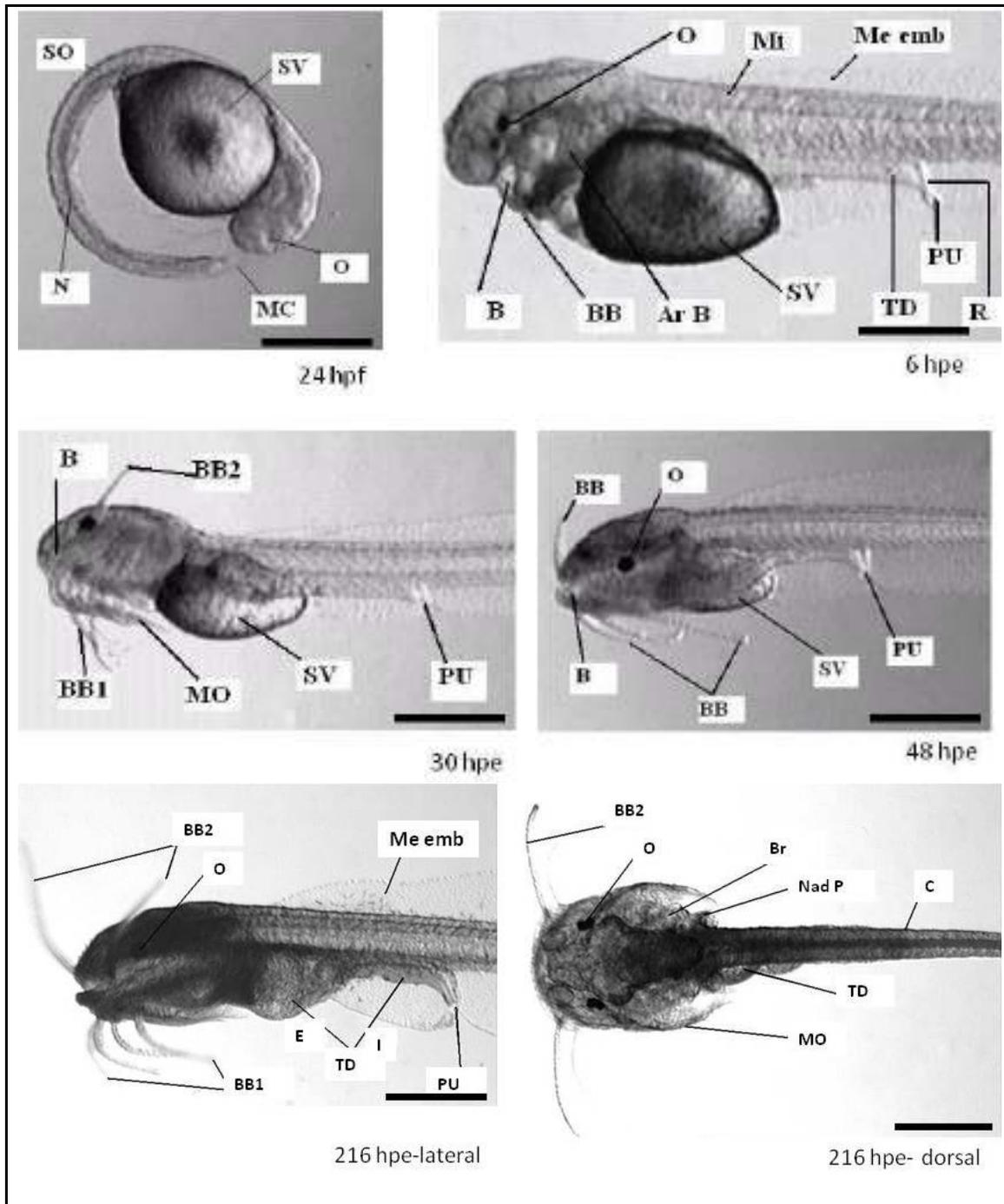


Figura 4. Desenvolvimento morfológico de larvas de jundiá *R. quelen*. Embrião- 24 h após fertilização (hpf); larvas 6, 30, 48 e 216 h após eclosão (hpe). **MC**- membrana coriônica; **N**- notocorda, **SV**-saco vitelínico, **B**-boca, **BB**- barbilhão (**BB1**- mandibular, **BB2**- Maxilar), **Ar B**- arco branquial, **Me ca**- membrana da cauda, **MO**- membrana do opérculo, **Mi**- miótomo, **TD**-trato digestivo, **E**- estômago, **I**- intestino, **R**- rim, **PU**-poro urogenital, **Nad P**- nadadeira peitoral. Escala= 1mm. Silva (2006).

A - Morfometria básica no desenvolvimento embrionário e larval em função do ambiente de cultivo

A área corporal total, área do saco vitelínico, diâmetro do ovo e altura da cabeça de embriões de jundiá 24 hpf não mostraram diferenças significativas em relação aos pHs e às concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$ (Tabela 1). A área do saco vitelínico foi significativamente menor em pH 8,0 entre 6-48 hpe, independente das concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$. Em 48 hpe ocorreu interação entre o pH 7,0 e as concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$, e o aumento da dureza resultou em uma diminuição da área do saco vitelínico. O saco vitelínico não foi observado em 216 hpe em ambos pHs (Figura 5B).

O valor de b (coeficiente de crescimento) nas relações alométricas com o comprimento total indicou que o aumento do diâmetro do olho, da altura da cabeça e o comprimento da cauda mostraram alometria positiva ($b > 1$), e a área do saco vitelínico apresentou alometria negativa ($b < 1$) em ambos pHs (Tabela 2). Entretanto, para o diâmetro do olho a correlação foi baixa ($r^2 = 0,54$) em pH 8,0. Nas Figuras 5B, 6 e 7 estão indicadas as relações de crescimento que mais se adequaram ao longo do desenvolvimento em função do tempo nos pHs. Em geral, observou-se um crescimento potencial (alométrico) das características morfométricas em função do tempo em ambos pHs, exceto para a área do saco vitelínico, independente das concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$. Principalmente, quando se considera o crescimento da área corporal total, comprimento total, comprimento da cauda e altura da cabeça em função das correlações significativas, exceto para o diâmetro do olho que não indicou correlação significativa em função do tempo para ambos pHs. O coeficiente de crescimento para os parâmetros em que se estabeleceu a relação potencial em função do tempo foi $b < 1$, o que indica a tendência de redução da taxa de crescimento das estruturas ao longo do tempo. Contudo, o crescimento do comprimento total em função do tempo mostrou maior correlação em pH 8,0 ($r^2 = 0,98$) do que em pH 7,0 ($r^2 = 0,62$).

Tabela 1. Área total do ovo (A.ovo), área do saco vitelínico (A.s.vit.), diâmetro do ovo (Di) e altura da cabeça (Alt.cab) de embriões de jundiá *R. quelen* 24 h após a fertilização (hpf) em função do pH 7,0 e 8,0 e concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$ da água. Valores expressam as médias \pm erro padrão média (EPM).

Estágio de desenvolvimento	pH	$\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$ (mg L^{-1})	A. ovo (mm^2)	A. s.vit (mm^2)	Di (mm)	Alt. cab (mm)
Embrião (24 hpf)	pH 7,0	5,0:2,08 ¹	2,41 \pm 0,42	0,50 \pm 0,03	1,50 \pm 0,04	0,29 \pm 0,01
		20,0:5,59 ²	1,81 \pm 0,08	0,54 \pm 0,01	1,50 \pm 0,02	0,33 \pm 0,01
		23,0:2,08 ²	1,88 \pm 0,11	0,53 \pm 0,01	1,58 \pm 0,03	0,32 \pm 0,02
	pH 8,0	5,0:2,08 ¹	2,51 \pm 0,13	0,52 \pm 0,02	1,83 \pm 0,04	0,32 \pm 0,01
		20,0:5,59 ²	2,31 \pm 0,06	0,48 \pm 0,01	1,78 \pm 0,01	0,33 \pm 0,01
		23,0:2,08 ²	2,34 \pm 0,05	0,50 \pm 0,01	1,81 \pm 0,03	0,30 \pm 0,01

Dureza da água- ¹ 20 mg L^{-1} CaCO_3 - controle. ² 70 mg L^{-1} CaCO_3 - com variação da concentração de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$ (mg L^{-1}). Letras diferentes no tempo indicam diferença significativa em relação às concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$. * indica diferença significativa em relação ao pH 7,0. Silva (2006).

Tabela 2. Coeficiente de crescimento alométrico (b) e correlação (r^2) para os parâmetros de altura da cabeça (Alt cab), diâmetro do olho (D. olho) e área do saco vitelínico (A. s.vit) em função dos pHs (7,0 e 8,0) nas fases de desenvolvimento embrionário e/ou larval de jundiá *R. quelen*.

pHs	Á. s.vit (mm^2)	C. cauda (mm)	D. olho (mm)	Alt cab (mm)
pH 7,0	$y = 2,55AT^{-1,52}$	$y = 0,09CT^{2,13}$	$y = 0,001CT^{4,43}$	$y = 0,027CT^{1,94}$
	$r^2=0,82$	$r^2=0,84$	$r^2=0,92$	$r^2=0,80$
pH 8,0	$y = 2,19AT^{-1,67}$	$y = 0,51CT^{1,01}$	$y = 0,008CT^{1,55}$	$y = 0,15CT^{1,02}$
	$r^2=0,95$	$r^2=0,97$	$r^2=0,65$	$r^2=0,84$

Determinação de b através de $y = aCT^b$ ou $y = aAT^b$, y = parâmetro, AT = área corporal total, CT = comprimento total. Silva (2006).

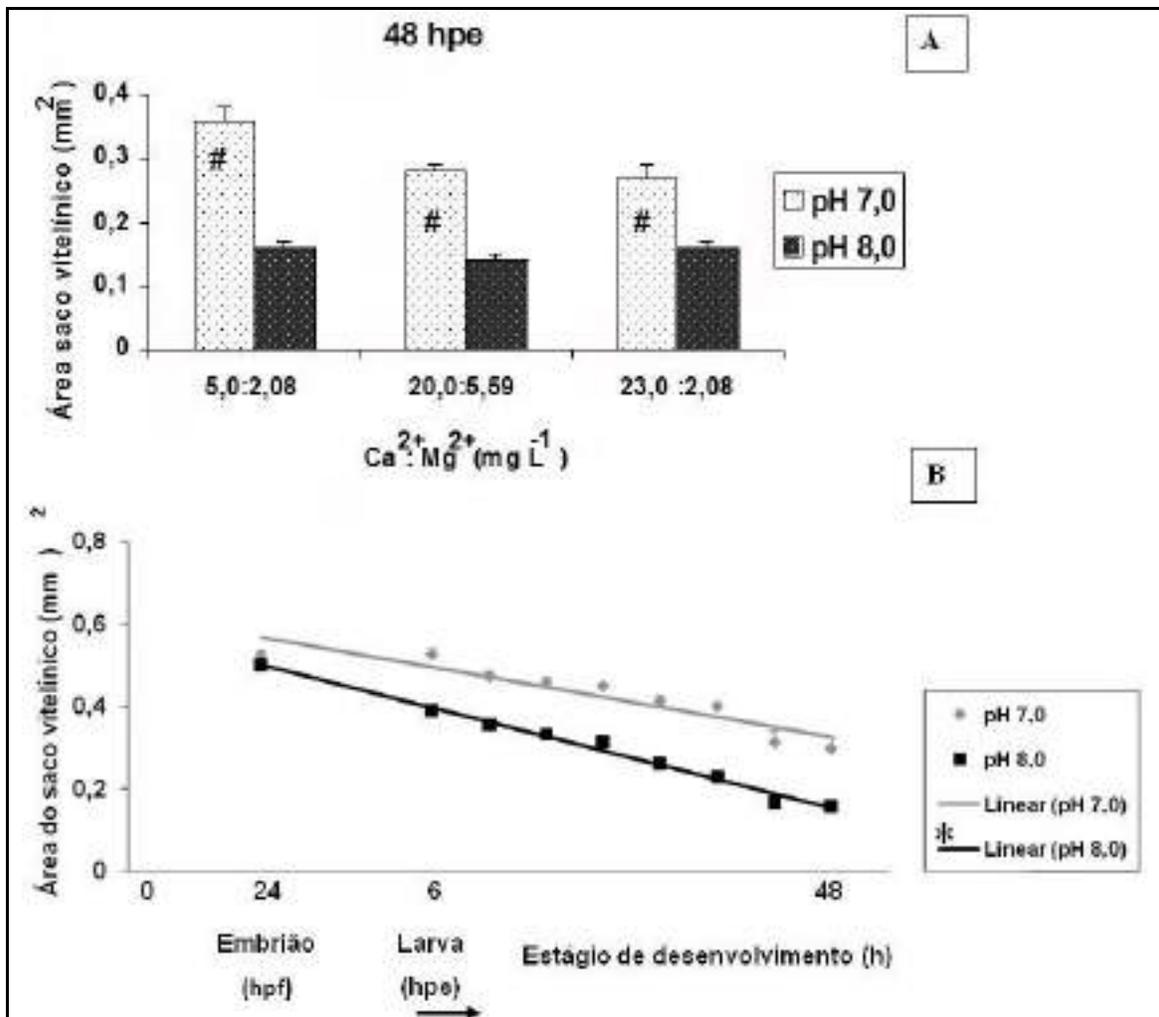


Figura 5. Área do saco vitelínico nos estágios de desenvolvimento embrionário e larval de jundiá *R. quelen* sob efeito do pH 7,0 e 8,0. A) Interação entre pH e Ca²⁺ : Mg²⁺ da água em 48 hpe; B) Relação linear da área do saco vitelínico em função do tempo em embriões: 24 hpf e larva: 6-48 hpe (a cada 6h) e após 216hpe. Regressões e correlações: pH 7,0: $y = 0,52 - 0,01x$ ($r^2 = 0,92$) ($p < 0,05$); pH 8,0: $y = 0,38 + 0,01x$ ($r^2 = 0,71$) ($p < 0,05$); hpf- horas após fertilização. hpe- horas após eclosão. Silva (2006).

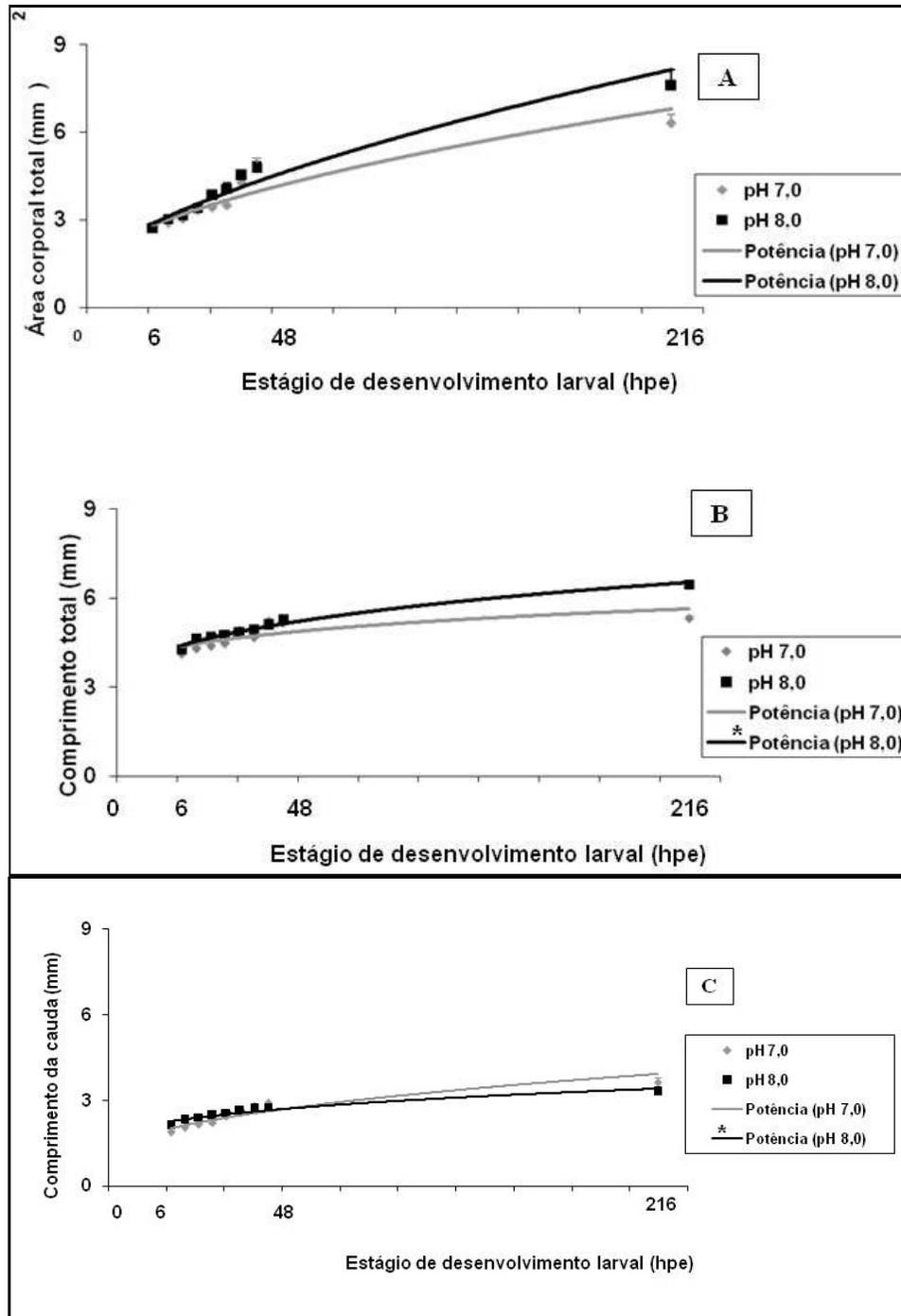


Figura 6. Parâmetros morfométricos básicos do desenvolvimento larval de jundiá *R. quelen* de 6-48 hpe (a cada 6 h) e após 216 hpe em função do pH 7,0 e 8,0. Curvas potenciais ($y = aT^b$, onde y = parâmetro medido, a = intercepto, T = tempo, b = coeficiente de crescimento) e correlações: **(A)** Área corporal total- pH 7,0: $y = 0,55T^{0,44}$ ($r^2 = 0,88$) ($p < 0,05$), pH 8,0: $y = 0,53T^{0,41}$ ($r^2 = 0,96$) ($p < 0,05$); **(B)** Comprimento total- pH 7,0: $y = 2,69T^{0,13}$ ($r^2 = 0,62$) ($p < 0,05$), pH 8,0: $y = 1,97T^{0,22}$ ($r^2 = 0,98$) ($p < 0,05$); **(C)** Comprimento da cauda- pH 7,0: $y = 0,59T^{0,33}$ ($r^2 = 0,89$) ($p < 0,05$), pH 8,0: $y = 1,01T^{0,22}$ ($r^2 = 0,94$) ($p < 0,05$). Fonte: Silva (2006).

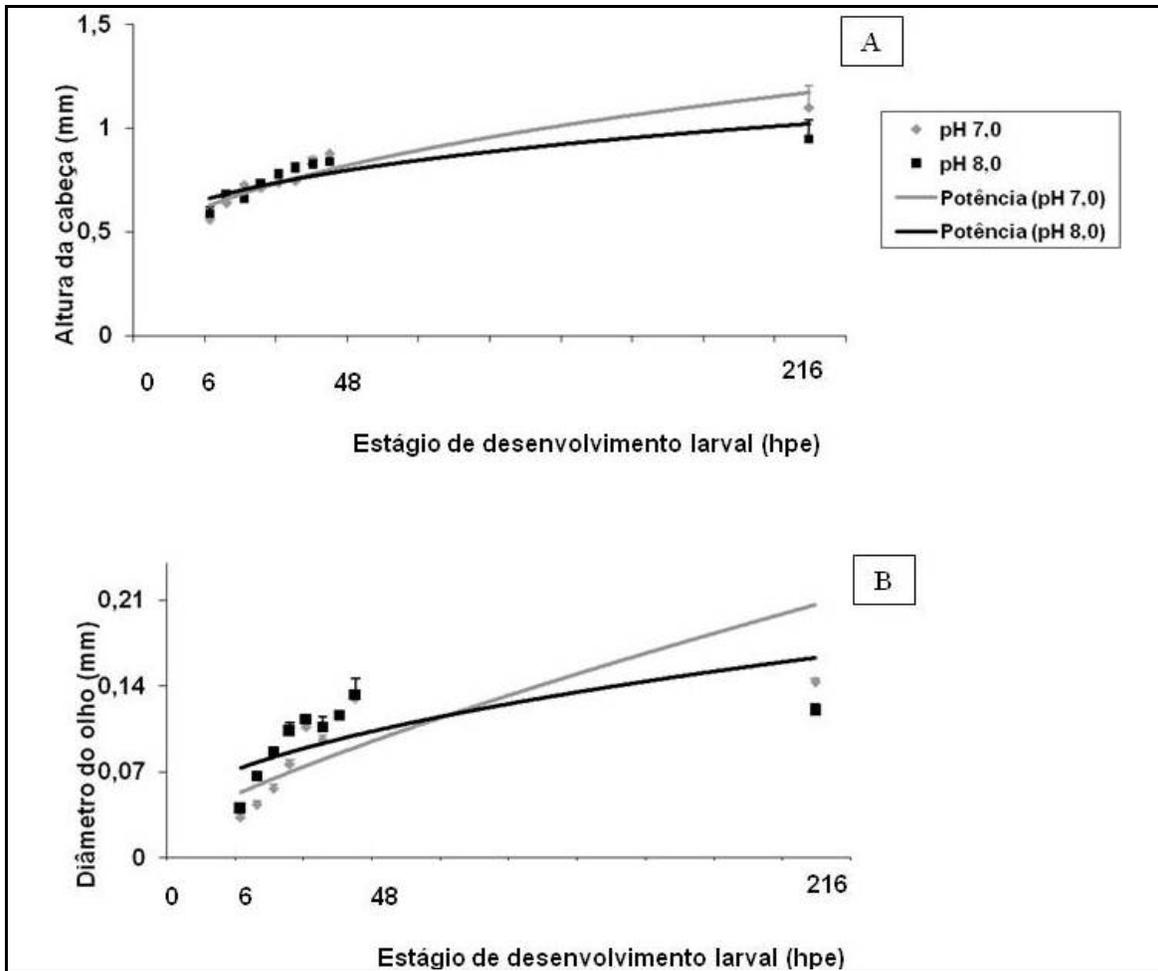


Figura 7. Altura da cabeça e diâmetro do olho ao longo do desenvolvimento larval de jundiá *R. quelen* de 6-48 hpe (a cada 6 h) e após 216 hpe em função do pH 7,0 e 8,0. Curvas potenciais ($y = aT^b$, onde y = parâmetro medido, a = intercepto, T = tempo, b = coeficiente de crescimento) e correlações: A) altura da cabeça- pH 7,0: $y = 0,19T^{0,32}$ ($r^2 = 0,89$) ($p < 0,05$), pH 8,0: $y = 0,30T^{0,21}$ ($r^2 = 0,77$) ($p < 0,05$); B) Diâmetro do olho- pH 7,0: $y = 0,01T^{0,48}$ ($r^2 = 0,57$) ($p > 0,05$), pH 8,0: $y = 0,03T^{0,28}$ ($r^2 = 0,34$) ($p > 0,05$). Silva (2006).

Pereira et al (2006) pesquisaram os estágios iniciais de desenvolvimento do jundiá *R. quelen* e mostraram os mesmos padrões encontrados para este estudo com relação ao desenvolvimento embrionário e larval a 24 °C. Dados semelhantes de morfologia externa e sequência temporal dos eventos de crescimento foram encontrados em jundiás cultivados em pH 6,8-7,0 a 22-24 °C, nos quais o início da eclosão ocorreu

em 27 hpf e a absorção do saco vitelínico em 48-72 hpe, iniciando a alimentação exógena (Godinho et al., 1978; Cussac et al., 1985).

As larvas de jundiá cultivadas a 24°C mostraram semelhança no desenvolvimento também com o tambaqui *Colossoma macropomum*, principalmente em relação às brânquias, trato digestivo e saco vitelínico (com absorção completa 2-3 dias após a eclosão). As larvas de tambaqui, peixe comercialmente importante principalmente na região Amazônica, também necessitam completar o desenvolvimento após a eclosão, onde ocorre a formação dos olhos, mandíbulas e nadadeiras peitorais, organização muscular e pigmentação. A diferenciação e crescimento larval são extremamente rápidos (6 dias a 28 °C) e o desenvolvimento dos somitos ocorre em 12 hpf. Os arcos e filamentos branquiais, e trato digestório tornam-se mais desenvolvidos a 62 hpe. O saco vitelínico é completamente absorvido em 78 hpe (3 dias) (Vieira & Johnston, 1996).

A temperatura de cultivo das espécies é um fator importante a ser considerado na comparação do desenvolvimento morfológico (Ojanguren & Brãna, 2003). A absorção do saco vitelínico de larvas de *Pagrus pagrus* cultivadas a 12-18 °C ocorreu em 4 dias após a eclosão (Mihelakakis et al., 2001), o que mostra que a temperatura da água influencia o processo de absorção do vitelo para o crescimento. Para carpa-comum *Cyprinus carpio* o desenvolvimento embrionário-larval foi em 90 h (4 dias, em que apresentou 6 mm de comprimento) a 25 °C, e em temperaturas mais altas ocorre aumento do número de indivíduos com defeito após a eclosão (Linhart et al., 1995).

Bolker & Hill (2000) afirmam que a pigmentação é uma importante característica a ser analisada durante o desenvolvimento, pois pode mudar rapidamente em função do ambiente. Este autor indica que a pigmentação em embriões e larvas do linguado *Paralichthys olivaceus* apresentou dois momentos: num primeiro momento de estágio embrionário seguiu o modelo simétrico e o segundo momento, em função da metamorfose quando ocorreram mudanças em muitas estruturas e tecidos (olhos, linha lateral, tegumento) sugerindo uma assimetria. As larvas de jundiá têm uma pigmentação mais intensa a partir de 36-216 hpe (segundo momento), e esta não foi alterada em função das características experimentais de cultivo.

O desenvolvimento das características morfológicas de embriões e larvas de jundiá não foi alterado em função dos pHs (7,0 e 8,0) e das concentrações de Ca^{2+} : Mg^{2+} da água. O mesmo padrão morfológico de desenvolvimento embrionário-larval foi observado, evidenciando que o período mais sensível para o desenvolvimento das larvas desta espécie (6-216 hpe) está relacionado ao desenvolvimento das estruturas respiratórias e osmorregulatórias (brânquias, rim e trato digestivo). O início da alimentação exógena (48 hpe) representou outro ponto crítico para as larvas, seguido das modificações e adaptações necessárias para captura e capacidade de digestão do alimento externo (216 hpe) devido ao desenvolvimento e funcionalidade da boca e trato digestivo. A fragilidade das fases iniciais até a primeira alimentação provavelmente contribui para a alta mortalidade de larvas de jundiá (40%-50%) observada em fazendas de aquicultura que produzem esta espécie (Barcellos et al., 2004). Silva et al. (2003) identificaram que a sobrevivência após eclosão diminuiu (54-69%) quando comparado com a

percentagem de eclosão (63%-72%) em pH 8,0. Entretanto, Silva et al. (2005) verificaram alta sobrevivência após 21 dias de larvicultura (92%-94%) também em pH 8,0, corroborando com a análise de nosso estudo de que o período mais sensível para esta espécie possivelmente ocorre nos primeiros dias após eclosão (6-216 hpe).

O padrão de crescimento morfométrico do jundiá parece ser independente dos pHs e concentrações de $\text{Ca}^{2+}:\text{Mg}^{2+}$. Contudo, o pH 8,0 indicou os maiores valores relacionados à maioria das características morfométricas avaliadas, exceto para o saco vitelínico, pois o consumo de vitelo foi maior (indicando menor área) neste pH. De acordo com os resultados o diâmetro do olho não segue um crescimento potencial em função do tempo para ambos pHs.

A dureza da água de $70 \text{ mg L}^{-1} \text{ CaCO}_3$ proporcionou maior área corporal total em larvas de jundiá (216 hpe) nos dois pHs. O comprimento total não foi alterado pela dureza da água até 216 hpe. Silva et al. (2005) também não encontraram diferenças no crescimento desta espécie no mesmo período, nesta dureza, em pH 8,0. No entanto, estes autores mencionam uma diminuição do crescimento com o aumento do Ca^{2+} acima de 20 mg L^{-1} , em 21 dias após eclosão. Silva et al. (2003) e Townsend et al. (2003) sugerem que o aumento da dureza da água de 20 para $70 \text{ mg L}^{-1} \text{ CaCO}_3$ em pH 8,0 aumentou a sobrevivência e o crescimento das larvas de jundiá logo após a eclosão e em 21 dias de cultivo. Silva et al. (2005) sugerem que concentrações de Ca^{2+} e Mg^{2+} acima de 25 e $7,11 \text{ mg L}^{-1}$, respectivamente, podem diminuir o crescimento das larvas de jundiá. Em nosso estudo as concentrações de Ca^{2+} e Mg^{2+} utilizadas foram abaixo destes valores.

Lopes et al. (2001) enfatizam que as maiores taxas de sobrevivência e crescimento para larvas de jundiá foram obtidas em pH 8,0 do que em pH 7,0 ou mais ácidos. Esse efeito é basicamente devido ao pH, uma vez que larvas de jundiá mantidas em alcalinidades de 63 e $92 \text{ mg L}^{-1} \text{ CaCO}_3$ (dureza em torno de $20 \text{ mg L}^{-1} \text{ CaCO}_3$) não apresentaram diferenças significativas em termos de crescimento, morfometria (Benaduce et al., 2008), ou respostas de fuga a predadores (Kochhann et al., 2009). Corroborando com estes autores, nosso trabalho também indicou que o comprimento total mostrou melhor correlação do crescimento em função do tempo em pH 8,0. Isto pode sugerir que as larvas crescem menos em pH 7,0 ao longo do tempo. Lopes et al. (2001), Silva et al. (2003) e Townsend et al. (2003) analisaram o crescimento das larvas de jundiá em comprimento total e peso, portanto dificultando a comparação com as outras características avaliadas neste estudo.

Gisbert et al. (2002), avaliando o desenvolvimento morfológico e morfométrico do linguado californiano *Paralichthys californicus* a $20 \text{ }^\circ\text{C}$, sugerem que morfologia e os modelos de crescimento alométrico das regiões do corpo indicam a mudança dos fenótipos para alevino-adulto, em que ocorrem mudanças na pigmentação dos olhos, flexão da notocorda e aparecimento das nadadeiras. Estes autores mencionam que a metamorfose para esta espécie não foi completada em larvas até 10 mm. Contudo, sugerem que o crescimento alométrico positivo (em função do comprimento total), para as regiões da cabeça está associado ao desenvolvimento dos sistemas nervoso (cérebro), sensorial (visão, olfato e linha lateral),

respiratório (arcos e filamentos branquiais) e alimentar (esplancnocrânio) após a eclosão. Conseqüentemente, após a diferenciação neural e desenvolvimento das estruturas sensoriais (crescimento alométrico positivo dos olhos, desenvolvimento olfatório e neuromastos), as larvas são hábeis a reagir a estímulos de luz, detectar a presa e começar a se alimentar exógenamente quando reduzem as reservas do saco vitelínico. O desenvolvimento dos arcos e filamentos branquiais permite melhor absorção do oxigênio por via cutânea e branquial, resultando num maior suporte de oxigênio para aumentar a atividade natatória. Estes fatores, em conjunto com o desenvolvimento das mandíbulas, melhoram a capacidade de alimentação, aumentando o crescimento e as chances de sobrevivência das larvas (Hunt Von Herbing, 2001).

No presente estudo os resultados morfológicos e morfométricos indicam que o crescimento alométrico positivo de larvas de jundiá em geral sugere a proximidade do fenótipo de alevino-adulto. Entretanto, o desenvolvimento larval não foi completado a 216 hpe (em torno de 6 mm), inicialmente devido à ausência das nadadeiras dorsais e caudais (apresentando somente as peitorais). Contudo, o coeficiente alométrico (em função do comprimento total) para todos os parâmetros foi positivo para ambos pHs, exceto para a área do saco vitelínico, que possuiu coeficiente alométrico negativo. Este resultado é o esperado, pois esta estrutura reduz à medida que as larvas crescem em função do consumo do vitelo utilizado para o desenvolvimento inicial até o início da alimentação exógena.

Faustino & Power (2001) relatam que tanto o Ca^{2+} como o Mg^{2+} da água são essenciais para o desenvolvimento da coluna vertebral, nadadeiras e crânio (estruturas mineralizadas) no desenvolvimento de larvas de peixes. Neste contexto, a maior disponibilidade de íons na água de cultivo, desde que em concentrações adequadas à espécie, favoreceu o crescimento do comprimento da cauda e altura da cabeça, seguida principalmente pelo aumento da área corporal total em fase inicial de desenvolvimento das larvas de jundiá, otimizando o cultivo.

Portanto, de acordo com as análises morfológicas e morfométricas feitas em embriões e larvas de jundiá em função do ambiente de cultivo, Silva (2006) concluiu dentre outros resultados que o pH 8,0 é indicado para o cultivo de larvas de jundiá e a dureza da água de $70 \text{ mg L}^{-1} \text{ CaCO}_3$, principalmente nas concentrações de 20 mg L^{-1} de Ca^{2+} e $5,59 \text{ mg L}^{-1}$ de Mg^{2+} favorece o aumento da área corporal total das larvas em ambos pHs. A morfologia em função da sequência de eventos temporais do desenvolvimento de 6-216 hpe é considerado como período crítico, ressaltando o início da alimentação exógena (48 hpe), sendo uma informação importante para pesquisadores e/ou produtores, na determinação de técnicas e manejo das fases iniciais de vida do jundiá e contribuindo para o estudo biológico desta espécie em ambiente de cultivo.

Considerações finais

O esclarecimento dos procedimentos e a determinação das necessidades e cuidados para o cultivo de fases iniciais de vida de peixes com potencial produtivo é de grande interesse aplicado a aquicultura. Cada vez

mais se comprova que o sucesso da criação de peixe está em conhecer a espécie e saber como criá-la, ou seja, oferecendo as melhores condições de vida ao animal proporcionando um ambiente semelhante ao natural. Para tal, como vimos ao longo do capítulo, o primeiro passo é conhecer a biologia básica da espécie e identificar os principais eventos que caracterizam os momentos de maior cuidado no manejo em função de desenvolvimento de estruturas chaves para a vida do animal e sua relação com a qualidade da água de cultivo. Isto possibilita estabelecer práticas de manejo adequadas ao desenvolvimento de peixes, como o período de transferência de ambiente, transporte, tolerância a choque térmico e exposição a turbulência da água. Portanto, os cuidados e necessidades associados a estudos morfológicos e morfométricos de fases iniciais de vida fornecem informações úteis para pesquisadores e/ou produtores, na determinação de técnicas e manejo em piscicultura contribuindo para o estudo biológico aplicado de peixes nativos brasileiros em ambiente de cultivo.

Agradecimentos

Os autores agradecem a CAPES pela bolsa de doutorado para L.V.F. Silva e CNPq, FAPESP pelo fomento à pesquisa. E a todos os colaboradores que de alguma maneira contribuíram para o andamento do trabalho, principalmente a Dra. Jaqueline Ineu Golombieski.

Referências

-
- ALDERDICE, D. F. Osmotic and ion regulation in teleost eggs and larvae. In: HOAR, W. S.; RANDALL, D. J. 1988. *Fish Physiology XI the physiology of developing fish. Part-A eggs and larvae*. San Diego: Academic Press, p. 163-251.
- BALDISSEROTTO, B.; MIMURA, O. M. 1995. Ion and water transport in the gut of the freshwater teleost *Prochilodus scrofa*. *Ciênc. Cult. J. Braz. Assoc. Adv. Sci.*, 47:83–85.
- BALON, K. 1990. Epigenesis of an epigenecist: the development of some alternative concepts on the early ontogeny and evolution of fishes. *Guelph Ichthyol. Rev.*, 4:1-48.
- BARCELLOS, L. J. G.; KREUTZ, L. C.; QUEVEDO, R. M.; FIOREZE, I.; CERICATO, L.; SOSO, A. B.; FAGUNDES, M.; CONRAD, J.; BALDISSERA, R. K.; BRUSCHI, A.; RITTER, F. 2004. Nursery rearing of jundiá, *Rhamdia quelen* (Quoy and Gaimard) in cages: cage type, stocking density and stress response to confinement. *Aquaculture*, 232:383-394.
- BENADUCE, A. P. S.; KOCHHANN, D.; FLORES, E. M. M.; DRESSLER, V. L.; BALDISSEROTTO, B. 2008. Toxicity of cadmium for silver catfish *Rhamdia quelen* (Heptapteridae) embryos and larvae at different alkalinities. *Arch. Environ. Contamin. Toxicol.*, 54:274-282.
- BENGSTON, D. A. 1999. Aquaculture of summer flounder (*Paralichthys dentatus*): status of knowledge, current research and future research priorities. *Aquaculture*, 176:39-49.
- BIJEVELDS, M. J. C.; VAN DER VELDEN, J. A.; KOLAR, Z.; FLIK, G. 1998. Magnesium transport in freshwater teleosts. *J. Fish Biol.*, 201:1981.

- BOLKER, J. A.; HILL, C. R. 2000. Review paper: Pigmentation development in hatchery-reared flatfishes. *J. Fish Biol.*, 56:1029-1052.
- CUSSAC, V. E.; MATKOVIC, M.; MAGGESE, M. C. 1985. Desarrollo embrionario de *Rhamdia sapo* (Valenciennes, 1840) Eigenmann y Eygenmann, 1988 (Pisces, Pimelodidae) II. Organogénesis media, organogénesis tardía y eclosión. *Rev. Brasil. Biol.*, 45:149-160.
- FAUSTINO, M.; POWER, D. M. 2001. Osteologic development of the viscerocranial skeleton in sea bream: alternative ossification strategies in teleost fish. *J. Fish Biol.*, 58:537-572.
- GISBERT, E.; MERINO, G.; MUGUET, J. B.; BUSH, D.; PIEDRAHITA, R. H.; CONKLIN, D. E. 2002. Morphological development and allometric growth patterns in hatchery-reared California halibut larvae. *J. Fish Biol.*, 61:1217-1229.
- GODINHO, H. P. 2007. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. *Rev. Bras. Reprod. Anim.*, 31:351-360.
- GODINHO, H.; FENERICH, N. A.; NARAHARA, M. 1978. Desenvolvimento embrionário e larval de *Rhamdia hilarii* (VALENCIENNES, 1840) (SILURIFORMES, PIMELODIDAE). *Rev. Brasil. Biol.*, 38:151-156.
- GONZAL, A. C.; ARALAR, E. V.; PAVICO, J. M. 1987. The effects of water hardness on the hatching and viability of silver carps (*Hypophthalmichthys molitrix*) eggs. *Aquaculture*, 64:111-118.
- GONZALEZ, R. J. Ion regulation in ion poor waters of low pH. 1996. In: VAL, A. L.; ALMEIDA-VAL, V. M. F.; RANDALL, D. J. *Physiology and Biochemistry of the Fishes of the Amazon*. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
- HICKMAN, C. P.; ROBERTS, L. S.; LARSON, A. 2001. *Princípios Integrados de Zoologia*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
- HUNT VON HERBING, I. H. 2001. Development of feeding structures in larval fish with different life histories: winter flounder and Atlantic cod. *J. Fish Biol.*, 59:767-782.
- HWANG, P. P.; TSAI, Y. N.; TUNG, Y. C. 1994. Calcium balance in embryos and larvae of the freshwater adapted teleost, *Oreochromis mossambicus*. *Fish Physiol. Biochem.*, 13:325-353.
- KETOLA, H. G.; LONGAGRE, D.; GREULICH, A.; PHETTERPLACE, L.; LASHOMB, R. 1988. High calcium concentration in water increases mortality of Salmon and Trout eggs. *Prog. Fish Cultur.*, 50:129-135.
- KJORSVIK, E.; HOEHNE-REITAN, K.; REITAN, K. I. 2003. Egg and larval quality criteria as predictive measures for juvenile production in turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture*, 227:9-20.
- KOCHHANN, D.; BENADUCE, A. P. S.; COPATTI, C. E.; LORENZATTO, K. R.; MESKO, M. F.; FLORES, E. M. M.; DRESSLER, V. L.; BALDISSEROTTO, B. 2009. Protective effect of high alkalinity against the deleterious effects of chronic waterborne cadmium exposure on the detection of alarm cues by juvenile silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 56:770-775.
- LAURENT, P. 1984. Gill international morphology. In: HOAR, W. S.; RANDALL, D. J. *Gills, fish physiology*. 10 ed. London: Academic Press.

- LINHART, O.; KUDO, S.; BILLARD, R.; SLECHTA, V.; MIKODINA, V. 1995. Morphology, composition and fertilization of carp eggs: a review. *Aquaculture*, 129:75-93.
- LOPES, J. M.; SILVA, L. V. F.; BALSISSEOTTO, B. 2001. Survival and growth of silver catfish larvae exposed to different water pH. *Aquacult. Internat.*, 9(1):73-80.
- MARTINEZ, G. M.; BOLKER, J. A. 2003. Embryonic and staging of summer flounder (*Paralichthys dentatus*). *J. Morphol.*, 255:162-176.
- MCDONALD, D. G.; HOBE, H.; WOOD, C. M. 1980. The influence of calcium on the physiological responses of the rainbow trout, *Salmo gairdneri*, to low environmental pH. *J. Fish Biol.*, 88:109-131.
- MCDONALD, D. G.; FREDA, J.; CAVDEK, V.; GONZALEZ, R.; ZIA, S. 1991. Interespecific differences in gill morphology of freshwater fish in relation to tolerance of low-pH environments. *Physiol. Zool.*, 102:124-144.
- MIHELAKAKIS, A.; YOSHIMATSU, T.; TSOLKAS, C. 2001. Spawning in captivity and early history of cultured red porgy, *Pagrus pagrus*. *Aquaculture*, 199:333-352.
- MOLOKWU, C. N.; OKPOKWASILI, G. C. 2002. Effect of water hardness on egg hatchability and larval viability of *Clarias gariepinus*. *Aquacult. Internat.*, 10:57-64.
- NADDY, R. B.; STUBBLEFIELD, W. A.; MAY, J. R.; TUCKER S. A.; RUSSELL, H. 2002. The effect of calcium and magnesium ratios on the toxicity of copper to five aquatic species in freshwater. *Environ. Toxicol. Chem.*, 2:347-352.
- OJANGUREN, A. F.; BRAÑA, F. 2003. Thermal dependence of embryonic growth and development in brown trout. *J. of Fish Biol.*, 62:580-590.
- PARRA, J. E. G.; BALDISSEOTTO, B. 2007. Effect of water hardness on survival and growth of freshwater teleost. In: BALDISSEOTTO, B.; MANCERA, J. M.; KAPOOR, B. G. *Fish Osmoregulation*. Eds. Enfield, USA: Science publisher.
- PEREIRA, C. R.; BARCELLOS, L. J. G.; KREUTZ, L. C.; QUEVEDO, R. M.; RITTER, F.; SILVA, L. B. 2006. Embryonic and larval development of jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824, Pisces, Teleostei) a south American catfish. *Braz. J. Biol.*, 66:1057-1063.
- ROUMBOUGH, P. J. 1999. The gill of fish larvae. Is it primarily a respiratory or an ionoregulatory structure?. *J. Fish Biol.*, 55:186-204.
- SANTOS, J. E.; GODINHO, H. P. 1994. Morfogênese e comportamento larvais do surubim (*Pseudoplatystoma coruscans* Agassiz, 1829) sob condições experimentais. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 46:139-147.
- SANTOS, J. E.; GODINHO, H. P. 1996. Larval ontogeny and swimming behaviour of leporin fish *Leporinus elongatus* (Valenciennes, 1874) under experimental conditions. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 48:109-116.
- SANTOS, J. E.; GODINHO, H. P. 2002. Ontogenic events and swimming behaviour of larvae of the characid fish *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes, Characidae) under laboratory conditions. *Rev. Bras. Zool.*, 19:163-171.
- SHIELDS, R. J.; BROWN, N. P.; BROMAGE, N. R. 1997. Blastomere morphology as a predictive measure of fish egg viability. *Aquaculture*, 155:1-12.

- SILVA, L. V. F. 2004. Incubação e Larvicultura. In: BALDISSEROTTO, B.; RADÜNS-NETO, J. *Criação de Jundiá*. Santa Maria: Universidade Federal de Santa Maria, p. 107-115.
- SILVA, L. V. F. 2006. *Morfologia, morfometria, distribuição de células mucosas e de cloreto em embriões e larvas de jundiá, Rhamdia quelen (Heptapteridae). Efeito do pH e concentrações de cálcio e magnésio na água*. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- SILVA, L. V. F.; GOLOMBIESKI, J. I.; BALDISSEROTTO, B. 2003. Incubation of silver catfish, *Rhamdia quelen* (Pimelodidae), eggs at different calcium and magnesium concentrations. *Aquaculture*, 228:279-287.
- SILVA, L. V. F.; GOLOMBIESKI, J. I.; BALDISSEROTTO, B. 2005. Growth and survival of silver catfish, *Rhamdia quelen*, (Pimelodidae) larvae at different calcium and magnesium concentrations. *Neotrop. Ichthyol.*, 3: 299-304.
- TOWNSEND, C. R.; SILVA, L. V. F.; BALDISSEROTTO, B. 2003. Growth and survival of *Rhamdia quelen* exposed to different levels of water hardness. *Aquaculture*, 215:103-108.
- TUCKER, C. S.; STEEBY, J. A. 1993. A practical calcium hardness criterion for channel catfish hatchery water supplies. *J. World Aquacult. Soc.*, 24:396-401.
- VAN DER VELDEN, J. A.; GROOT, J. A.; FLIK, G.; POLAK, P.; KOLAR, Z. I. 1990. Magnesium transport in fish intestine. *J. Fish Biol.*, 152:587-592.
- VAZZOLER, A. E. A. M.; MENEZES, N. A. 1992. Síntese de conhecimentos sobre o comportamento reprodutivo dos Characiformes da América do Sul (Teleostei, Ostariipphysi). *Rev. Brasil. Biol.*, 52:627-640.
- VIEIRA, V. L. A.; JOHNSTON, I. A. 1996. Muscle development in the tambaqui, an important Amazonian food fish. *J. Fish Biol.*, 49:842-853.
- WEDEMEYER, G. A. 1997. Effects of rearing conditions on the health and physiological quality of fish in intensive culture. In: IWAMA, G. K.; PICKERING, A. D.; SUMPTER, J. P.; SCHRECK, C. B. *Fish stress and health in aquaculture*. Cambridge.
- WOOD, C. M.; WILSON, R. W.; GONZALEZ, R. J.; PATRICK, M. L.; BERGMAN, H. L.; NARAHARA, A.; VAL, A. L. 1998. Response of an Amazonian Teleost, the tambaqui (*Colossoma macropomum*), to low pH in extremely soft water. *Physiol. Zool.*, 71:658-670.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. 1980. *The artificial propagation of warm-water finfishes: a manual for extension*. Rome: FAO, (FAO Fish Tech Pap, 201).

Capítulo 5

Dieta: ferramenta importante para manejo dos peixes no cultivo

Laila Romagueira Bichara dos Santos & Eliane Tie Oba

Resumo

A realização de qualquer atividade requer gasto de energia e a reposição dessa energia é realizada via ingestão de alimentos. Proteínas, carboidratos e lipídios podem ser utilizados como fontes de energia, sendo as proteínas essenciais para o crescimento em peixes. Outros fatores como vitaminas e minerais também são importantes para a manutenção das atividades, crescimento e resposta aos estressores. Em piscicultura, há diversas fontes de estresse para os animais, como o aumento na concentração de matéria orgânica, o confinamento, a alta densidade de peixes e a concentração de oxigênio na água, que podem diminuir o crescimento dos animais por alterar seu metabolismo. Por isso, há necessidade de determinar as concentrações ótimas de cada componente alimentar para aumentar a resistência ao estresse e promover maior crescimento desses animais. Sendo assim, a formulação de dietas com todos os fatores nutricionais necessários a cada espécie é importante para que o produtor de pescado obtenha o crescimento dos animais em períodos mais curtos e com menor custo.

Abstract

All activity requires some energetic expenditure and the reposition of this energy is made by the food ingestion. Protein, carbohydrate, and lipids are the main source of energy, but protein is the most important to fish. Some other factors as vitamins and minerals are important to the maintenance of activity, growth and stress responses. Organic matter, confinement, high density of animals and oxygen concentration in the water are sources of stress in fish farm ponds that may change the animals' growth and metabolism. Because of this it is very important determine the optimum concentrations of the diet components to increase the resistance to stress, growth and performance of fish. The diet formulation with all nutritional factors to which specie is important to culture and the production of fish with minimal costs and maximal performance.

Introdução

A performance de qualquer atividade a ser realizada requer gasto de energia e a reposição dessa energia é realizada via ingestão de alimentos. Proteínas, carboidratos e lipídios podem ser utilizados como fontes de energia, sendo as proteínas essenciais para o crescimento em peixes (Borba et al., 2003). Por isso, a dieta é fator essencial para o crescimento e manutenção de funções vitais, como respostas a estressores e defesas imunológicas de peixes. O funcionamento eficiente do organismo também depende da presença de certos lipídios e uma variedade de outros nutrientes (vitaminas e minerais) (Jobling, 1994), que podem ter seu requerimento alterado quando há alteração das condições da água, tais como temperatura e tensão de oxigênio.

A composição da dieta fornecida aos animais pode alterar inclusive a qualidade dos filés de peixe, produto final do processo de cultivo; por exemplo, a ausência de vitamina E na dieta gera danos à estrutura muscular, promovendo baixa qualidade do pescado. Por isso há a necessidade de determinar os níveis ótimos de cada nutriente para as diferentes espécies.

Muitos trabalhos determinam níveis tóxicos ou ideais utilizando parâmetros zootécnicos como crescimento e conversão alimentar, enquanto outros utilizam o estado de peroxidação das membranas celulares, principalmente no caso de vitaminas antioxidantes, como a vitamina E e C e micronutrientes como cobre, zinco e selênio. Sob o ponto de vista do produtor de pescado o mais importante é o crescimento dos animais em períodos mais curtos e com menor custo. Esta diminuição no período de tempo para se alcançar o crescimento dos peixes, pode ser obtida pela utilização de outros recursos como, por exemplo, manter os animais em natação constante em baixas velocidades (Oba, 2006). Além disso, muitos animais podem morrer ou despende maiores cuidados com tratamentos, caso sua alimentação não esteja adequada. A utilização de dietas adequadas ou balanceadas pode ser um pouco mais custosa, entretanto a taxa de conversão alimentar, por exemplo, pode ser maior que em dietas pobres em nutrientes.

Em pisciculturas há diversas fontes de estresse aos animais, como: aumento na concentração de matéria orgânica, o confinamento, a alta densidade de peixes e a concentração de oxigênio na água, que podem diminuir o crescimento dos animais por alterar seu metabolismo. Por isso há necessidade de determinar concentrações ótimas de cada componente alimentar para aumentar a resistência ao estresse e promover maior crescimento desses animais.

O custo da produção de peixes tem como um de seus principais componentes a dieta, que compromete 24,85% a 36,40% de seu custo total (Scorvo-Filho et al., 1998), assim sendo o melhor entendimento das características alimentares e necessidades nutricionais desses animais aperfeiçoam a piscicultura.

A utilização de dieta industrializada permite ao produtor melhor controle dos níveis de vitaminas, minerais e outros fatores na dieta. A quantidade de proteína presente na maioria das dietas varia entre 26%–32% para a maioria das espécies já estudadas. Porém, em espécies tropicais, que apresentam grande potencialidade para a piscicultura, há poucas informações

a respeito de suas exigências nutricionais. Em muitas espécies de peixes cultivados já foi observada grande relação entre o estado nutricional e imunológico.

Dentre os fatores que alteram o comportamento alimentar desses animais estão temperatura da água, tamanho do animal e qualidade da água (poluentes e tensão de oxigênio dissolvido). A ração geralmente é administrada diariamente e para animais cultivados em temperaturas próximas a 25°C pode ser fornecida duas vezes ao dia, como observado em matrinxãs (Frasca-Scorvo et al., 2001; Santos & Yoshioka, observação pessoal), com comprovado aumento em seu crescimento.

Observou-se em curimatá *Prochilodus lineatus*, que o aumento da temperatura de 20 para 30°C promove uma redução na atividade de enzimas glicolíticas, que podem reduzir a disponibilidade de energia para esses animais (Carvalho & Fernandes, 2006), o que potencialmente prejudicaria seu crescimento. Essa mesma espécie apresentou menor tolerância ao cobre (maior CL₅₀-96h) na água quando aclimatada em 30°C quando comparada a 20°C, além de alteração em parâmetros hematológicos, que podem promover maior gasto energético e desvio dos nutrientes apenas para a manutenção da homeostase, prejudicando o crescimento (Carvalho & Fernandes, 2006). É necessário, em cultivo de peixes tropicais e amazônicos, o controle da temperatura da água dos tanques e também da frequência de alimentação. A alimentação em excesso não é recomendada, pois, além de ser mais cara (diminuindo a lucratividade do empreendimento), pode promover o excesso de matéria orgânica nos tanques, reduzindo a concentração de oxigênio e prejudicando o crescimento dos animais.

Assim, este capítulo pretende discutir brevemente todos os principais nutrientes necessários para a formulação de uma dieta para peixe. Porém, como a necessidade de muitos destes nutrientes pode variar de espécie para espécie, isso não será tratado em detalhes, apenas de forma geral.

Proteína e Aminoácidos

Muitos dos trabalhos realizados utilizaram salmonídeos e tilápias como parâmetros para a concentração utilizada de muitos nutrientes em peixes tropicais, no entanto, há diferenças em suas taxas de crescimento e tolerância a estressores como temperatura e tensão de oxigênio na água.

As proteínas representam uma importante fonte energética para os teleósteos (Weber & Zwingelstein, 1995). Aminoácidos nas dietas são uma forma de gerar maior rendimento na produção de filé com menores custos, por isso a determinação de seus níveis ideais para animais de nossa fauna torna-se bastante importante. A maioria das dietas de peixes deve apresentar níveis de aminoácidos mais elevados em juvenis, em torno de 35%–50%, dependendo da espécie estudada. Os salmões, por exemplo, quando adultos requerem aproximadamente 15% de aminoácidos essenciais, mas quando juvenis esse requerimento pode subir para 50% (NRC – 1993).

Em matrinxã *Brycon amazonicum*, por exemplo, sua melhor taxa de crescimento é alcançada em 29% de proteína em sua dieta, porém a adição de outros fatores não protéicos, como lipídios, pode aumentar seu crescimento (Sá & Fracalossi, 2002).

Carboidratos

Como a maioria das espécies de peixes é onívora ou carnívora, os carboidratos não são a principal fonte de energia como em outros animais. Os carboidratos também são necessários na formulação das dietas de peixes, no entanto, as concentrações requeridas por cada espécie podem variar ainda mais, já que há muitas diferenças na utilização dos carboidratos como fonte energética em peixes. Em geral, a principal fonte energética de peixes são as proteínas e os lipídios, além de outros nutrientes como vitaminas e minerais. Por isso muitos poucos estudos foram realizados a fim de se conhecer o requerimento diário de carboidratos desses animais.

Em bagres, por exemplo, os carboidratos são uma fonte importante de energia e não requerem tanto lipídio na dieta quanto os salmonídeos (Lovell, 2002). Salmonídeos e trutas são bastante eficientes em obter energia de fonte protéica e lipídica, sendo que os carboidratos são pouco utilizados, por esse motivo os carboidratos, assim como a glicose, são incorporados sob a forma de glicogênio e reduzem o consumo alimentar e o crescimento desses animais (Dabrowski & Guderley, 2002).

Em casos de estresse como o jejum, os peixes geralmente mobilizam os lipídios como fonte de energia ao invés dos carboidratos. A truta arco-íris absorve cerca de 90% da glicose, mas a glicose digestível não apresenta o mesmo efeito de poupador de proteínas que os lipídios em casos de estresse.

Ácidos Graxos

Os lipídios também são importantes fontes energéticas para peixes, como salmonídeos e trutas, assim como as proteínas, entretanto, são ainda menos custosos para o produtor. Peixes não assimilam muito bem os carboidratos e seu excesso na dieta pode proporcionar reduzido crescimento e aumento na concentração de glicogênio no músculo, que proporciona pior qualidade ao filé de peixe. Dietas deficientes em ácidos graxos essenciais são a causa da maioria das doenças nutricionais em peixes cultivados (Tacon, 1996; Sutton et al., 2006). Dentre os sinais de deficiência de ácidos graxos essenciais estão redução de apetite e de crescimento.

Borba et al. (2003) não observaram aumento no crescimento de matrinxã após suplementação com ácidos graxos, porém, houve uma tendência de redução no consumo alimentar e, conseqüentemente, aumento na conversão alimentar. No entanto, estudos realizados com truta arco-íris e salmão obtiveram aumento de ganho de peso quando se utilizou 30% de ácidos graxos; nos salmões há redução da oxidação dos filés, com redução na descoloração do filé (Chaiyapechara et al., 2003; Hamre et al., 2004).

Alguns desses ácidos graxos, como o eicosapentanóico (EPA) e docohexanóico (DHA) são essenciais para o crescimento ótimo e desenvolvimento de peixes marinhos (Sargent et al., 1999, 2002). E devido a sua inabilidade ou, em alguns casos, menor habilidade de peixes em converter ácido linoléico (18:3, n-3) em n-3, ainda mais insaturados (Hamre et al., 2001; Mourente et al., 2002; Sargent et al., 1999), esses devem estar presentes em sua dieta. Tilápias requerem ácidos graxos da família n-6. A suplementação da dieta desses animais com óleos vegetais (milho e soja),

ricos em 18:2 n-6, produzem melhor desempenho que peixes marinhos alimentados com ácidos graxos n-3 (Takeuchi et al., 1979).

No entanto, esses ácidos graxos ricos em insaturações como EPA e DHA são mais susceptíveis a peroxidação lipídica e sua utilização pode afetar adversamente gerando doenças, se não houver um cuidado com a geração de radicais livres (Mourente et al., 2002; Tacon, 1996). A peroxidação desses ácidos graxos pode alterar a fluidez da membrana, a função celular, a ação de receptores e enzimas e a permeabilidade a íons (Halliwell & Chirico, 1993). Algumas vitaminas como E e C, são importantes no processo de retirada de radicais livres, promovendo maior utilização desses ácidos graxos sem peroxidação das membranas (Halliell & Gutteridge, 1989). Ng et al. (2004) observaram que a substituição do óleo de peixe pelo óleo de palma em bagre do canal *Ictalurus punctatus* promove aumento do acúmulo de vitamina E nos tecidos e diminuição da oxidação do tecido muscular. Esse estudo sugere que há necessidade de balancear a quantidade de n-3 e n-6 em dietas para peixes, pois os ácidos graxos insaturados estão mais sujeitos à oxidação.

Vitaminas

As vitaminas são compostos necessários em quantidades pequenas para o crescimento, reprodução e saúde normais. São classificadas como hidrossolúveis (vitaminas do complexo B e a vitamina C) e lipossolúveis (vitaminas A, D, E e K) (NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1993). Deficiência em vitaminas pode resultar em reduzida função imune e a demanda por elas também pode se elevar durante algumas condições fisiológicas como reprodução e estresse e ser alterada pela temperatura da água. Em geral, temperaturas elevadas requerem maior concentração de vitaminas (revisado por Woodward, 1994).

Pouca atenção é dada aos cuidados necessários para evitar perdas durante o processamento e armazenamento de ração, que pode ser bastante limitado (6–8 semanas) para vitaminas hidrossolúveis e um pouco mais para as lipossolúveis vitaminas A, D₃ e E.

As vitaminas hidrossolúveis do complexo B atuam como ativadores de enzimas e têm importante papel no metabolismo de proteínas, lipídios e carboidratos. Estudo extensivo foi realizado para avaliar o papel do ácido fólico, riboflavina e ácido pantotênico e sugere que os níveis recomendados pelo NRC (1981) para o crescimento ótimo, também é adequado para a função imune (Leith & Kaattari, 1989).

A vitamina C ou ácido ascórbico, também hidrossolúvel, é essencial para formação de colágeno, hematopoiese, desintoxicação de compostos, bem como de funções metabólicas, como o sistema antioxidante. Recentemente, muitos estudos têm sido realizados para determinar o papel da vitamina C no sistema imune e na resistência a doenças em peixes. Altas doses de vitamina C aumentam a resistência a algumas bactérias e alguns patógenos em peixes (revisado por Waagbo, 1997; Verlhac & Gabaudan, 1997). Também foi demonstrado que a vitamina C é capaz de reduzir os efeitos deletérios de estresse ambiental ou de manejo na saúde dos animais. Consequentemente, peixes alimentados com dietas pobres em vitamina C são mais susceptíveis ao estresse causado por alterações na qualidade da água,

tais como amônia e hipóxia (Henrique et al., 1998) e às doenças infecciosas e parasitárias (Moraes & Moraes, 2009). Hilton (1989) e Wise et al. (1988) demonstraram que peixes alimentados com dietas com níveis de vitamina C superiores a 300 mg/kg são menos afetados pelos efeitos tóxicos do cobre e nitrito.

A vitamina A e outras vitaminas lipossolúveis também estão envolvidas no metabolismo celular. A vitamina E, por exemplo, ou α -tocoferol (α -T) faz parte das defesas antioxidantes e tem função de proteção de membranas biológicas e lipoproteínas contra oxidação, sendo por esta razão administrada na dieta de animais em cultivo, já que estão sujeitos a diversas situações de estresse. Devlin (1997) ressaltou que, devido ao caráter lipofílico, a vitamina E acumula em membranas celulares e depósitos de gordura, onde reage rapidamente com as espécies reativas de oxigênio, ou radicais livres (ERO), atuando como removedor desses compostos e protegendo os ácidos graxos insaturados de reações de peroxidação. As membranas de peixes são ricas em ácidos graxos poliinsaturados n-3 (PUFA), o que pode resultar em maior requerimento de α -T (Watanabe et al., 1981; Cowey et al., 1983; Stéphan et al., 1995). O nível e estado de oxidação dos PUFA na dieta, assim como a presença de outros antioxidantes como o selênio, podem alterar a necessidade de vitamina E na dieta dos peixes (Lovell et al., 1984; Gatlin & Wilson, 1986; Bai & Lee, 1998).

A redução na ingestão da vitamina E reduz o hematócrito e aumenta a fragilidade dos eritrócitos, os quais são sinais de perda da estabilidade das membranas causada pela ação dos radicais livres sobre elas. A ausência de vitamina E pode gerar distrofia muscular, degeneração de gorduras do fígado, anemia, hemólise eritrocitária, hemorragias e despigmentação. Sendo assim, a adição de vitamina E às dietas pode contribuir para evitar danos oxidativos nas células sanguíneas e em músculos congelados, aumentando assim a estabilidade oxidativa dos filés de peixe (Poston et al., 1976; Cowey et al., 1983; NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1993; He & Lawrence, 1993). Além disso, a vitamina E é capaz de reduzir a formação de compostos derivados da oxidação das membranas de fígado e músculo post-mortem, aumentando o tempo de armazenagem dos filés (Stéphan et al., 1995). A vitamina E também é importante na resposta imune, pois aumenta a atividade de macrófagos e do sistema complemento e a produção de superóxido gerado por neutrófilos em atividade em peixes (Wise et al., 1993; Montero et al., 2001; Belo et al., 2005). Além disso, a suplementação com essa vitamina aumenta a capacidade dos peixes em curar feridas (Moraes & Moraes, 2009).

Para se determinar os níveis ideais de cada nutriente podem ser utilizados diversos parâmetros, tais como: conversão alimentar, crescimento dos animais e parâmetros bioquímicos de avaliação de oxidação dos filés e outros tecidos.

O requerimento ideal de vitamina E, assim como de outros nutrientes é bastante variável. Estudos mostram que, para peixes e crustáceos, em geral de zonas temperadas, o requerimento ideal pode variar de 20 a 100 mg/kg de alimento (Harlioglu & Barim, 2004) ou mais, dependendo da espécie de peixe. Em truta arco-íris *Oncorhynchus mykiss*, por exemplo, as concentrações ideais de vitamina E variam de 20 a 50 mg/kg de ração, dependendo de diversos fatores, como tamanho e idade dos animais e do parâmetro utilizado na análise, que foram o crescimento e peroxidação de

membranas (Cowey et al., 1983; Bell & Cowey, 1985). Concentrações elevadas de α -T no bagre africano *Clarias gariepinus* (Baker & Davies, 1996, 1997; Ng et al., 2004) e em outras espécies de peixes como em truta arco-íris (Chaiyapechara et al., 2003), aumentam a estabilidade dos filés de peixes, reduzindo sua oxidação e melhorando o sabor (Gatlin et al., 1992; Ruff et al., 2002). A peroxidação das membranas é um parâmetro relevante a ser avaliado, uma vez que são importantes para a manutenção da atividade muscular desses animais e, conseqüentemente, da qualidade dos filés.

Vijayavel et al. (2006) observaram diminuição do acúmulo de cobre nos tecidos de *Terapon jarbua* após suplementação da dieta com as vitaminas C e E, além de melhora de alguns parâmetros oxidativos, inclusive no músculo desses animais.

A maioria das dietas comerciais contém de 150 a 400 mg de vitamina E/kg de dieta, que parece adequado para manutenção do sistema imune em salmonídeos e bagre. Quando as dietas não são estabilizadas com antioxidantes, as altas concentrações de PUFA e pró-oxidantes (cobre, ferro etc.) podem aumentar o requerimento de vitamina E na dieta para proteção da função imune. Em pirarucu *A. gigas*, dieta com vitamina E não resultou em incremento do sistema imune, mas quando associada à vitamina C, este incremento ocorreu (Menezes et al., 2006).

Ainda há escassez de estudos realizados com suplementação da dieta de peixes tropicais, por isso torna-se necessário avaliar sua eficácia em animais de nossa fauna. Menezes et al. (2006) observaram em pirarucu *Arapaimas gigas* um aumento no crescimento e sobrevivência após suplementação da dieta com vitaminas C e E. Apesar de incremento em diversos fatores indicativos de melhoria na saúde dos animais, apenas a vitamina C foi capaz de aumentar a capacidade de resposta e do seu sistema imune. Santos (2006) observou que a vitamina E não aumentou o crescimento de matrinxã *B. amazonicus*, porém aumentou o hematócrito desses animais quando associada à vitamina C, como também foi observado em pirarucu (Menezes et al., 2006). Essas divergências podem ter sido geradas por diferenças no tempo de tratamento dos animais, nas concentrações da vitamina e das espécies estudadas.

Alguns estudos (Huang et al., 2004; Santos, 2006) mostraram que muitos peixes não alteram seu crescimento quando suplementados com diferentes concentrações de vitamina E na dieta. Contudo, é importante ressaltar que esta vitamina pode melhorar o sistema imune dos peixes, quando na piscicultura (Moraes & Moraes, 2009). Portanto, deve compor a dieta de qualquer espécie na piscicultura, mas este requerimento poderá variar de acordo com a espécie de peixe.

Dessa forma, além de ensaios imunológicos, ensaios de peroxidação são bastante eficientes também para se determinar o requerimento e o "status" de vitamina E em várias espécies (Poston et al., 1976; Cowey et al., 1983). Assim, dentre os parâmetros oxidativos, a utilização da peroxidação de membranas tem se mostrado bastante eficiente para se determinar a ingestão ideal de α -tocoferol na dieta (Poston et al., 1976; Bai & Gatlin, 1983; Stéphan et al., 1993; Montero et al., 2001) e a eficácia de determinada concentração de vitamina E na dieta em aumentar a estabilidade oxidativa das membranas.

Minerais

Peixes, assim como outros animais, necessitam de fontes de minerais que utilizam para manutenção da estrutura, osmorregulação e como cofatores em diversas reações metabólicas. As dietas de salmões e trutas são suplementadas com alguns microelementos essenciais (cobre/ Cu, manganês/Mn, selênio/Se e zinco/Zn) a fim de garantir que o peixe receba quantidades suficientes destes, já que sua biodisponibilidade é reduzida pela complexação com outros componentes da ração (farinha de osso) (Lovell, 2002).

O selênio é um mineral essencial para o bom funcionamento dos organismos, sendo componente da enzima glutathione peroxidase. Lin & Shiau (2007) observaram em garoupa-malabar *Epinephelus malabaricus* uma interação entre o selênio e o cobre em excesso na dieta. Nesse estudo foi observada redução de ganho de peso após intoxicação com excesso de cobre na dieta e reversão desse efeito pela suplementação com selênio.

O ferro é um nutriente essencial para peixes e sua deficiência causa anemia microcítica em algumas espécies (NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1993). A deficiência de ferro não é um problema em sistemas aquáticos, uma vez que a água e os ingredientes das dietas suprem as quantidades de ferro requeridas para as necessidades fisiológicas dos peixes. Por isso, em geral, as dietas comerciais apresentam de 150-800 mg de ferro/kg (Lall, 2002).

Apesar de muitos trabalhos mostrarem os efeitos deletérios do cobre em excesso na dieta e na água, suplementos alimentares com cobre já têm sido utilizados para tratamento de anemia em animais (Hart et al., 1928; Sampaio et al., 2008). O cobre é reconhecido como nutriente essencial tanto para hematopoiese, quanto para o funcionamento de algumas enzimas envolvidas em vários processos biológicos necessários para o desenvolvimento. A dopamina hidroxilase, a citocromo oxidase (papel vital na respiração celular apresenta dois íons cobre em sua estrutura) e a CuZn-SOD (Lehninger, 1975; Bloomer & Lee, 1978; Weser et al., 1979; Moore & Ramamoorthy, 1984; Torres et al., 1987; McCord, 2000; Gaetke & Chow, 2003) apresentam como componentes o cobre e o zinco (Bell & Cowey, 1985). A deficiência de cobre pode reduzir a atividade da ceruloplasmina, catalase e SOD (Paynter et al., 1979; Taylor et al., 1988; Sukalski et al., 1997; Pan & Loo, 2000), que são componentes do sistema de defesa antioxidante, sendo que suas reduzidas atividades podem gerar estresse nos animais.

O cobre, na dieta, auxilia no processo de absorção do ferro pelo trato gastro-intestinal e também no transporte do ferro para dentro da célula, assim sendo, ele é um elemento importante no processo de formação da hemoglobina e função do eritrócito (Clearwater et al., 2000). Dessa forma, o cobre auxiliaria no metabolismo do ferro, pois Hart et al. (1928) mostraram a eficácia do cobre no tratamento de anemia em animais. Além disso, foi observado que a suplementação da dieta somente com o ferro não é tão eficiente quanto a associação cobre/ferro (Osaki et al., 1966; Pyatskowitz & Prohaska, 2008), tanto no tratamento da anemia como no restabelecimento dos níveis de hemoglobina (Waddell et al., 1927). No entanto, o cobre também pode colaborar para o aumento da peroxidação das membranas

(Baker et al., 1998), o que pode gerar alteração no hematócrito e hemoglobina em ratos (Gatlin & Wilson, 1986; Lai et al., 1996).

Estudos nutricionais sobre o requerimento de cobre na dieta em espécies de peixes tropicais são escassos. Alguns trabalhos mostraram que o crescimento de peixes pode ser reduzido em concentrações superiores a 16-40 mg de Cu/kg na ração para o bagre do canal-alimentado durante 16 e 13 semanas; em concentrações acima de 35 mg de Cu/kg para o salmão do Atlântico *Salmo salar*; em concentrações de 125 mg de Cu/kg para o *Sebastes schlegeli* e em concentrações de 730 mg de Cu/kg para truta arco-íris *O. mykiss* (Murai et al., 1981; Gatlin & Wilson, 1986; Watanabe et al., 1997; Kim & Kang, 2004). Portanto, estes estudos mostram que a determinação do requerimento de cobre para uma determinada espécie pode variar em função de sua sensibilidade a este metal e o tempo de tratamento, alterando a resposta do peixe quanto ao crescimento e conversão alimentar. Contudo, o requerimento de cobre também pode ser influenciado pela presença de outros nutrientes tais como as vitaminas C e E, e micro nutrientes tais como o Zn e Se (Gaetke & Chow, 2003).

Agentes estressores e dieta - Tensão de oxigênio

As águas tropicais são caracterizadas por temperaturas altas com pouca variação anual e pelo conteúdo elevado e estável de matéria orgânica, o que favorece a proliferação de microrganismos, podendo resultar em hipóxia ou mesmo anóxia, como resultado da respiração de animais e plantas. Por isso, a hipóxia é considerada uma situação comum para os organismos aquáticos habitantes da bacia Amazônica, principalmente os peixes. Tais variações na concentração de oxigênio (O₂) dissolvido na água (OD) estão diretamente relacionadas ao denominado "pulso de inundações" que ocorre anualmente nesta região (Junk et al., 1983). Porém, as espécies amazônicas estão adaptadas a essas variações sazonais de oxigênio na água (Almeida-Val et al., 1995, 1999). Mas em cultivo, a diminuição na tensão de oxigênio na água pode ocorrer devido à grande densidade de animais em tanques, concentração elevada de matéria orgânica ou também durante o processo de limpeza desses tanques, afetando o "status" fisiológico dos peixes, e alterando assim o metabolismo e o requerimento de nutrientes essenciais desses animais.

Diversos autores têm mostrado que a hipóxia pode reduzir o crescimento dos animais devido à menor ingestão de alimento e de seu aproveitamento (Chabot & Dutil, 1999; Wilhelm Filho et al., 2005). Dessa forma, a quantidade de oxigênio dissolvido e os nutrientes disponíveis na dieta são fatores importantes para a manutenção dos peixes em cultivo intensivo. Conseqüentemente, os ajustes fisiológicos (bioquímicos e hematológicos) e adaptativos usados pelos peixes para enfrentar condições adversas são vitais para a sua sobrevivência e, em parte, para um crescimento adequado. Dentre as adaptações dos peixes para tolerar as variações diárias ou sazonais da quantidade de oxigênio dissolvido estão modificações comportamentais (respiração aquática de superfície - ASR), morfológicas (respiração aérea, distensão dos lábios), fisiológicas (depressão metabólica e ajustes na transferência de O₂) e bioquímicas que vão desde a depressão metabólica (Almeida-Val et al., 1993) até a alternância entre o

metabolismo aeróbico e anaeróbico, utilizando vias oxidativas e anaeróbicas (Almeida-Val et al., 1995; Almeida-Val et al., 1999).

As respostas fisiológicas à redução nos níveis de oxigênio podem ocorrer por cinco vias: (1) aumento da frequência ventilatória, volume ventilatório e redução na frequência cardíaca; (2) aumento no número de eritrócitos circulantes, concentração de hemoglobina [Hb] e hematócrito; (3) aumento da afinidade da Hb pelo oxigênio, ajustando a proporção de fosfatos orgânicos (NTP) e [Hb]; (4) múltiplas hemoglobinas com diferentes propriedades funcionais ou (5) depressão do metabolismo (Hochachka & Somero, 1984; Wootton, 1990; Val, 1996). Esses ajustes implicam em maior gasto de energia, que é obtida a partir da dieta e de reservas, como glicogênio, proteínas e lipídios, presentes em tecidos como fígado e músculo dos peixes.

Agentes estressores e dietas - Poluentes

O crescimento de um organismo é muitas vezes utilizado como um critério de avaliação em estudos crônicos de toxicologia. Isso porque níveis subletais de determinados compostos tóxicos induzem redução no crescimento de larvas ou juvenis de peixes (para mais detalhes veja Woltering, 1984; DeBoeck et al., 1997). Este baixo crescimento pode ser causado por redução na ingestão alimentar, mas também pelo aumento do gasto energético solicitado pelos processos de desintoxicação e manutenção das funções normais do organismo.

Em tanques de pisciculturas, o cobre é regularmente utilizado na forma de sulfato de cobre (CuSO_4) como agente terapêutico e no controle de algas e macrófitas, em concentrações próximas a 0,5 e 2,0 mg/L^{-1} (Boyd & Massaut, 1999). Exposição a concentrações subletais de cobre reduz o apetite bem como o crescimento em diferentes espécies de peixes (Drummond et al., 1973; Benoit, 1975; Lett et al., 1976; Buckley et al., 1982). DeBoeck et al. (1997) observaram diminuição no crescimento de carpas após uma semana de exposição a concentrações subletais de cobre. Nas concentrações menores de cobre (0,2 μM) os animais voltaram aos níveis de crescimento próximos ao grupo não exposto ao cobre apenas após três semanas. Porém, ocorreu um aumento na sua ingestão alimentar, o que indica maior gasto energético desses animais para desintoxicação. Marr et al. (1996) observaram em truta arco-íris diminuição no crescimento e no consumo alimentar após exposição a concentrações subletais de cobre e zinco na água. Resultados, similares foram descritos por Santos et al. (2000) em camarão após 35 dias de exposição.

Kamunde et al. (2002) observaram interação entre a concentração de cobre na dieta e na água, influenciando a conversão alimentar e o ganho de peso em trutas arco-íris. As trutas mantidas em água sem cobre e com reduzida concentração de cobre na dieta apresentaram redução desses dois parâmetros em relação aos grupos mantidos nos níveis normais de cobre na dieta e na água. Porém, o excesso de cobre não foi capaz de reduzir o crescimento dos animais, apesar de seu aumentado acúmulo em diversos tecidos. Contudo, antes de ocorrer alterações no crescimento dos animais, modificações na composição bioquímica foram aparentes, como a utilização de estoques de energia (glicogênio e gordura) e a diminuição da síntese

protéica, o que pode alterar o requerimento de outros nutrientes na dieta. Portanto, só o crescimento não pode ser utilizado como fator de avaliação de toxicidade em peixes.

Alguns nutrientes são conhecidos por serem redutores dos efeitos do cobre na dieta e na água e outros metais por seus efeitos ao induzir o estresse oxidativo nos tecidos, dentre eles estão a vitamina E, o beta-caroteno, o ácido alfa-lipóico e os polifenóis (Gaetke & Chow, 2003). A vitamina C é um importante antioxidante, atuando como agente redutor e doando elétrons a outras moléculas redutoras como a enzima glutathione redutase, que reduz a glutathione, responsável pela redução de diversos compostos. A vitamina C ainda é responsável pela doação de elétrons a metais como ferro e cobre, que podem também catalisar a oxidação da vitamina C. Dessa forma, a associação entre vitamina C e metais de transição como Cu e Fe pode gerar capacidade antioxidante ou pró-oxidante da vitamina C, já que, em altas concentrações esta vitamina tende a ser antioxidante e em baixas concentrações tende a ser pró-oxidante (Gaetke & Chow, 2003).

Considerações finais

Portanto, os conhecimentos básicos sobre as dietas são essenciais e de grande relevância para a produção de peixes em fazendas de criação, pois dietas formuladas inadequadamente podem afetar toda uma produção, devido a influencia negativa no crescimento e na saúde dos peixes cultivados, a exemplo do que ocorre com outros organismos aquáticos.

Referências

-
- ALMEIDA-VAL, V. M. F.; FARIAS, I. P.; SILVA, M. N. P.; DUNCAN, W. P.; VAL, A. L. 1995. Biochemical adjustments to hypoxia by Amazon cichlids. *Braz. J. Med. Biol. Res.*, 28:1257-1263.
- ALMEIDA-VAL, V. M. F.; VAL, A. L.; HOCHACHKA, P. W. 1993. Hypoxia tolerance in Amazon fishes: status of na under-explored "goldmine". In: HOCHACHKA, P. W.; LUTZ, P. L.; SICK, T.; ROSENTHAL, M.; VAN DEN THILLART, G. (Ed.). *Surviving Hypoxia: Mechanisms of control and adaptation*. Boca Raton: CRC Press, p.435-445.
- ALMEIDA-VAL, V. M. F.; VAL, A. L.; WALKER, I. 1999. Long-term and short-term adaptation to varying oxygen levels: intra-specific phenotypic plasticity and interspecific variation. In: VAL, A. L.; ALMEIDA-VAL, V. M. F. (Ed.). *Biology of Tropical Fishes*. Manaus: INPA, p.185-206.
- BAI, S. C.; GATLIN, D. M.III. 1983. Dietary vitamin E concentration and duration of feeding affect tissue α -tocopherol concentrations of channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *Aquaculture*, 113:129-135.
- BAI, S. C.; LEE, K. J. 1998. Different levels of dietary DL- α -tocopheryl acetate affect the vitamin E status of juvenile Korean rockfish, *Sebastes schlegeli*. *Aquaculture*, 161:405-414.
- BAKER, R. T. M.; DAVIES, S. J. 1996. Changes in tissue α -tocopherol status and degree of lipid peroxidation with varying α -tocopherol acetate inclusion in diets for the African catfish. *Aquacult. Nutr.*, 2:71-79.

- BAKER, R. T. M.; DAVIES, S. J. 1997. The quantitative requirement for α -tocopherol by juvenile African catfish, *Clarias gariepinus* Burchell. *Anim. Sci.*, 65:135-142.
- BAKER, R. T. M.; HANDY, R. D.; DAVIES, S. J.; SNOOK, J. C. 1998. Chronic dietary exposure to copper affects growth, tissue lipid peroxidation, and metal composition of the gray mullet, *Chelon labrosus*. *Mar. Environ. Res.*, 45:357-365.
- BELL, J. G.; COWEY, C. B. 1985. Vitamin E and selenium in fatty acid oxidation. In: COWEY, C. B.; MACKIE, A. M.; BELL, J. G. (Ed.). *Nutrition and Feeding in Fish*. Aberdeen: Acad. Press, p. 333-347.
- BELO, M. A. A.; SCHALCH, S. H. C.; MORAES, F. R.; SOARES, V. E.; OTOBONI, A. M. M. B.; MORAES, J. E. R. 2005. Effect of dietary supplementation with vitamin E and stocking density on macrophage recruitment and giant cell formation in the teleost fish, *Piaractus mesopotamicus*. *J. Comp. Path.*, 133:146-154.
- BENOIT, D. A. 1975. Chronic effects of copper on survival, growth, and reproduction of the bluegill (*Lepomis macrochirus*). *Trans. Amer. Fish. Soc.*, 2:353-358.
- BLOOMER, L. C.; LEE, G. R. 1978. Normal hepatic copper metabolism. In: POWELL, L. W. (Ed.). *Metals and the Liver*. New York: Marcel Decker, p. 179-239.
- BORBA, M. R.; FRACALOSSO, D. M.; PEZZATO, L. E.; MENOYO, D.; BAUTISTA, J. M. 2003. Growth, lipogenesis and body composition of piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) fingerlings fed different dietary protein and lipid concentrations. *Aquatic Living Res.*, 16:362-369.
- BOYD, C. E.; MASSAUT, L. 1999. Risk associated with the use of chemicals in pond aquaculture. *Aquacult. Engineer*, 20:113-132.
- BUCKLEY, J. T.; ROCH, M.; MCCARTER, J. A.; RENDELL, C. A.; MATHESON, A. T. 1982. Chronic exposure of coho salmon to sublethal concentrations of copper: I. Effects on growth, on accumulation and distribution of copper, and on copper tolerance. *Comp. Biochem. Physiol.*, 72C:15-19.
- CARVALHO, C. S.; FERNANDES, M. N. 2006. Effect of temperature on copper toxicity and hematological responses in the neotropical fish *Prochilodus scrofa* at low and high pH. *Aquaculture*, 251:109-117.
- CHABOT, D.; DUTIL, J.-D. 1999. Reduced growth of Atlantic cod in non-lethal hypoxic conditions. *J. Fish Biol.*, 55:472-491.
- CHAIYAPECHARA, S.; CASTEN, M. T.; HARDY, R. W.; DONG, F. M. 2003. Fish performance, fillet characteristics, and health assessment index of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing adequate and high concentrations of lipid and vitamin E. *Aquaculture*, 219:715-738.
- CLEARWATER, S. J.; BASKIN, S. J.; WOOD, C. M.; MCDONALD, D. G. 2000. Gastrointestinal uptake and distribution of copper in rainbow trout. *J. Exp. Biol.*, 203:2455-2466.
- COWEY, C. B.; ADRON, J. W.; YOUNGSON, A. 1983. The vitamin requirement of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) given diets containing polyunsaturated fatty acids derived from fish oil. *Aquaculture*, 30:85-93.
- DABROWSKI, K.; GUDERLEY, H. 2002. *Intermediary Metabolism. Fish Nutrition*. 3rd Edition. Elsevier Science, p.309.
- DE BOECK, G.; VLAEMINCK, A.; BLUST, R. 1997. Effects of Sublethal Copper Exposure on Copper Accumulation, Food Consumption, Growth, Energy

- Stores, and Nucleic Acid Content in Common Carp. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 33:415–422.
- DEVLIN, T. M. 1997. *Manual de Bioquímica com Correlações Clínicas*. 4th ed. São Paulo:Edgard Blucher.
- DRUMMOND, R. A.; SPOOR, W. A.; OLSON, G. F. 1973. Some short-term indicators of sublethal effects of copper on brook trout, *Salvelinus fontinalis*. *J. Fish Res. Board. Can.*, 30:698–701.
- FRASCÁ-SCORVO, C. M.; CARNEIRO, D. J.; MALHEIROS, E. B. 2001. Comportamento alimentar do matrinxã (*Brycon cephalus*) no período de temperaturas mais baixas. *Bol. Inst. Pesca*, 27:1-5.
- GAETKE, L. M.; CHOW, C. K. 2003. Copper toxicity, oxidative stress, and antioxidant nutrients. *Toxicol.*, 189:147-163.
- GATLIN, D.M.; WILSON, R. P. 1986. Dietary copper requirements of fingerling channel catfish. *Aquaculture*, 54:277-285.
- GATLIN, D. M. III.; BAI, S. C.; ERICKSON, M. C. 1992. Effects of dietary vitamin E and synthetic antioxidants on composition and storage quality of channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *Aquaculture*, 106:323-332.
- HALLIWELL, B.; CHIRICO, S. 1993. Lipid-peroxidation—its mechanism, measurement, and significance. *Am. J. Clin. Nutr.*, 57:S715–S725.
- HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C. 1989. *Free Radical Biology and Medicine*. Oxford: Clarendon Press, p. 85.
- HAMRE, K.; CHRISTIANSEN, R.; WAAGBO, R.; MAAGE, A.; TORSTENSEN, B. E.; LYGREN, B.; LIE, O.; WATHNE, E.; ALBREKTSSEN, S. 2004. Anti-oxidant vitamins, minerals and lipid levels in diets for Atlantic salmon (*Salmo salar*, L.): effects on growth performance and fillet quality. *Aquac. Nutr.*, 10:113–123.
- HAMRE, K.; KOLAS, K.; SANDNES, K.; JULSHAMN, K.; KIESSLING, A. 2001. Feed intake and absorption of lipid oxidation products in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets coated with oxidised fish oil. *Fish Physiol. Biochem.*, 25:209–219.
- HARLIÖGLU, M. M.; BARIM, O. 2004. The effect of dietary vitamin E on the pleopodal egg and stage-1 juvenile numbers of freshwater crayfish *Astacus leptodactylus* (Eschscholtz, 1823). *Aquacult.*, 236:267-276.
- HART, E. B.; STEENBOCK, J.; WADDELL, J.; ELVEHJEM, C. A. 1928. Iron nutrition. VII. Copper is a supplement to iron for hemoglobin building in the rat. *J. Biol. Chem.*, 77:797-812.
- HE, H.; LAWRENCE, A. L. 1993. Vitamin requirement of *Penaeus vannamei*. *Aquaculture*, 118:245-255.
- HENRIQUE, M. M. F.; GOMES, E. F.; GOUILLOU-COUSTANS, M. F.; OLIVATELES, A.; DAVIES, S. J. 1998. Influence of supplementation of practical diets with vitamin C on growth and response to hypoxic stress of seabream, *Sparus aurata*. *Aquaculture*, 161:415-426.
- HILTON, J. W. 1989. The interaction of vitamins, minerals and diet composition in the diet of fish. *Aquaculture*, 79:223-244.
- HOCHACHKA, P. W.; SOMERO, G. N. 1984. *Biochemical Adaptation*. New Jersey: Princeton University Press, p. 85-144.
- HUANG, C. H.; HIGGS, D. A.; BALFRY, S. K.; DEVLIN, R. H. 2004. Effect of dietary vitamin E level on growth, tissue lipid peroxidation, and erythrocyte fragility of transgenic coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. *Comp. Biochem. Physiol.*, 139A:199-204.

- JOBLING, M. 1994. *Fish Bioenergetics*. London, UK: Chapman & Hall.
- JUNK, W. J.; SOARES, G. M.; CARVALHO, F. M. 1983. Distribution of fish species in a lake of the Amazon River floodplain near Manaus (lago Camaleão), with special reference to extreme hypoxia conditions. *Amazoniana*, 7:397.
- KAMUNDE, C.; GROSELL, M.; HIGGS, D.; WOOD, C. M. 2002. Copper metabolism in actively growing rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*): interactions between dietary copper exposure. *J. Exp. Biol.*, 205:279-290.
- KIM, S.-G.; KANG, J.-C. 2004. Effect of dietary copper exposure on accumulation, growth and hematological parameters of the juvenile rockfish, *Sebastes schlegeli*. *Mar. Envir. Res.*, 58:65-82.
- LAI, C.; HUANG, W.; KLEVAY, L. M.; GUNNING, W. T.; CHIU, T. H. 1996. Antioxidant enzyme gene transcription in copper-deficient rat liver. *Free Rad. Biol. Med.*, 21:233-240.
- LALL, S. P. 2002. The Minerals. In: *Fish Nutrition*, Third Edition. Elsevier Science: USA.
- LEHNINGER, A. L. 1975. *Biochemistry*. New York: Worth.
- LEITH, D.; KAATARI, S. 1989. *Effects of vitamin nutrition on the immune response of hatchery-reared salmonids*: Final report. Portland, Oregon: U.S. Department of Energy, Bonneville Power Administration, Div. of Fish and Wildlife.
- LETT, P. F.; FARMER, G.J.; BEAMISH, F.W.H. 1976. Effect of copper on some aspects of the bioenergetics of rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *J Fish Res. Board. Can.*, 33:1335-1342.
- LIN, Y.-H.; SHIAU, S.-Y. 2007. The effects of dietary selenium on the oxidative stress of grouper, *Epinephelus malabaricus*, fed high copper. *Aquaculture*, 267:38-43.
- LOVELL, R. T. 2002. Diet and Fish Husbandry. In: *Fish Nutrition*. 3. ed. New York: Elsevier Science.
- LOVELL, R. T.; MIYAZAKI, T.; RABEGNATOR, S. 1984. Requirements of α -tocopherol by channel catfish fed diets low in polyunsaturated triglycerides. *J. Nutr.*, 114:894-901.
- MARR, J. C. A.; LIPTON, J.; CACELA, D.; HANSEN, J. A.; BERGMAN, H. L.; MEYER, J. S.; HOGSTRAND, C. 1996. Relationship between copper exposure duration, tissue copper concentration, and rainbow trout growth. *Aquatic Toxicol.*, 36:17-30.
- MCCORD, J. M. 2000. The evolution of free radicals and oxidative stress. *A. J. Med.*, 108:652-659.
- MENEZES, G. C.; TAVARES-DIAS, M.; ONO, E. A.; ANDRADE, J. I. A.; BRASIL, E. M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E. C.; MARCON, J. L.; AFFONSO, E. G. 2006. The influence of dietary vitamin C and E supplementation on the physiological response of pirarucu, *Arapaima gigas*, in net culture. *Comp. Biochem. Physiol.*, 145A:274-279.
- MONTERO, D.; TORT, L.; ROBAINA, L.; VERGANA, J. M.; IZQUIERDO, M. S. 2001. Low vitamin E in diet reduces resistance of gilthead seabream (*Sparus aurata*) juveniles. *Fish Shellfish Immun.*, 11:473-790.
- MOORE, J. W.; RAMAMOORTHY, S. 1984. Heavy metals in natural waters. Berlin: Springer, p. 77-79.
- MORAES, F. R.; MORAES, J. R. E. 2009. Nutracêuticos na inflamação e cicatrização e peixes de interesse zootécnico. In: TAVARES-DIAS, M.

- (Org.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, p. 625-723.
- MOURENTE, G.; DIAZ-SALVAGO, E.; BELL, J. G.; TOCHER, D. R. 2002. Increased activities of hepatic anti-oxidant defence enzymes in juvenile gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) fed dietary oxidised oil: attenuation by dietary vitamin E. *Aquaculture*, 214:343–361.
- MURAI, T.; ANDREWS, J. W.; SMITH, R. G. JR. 1981. Effects of dietary copper on channel catfish. *Aquaculture*, 22:353-357.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL. 1981. *Nutrient requirements of coldwater fishes*. Washington: National Academy of Sciences.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL. 1993. *Nutrient requirements of fish*. Washington: National Academy of Sciences.
- NG, W.-K.; WANG, Y.; KETCHIMENIN, P.; YUEN, K.-H. 2004. Replacement of dietary fish oil with palm fatty acid distillate elevates tocopherol and tocotrienol concentrations and increases oxidative stability in the muscle of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture*, 233:423-437.
- OBA, E. T. 2006. *Efeitos do exercício físico moderado e da suplementação da dieta com vitamina C no crescimento e no metabolismo de matrinxã, Brycon cephalus (Günther, 1869) (Teleostei: Characidae)*. 99 f. Tese (Doutorado em Ciências Fisiológicas) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- OSAKI, S.; JOHNSON, D. A.; FRIEDEN, E. 1966. The possible significance of ferrous oxidase activity of ceruloplasmin in normal human serum. *J. Biol. Chem.*, 241:2746-2751.
- PAN, Y.; LOO, G. 2000. Effect of copper deficiency on oxidative DNA damage in Jurkat T-lymphocytes. *Free Rad. Biol. Med.*, 28:824-830.
- PAYNTER, D. I.; MOIR, R. J.; UNDERWOOD, E. J. 1979. Changes in activity of Cu-Zn superoxide dismutase enzyme in tissues of the rat with change in dietary copper. *J. Nutr.*, 109:1570-1576.
- POSTON, H. A.; GERALD, F.; COMBS, J. R.; LEIBOVITZ, L. 1976. Vitamin E and selenium interrelations in the diet of Atlantic salmon (*Salmo salar*): gross, histological and biochemical deficiency signs. *J. Nutr.*, 106:892-904.
- PYATSKOWIT, J. W.; PROHASKA, J. R. 2008. Copper deficient rats and mice both develop anemia but only rats have lower plasma and brain iron levels. *Comp. Biochem. Physiol. C*, 147:316–323.
- RUFF, N.; FITZGERALD, R. D.; CROSS, T. F.; KERRY, J. P. 2002. Fillet shelf-life of Atlantic halibut *Hippoglossus hippoglossus* L. fed elevated levels of α -tocopheryl acetate. *Aquacult. Res.*, 33:1059-1071.
- SÁ, M. V.; FRACALLOSSI, D. M. 2002. Exigência protéica e relação energia/proteína para alevinos de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). *R. Brasil. Zootec.*, 31:1–10.
- SAMPAIO, F. G.; BOIJINK, C. L.; OBA, E. T.; SANTOS, L. R. B.; KALININ, A. L.; RANTIN, F. T. 2008. Antioxidant defenses and biochemical changes in pacu (*Piaractus mesopotamicus*) in response to single and combined copper and hypoxia exposure. *Comp. Biochem. Physiol. C*, 147:43–51.
- SANTOS, L. R. B. 2006. *Efeito da dieta suplementada com vitamina E e cobre nas respostas metabólicas e antioxidantes de matrinxã, Brycon cephalus (Günther, 1869), frente à hipóxia*. 95 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Fisiológicas) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, SP.

- SANTOS, M. H. S.; CUNHA, N. T.; BIANCHINI, A. 2000. Effects of copper and zinc on growth, feeding and oxygen consumption of *Farfantepenaeus paulensis* postlarvae (Decapoda: Penaeidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 247:233-242.
- SARGENT, J.; BELL, G.; MCEVOY, L.; TOCHER, D.; ESTEVEZ, A. 1999. Recent developments in the essential fatty acid nutrition of fish. *Aquaculture*, 177:191-199.
- SARGENT, J. R.; TOCHER, D. R.; BELL, J. G. 2002. The lipids. In: HALVER, J. E.; HARDY, R. W. (Ed.). *Fish Nutrition*. Amsterdam: Academic Press, p. 181-257.
- SCORVO-FILHO, J. D.; MARTINS, N. B.; AYROSA, L. M. S. 1998. Piscicultura em São Paulo: custos e retornos de diferentes sistemas de produção na safra de 1996/1997. *Inf. Econ.*, 28:41-60.
- STEPHAN, G.; GUILLAUME, J.; LAMOUR, F. 1995. Lipid peroxidation in turbot (*Scophthalmus maximus*) tissue: Effect of dietary vitamin E and dietary n-6 or n-3 polyunsaturated fatty acids. *Aquaculture*, 130:251-268.
- STÉPHAN, G.; GUILLAUME, J.; LAMOUR, F. 1995. Lipid peroxidation in turbot (*Scophthalmus maximus*) tissue: Effect of dietary vitamin E and dietary n-6 or n-3 polyunsaturated fatty acids. *Aquaculture*, 130:251-268.
- SUKALSKI, K. A.; LABERGE, T. P.; JOHNSON, W. T. 1997. In vivo oxidative modification of erythrocyte membrane proteins in copper deficiency. *Free Rad. Biol. Med.*, 22:835-842.
- SUTTON, J.; BALFRY, S.; HIGGS, D.; HUANG, C.; SKURA, B. 2006. Impact of iron-catalyzed dietary lipid peroxidation on growth performance, general health and flesh proximate and fatty acid composition of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) reared in seawater. *Aquaculture*, 257:534-557.
- TACON, A. G. J. 1996. Lipid nutritional pathology in farmed fish. *Arch. Anim. Nutr.-Arch. Tierernähr.*, 49:33-39.
- TAKEUCHI, T.; WATANABE, T.; NOSE, T. 1979. Requirement for essential fatty acids of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in freshwater environment. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, 45:1319-1323.
- TAYLOR, C. G.; BETTGER, W. J.; BRAY, T. M. 1988. Effect of dietary zinc or copper deficiency on the primary free radical defense system in rats. *J. Nutr.*, 118:613-621.
- TORRES, P.; TORT, L.; FLOS, R. 1987. Acute toxicity of copper to Mediterranean dofish. *Comp. Biochem. Physiol.*, 86:169-177.
- VAL, A. L. 1996. Surviving low oxygen levels: lessons from fishes of the Amazon. In: VAL, A. L.; ALMEIDA-VAL, V. M. F.; RANDALL, D. J. (Ed.). *Physiology and Biochemistry of the fishes of the Amazon*. Manaus: INPA, p.59-73.
- VERLHAC, V.; GABAUDAN, J. 1997. *The effect of vitamin C on Fish Health*. Switzerland: Roche Technical Bulletin.
- VIJAYAVEL, K.; GOPALAKRISHNAN, S.; THILAGAM, H.; BALASUBRAMANIAN, M. P. 2006. Dietary ascorbic acid and α -tocopherol mitigates oxidative stress induced by copper in the thornfish *Terapon jarbua*. *Science Total Environ.*, 372:157-163.
- WAAGBO, R. 1997. The impact of nutritional factors on the immune system in Atlantic salmon, *Salmo salar* L.: A review. *Aquac. Fish. Manag.*, 25:175-197.

- WADDELL, J.; STEENBOCK, H.; ELVEHJEM, C. A.; HART, E. B. 1927. Iron in nutrition V. Iron salts and iron-containing ash extracts in the correction of anemia. *J. Biol. Chem.*, 77:777-795.
- WATANABE, T.; KIRON, V.; SATOH, S. 1997. Trace minerals in fish nutrition. *Aquacult.*, 151:185-207.
- WATANABE, T.; TAKEUCHI, T.; MATSUI, M.; OGINO, C.; KAWABATA, T. 1981. The relationship between dietary lipid levels and α -tocopherol requirement of rainbow trout. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.*, 47:1463-1471.
- WEBER, J. M.; ZWINGESLSTEIN, G. 1995. Circulatory substrate fluxes and their regulation. In: HOCHACHKA, P.W. & MOMMSEN, T.P. (eds.). *Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. Amsterdam: Elsevier Science Publishers, 4: 15-32.
- WESER, U.; SCHUBOFZ, L. M.; YOUNES, M. 1979. Chemistry of copper proteins and enzymes. In: NRIAGU, J. O. (Ed.). *Copper in the Environment. II. Health Effects*. New York: Willey, p.197-232.
- WILHELM FILHO, D.; TORRES, M. A.; ZANIBONI-FILHO, E.; PEDROSA, R. C. 2005. Effect of different oxygen tensions on weight gain, feed conversion, and antioxidant status in piapara, *Leporinus elongatus* (Valenciennes, 1847). *Aquacult.*, 244:349-357.
- WISE, D. J.; TOMASSO, J. R.; BRANDT, T. M. 1988. Ascorbic acid inhibition of nitrite-induced methemoglobinaemia in channel catfish. *Prog. Fish Cult.*, 50:77-80.
- WISE, D. J.; TOMASSO, J. R.; GATLIN, D. M.; BAI, S. C.; BLAZER, V. S. J. 1993. Effects of dietary selenium and vitamin E on red blood cell peroxidation, glutathione peroxidase activity, and macrophage superoxide anion production in channel catfish. *Aquat. Anim. Health.*, 5:177.
- WOLTERING, D. M. 1984. The growth response in fish chronic and early life stage toxicity tests: a critical review. *Aquat. Toxicol.*, 5:1-21.
- WOODWARD, W. 1994. Dietary vitamin requirements of cultured young fish, with emphasis on quantitative estimates for salmonids. *Aquaculture*, 124:133-168.
- WOOTONM, R. J. 1990. *Ecology of Teleost Fishes*. New York: Chapman and Hall.

Homeopatia populacional em tilápias do Nilo *Oreochromis niloticus*

Lauro Vargas & Ricardo Pereira Ribeiro

Resumo

*A produção mundial de tilápias, principalmente tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus*, poderá atingir 3,5 milhões de toneladas no ano 2010. Há poucos artigos científicos utilizando a homeopatia em organismos aquáticos. O presente capítulo analisa estudos sobre a utilização da homeopatia populacional em tilápias do Nilo.*

Abstract

*World tilapia production, especially the Nile tilapia *Oreochromis niloticus*, may reach 3.5 million tons in 2010. Few scientific papers are extant on homeopathy in water organisms. Current chapter investigates research on the use of population homeopathy in Nile tilapias.*

Introdução

A produção mundial de tilápias, principalmente tilápia do Nilo *Oreochromis niloticus*, poderá atingir 3,5 milhões de toneladas no ano 2010. América do Sul e África tiveram um aumento substancial na produção de tilápias durante a década passada e espera-se um crescimento forte da América Latina nos próximos anos (Josupeit, 2007).

A tilápia possui vários atributos que a caracterizam como um candidato ideal para a aquicultura, especialmente em países em vias de desenvolvimento. Estes atributos incluem: crescimento rápido, tolerância a uma grande variedade de condições ambientais, resistência ao estresse e doenças, capacidade de reprodução em cativeiro, tempo curto de cada geração, alimentação em níveis tróficos baixos e aceitação de alimentos artificiais logo após a absorção do saco vitelino (El-Sayed, 2006).

O pai da medicina moderna, Hipócrates (460-370 aC), registrou entre seus aforismos a seguinte frase: "... a doença é produzida pelos semelhantes e graças aos semelhantes que se administra ao paciente, esse evolui da doença para a saúde ..." e segue ... "a febre é suprimida pelo que a provoca e produzida pelo que a suprime" (Maury, 2002).

A palavra homeopatia tem origem no grego: *homeos* = semelhante; *pathos* = moléstia, foi criada por Samuel Hahnemann (1755-1843) na Alemanha e divulgada através da publicação de suas bases e princípios no livro *Organon da arte de curar*, em 1810 (Benez et al., 2004).

A homeopatia é uma ciência baseada na arte médica, que tem como finalidade dar ao indivíduo condições físicas e mentais para alcançar livremente os seus mais altos desígnios, através de leis e princípios determinados, segundo técnica e artes próprias (Benites, 2002).

A homeopatia está baseada no princípio dos semelhantes, os medicamentos curam as doenças cujo conjunto sintomático se assemelha ao conjunto de seus efeitos fisiológicos ou farmacodinâmicos no organismo sadio, princípio evidenciado por Hipócrates, experimentalmente confirmado por Samuel Hahnemann e posto em prática por inúmeros clínicos até a atualidade (Maury, 2002).

De acordo com Hahnemann (1810), em seus primeiros relatos publicados no livro *Organon da arte de curar*, para se obter sucesso no restabelecimento de uma enfermidade, é necessário administrar um princípio medicamentoso que produza no organismo sadio os sintomas da moléstia que se quer tratar (Hahnemann, 2001).

Os medicamentos homeopáticos podem ser elaborados de matérias-primas de origem vegetal, animal e mineral, as quais são solubilizadas em água e álcool. As diluições são obtidas em três escalas, as Hahnemanianas que são: centesimal (C ou CH) e cinquenta milesimal (LM) e as de Hering: decimal (D, X ou DH). Após cada diluição o medicamento sofre um processo de sucussão (agitação vigorosa), podendo ser manual ou mecânico (equipamento) e, a cada 100 sucussões, obter-se uma potência superior, sendo este o processo de dinamização dos medicamentos homeopáticos (Benites, 2002).

Para compreender o efeito terapêutico da baixa diluição é preciso admitir que, além de certo limiar, encontra-se em presença de uma manifestação que se deve atribuir a uma ação medicamentosa mais qualitativa do que quantitativa e que vai de encontro à doença em questão. A utilização dos medicamentos homeopáticos com sucesso em crianças com pouca idade e em animais, pode afastar a possibilidade de um possível efeito devido à sugestão do paciente. Quando corretamente utilizado, o fármaco homeopático não ocasiona choque terapêutico devido à intoxicação medicamentosa e não leva a uma saturação do organismo, o que auxilia ao não estabelecimento da resistência medicamentosa (Maury, 2002).

Khuda-Bukhsh (2003), ao se referir aos resultados de seus experimentos com a utilização de produtos em altas diluições, com regulação de expressão gênica, avaliados pelo conteúdo de proteínas, enzimas, DNA e RNA, sugeriu que o principal mecanismo de ação destes está na regulação da expressão de alguns genes específicos em determinadas circunstâncias, mecanismo este que pode nortear as respostas biológicas aos produtos homeopáticos.

A utilização da homeopatia em animais data da época em que foi testada por Hahnemann em equinos e por Guilherme Lux (1773-1849), trabalhando com medicamentos dinamizados. No Brasil, a partir da década de 1970, a Homeopatia foi elevada à categoria de especialidade médica e a partir do ano 2000 foi reconhecida como especialidade pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (Souza, 2002).

Os medicamentos homeopáticos não provocam danos aos animais, aos consumidores dos produtos de origem animal, nem ao meio ambiente, o qual é favorecido pelo menor uso de produtos químicos (Lopes, 2004).

A aplicação da homeopatia aos rebanhos constitui a **Homeopatia Populacional**. A Homeopatia Populacional tornou-se a medicina ideal para rebanhos devido ao seu custo reduzido, a sua eficácia, pela ausência de toxidez e por serem os princípios ativos extremamente diluídos, apresentando absoluta impossibilidade de deixarem resíduos na carne ou leite, sendo incapazes de prejudicar a saúde humana (Real, 2006).

Souza (2002) afirmou que a homeopatia como forma de terapia para rebanhos segue os mesmos passos do tratamento individual, uma vez que o mesmo deve ser encarado como um organismo único e apresenta vantagens como:

- 1) **Equilíbrio animal**, uma vez que a terapêutica confere aos animais uma redução do estresse, especialmente o de confinamento, e em conjunto com o manejo adequado colabora para o bem estar animal, influenciando diretamente na saúde destes e no desenvolvimento de suas potencialidades produtivas;
- 2) **Facilidade de administração** por via oral, adicionado à água, ração ou sal mineral, sendo menos invasivo, não necessitando de contenção, evitando-se assim possíveis traumatismos, possibilitando redução do estresse;
- 3) **Inexistência de resíduos**, motivo pelo qual pode ser utilizada em modelos orgânicos de produção;
- 4) **Ausência de contaminação ambiental**, pois o uso reduz a poluição ambiental, promovendo a preservação de suas potencialidades biológicas para o controle natural e equilibrado de pragas.

Há poucos estudos científicos utilizando a homeopatia em organismos aquáticos. Guedes et al. (2004) realizaram experimentos utilizando um bioterápico preparado à base de glândula tireóide de rãs e obtiveram alterações na taxa de metamorfose dos animais tratados, onde o número de animais que atingiram o estágio final da metamorfose foi significativamente menor do que o grupo controle que recebeu somente a solução hidroalcoólica.

Nas espécies de peixes que apresentam precocidade e facilidade de reprodução, como as tilápias, quando se utilizam apenas exemplares do mesmo sexo nos tanques, dificilmente há um desenvolvimento gonadal completo e a energia destinada para o crescimento das gônadas, pode ser quase que inteiramente destinada para o crescimento corporal (Baldisserotto, 2002).

Na reversão sexual de tilápias, o método tradicionalmente utilizado atualmente no Brasil, devido a sua maior praticidade e baixo custo, é a

incorporação de hormônios esteróides à ração. Este método apresenta inconvenientes, por exemplo: intensa mão-de-obra, longa manipulação direta dos hormônios pelos funcionários, resíduos ambientais e baixas taxas de sobrevivência dos peixes, por tornar-se um processo estressante aos mesmos (Ribeiro, 2001; Baldisserotto, 2002).

O músculo estriado nos peixes constitui aproximadamente 70% do seu peso corporal, tornando-o uma importante fonte protéica para a alimentação. O crescimento desse tecido ocorre por dois processos: aumento do diâmetro da fibra (hipertrofia) e aumento do número de fibras existentes (hiperplasia), através da atividade dos mioblastos indiferenciados (células satélites), que também estão envolvidos nos processos de reparação muscular em casos de lesão (Camargo et al., 2004).

As enfermidades, de modo geral, estão relacionadas às alterações do hemograma nos animais e no homem, por isso, o quadro hematológico de diferentes peixes e condições de criação vêm sendo estudados; a hematologia em peixes contribui para a compreensão da fisiologia, relação filogenética, condições alimentares e outros parâmetros ecológicos (Tavares-Dias & Moraes, 2004).

A existência de um apelo mundial pela preservação ambiental, aliado a uma consciência crescente da população sobre as conseqüências à saúde ocasionadas por uma alimentação com grande quantidade de resíduos tóxicos, tem impulsionado a busca por produtos de origem animal produzidos em ambientes com a menor interferência de produtos químicos artificiais (Benez et al., 2004).

No presente capítulo serão apresentados os principais resultados de trabalhos científicos desenvolvidos pelo Grupo de Pesquisa *PeixeGen* do Departamento de Zootecnia da Universidade Estadual de Maringá (UEM), com os núcleos homeopáticos *Homeopatila RS®* e *Homeopatila 100®* em tilápias do Nilo (*O. niloticus*).

Homeopatila RS®

A - Desempenho, histologia de fígado e proporção sexual

Valentim-Zabott et al. (2008) avaliaram os efeitos do núcleo homeopático *Homeopatila RS®* no desempenho, histologia de fígado e proporção sexual de tilápias do Nilo *O. niloticus*. Utilizaram-se 12 caixas (500L), com densidade de 0,8 larvas/L, instaladas numa estufa durante 45 dias.

Foram utilizados três tratamentos: controle com álcool 30° GL (C); hormonal com 17 α -metiltestosterona (H) e homeopático com *Homeopatila RS®* em solução hidroalcoólica (HH), conforme a Tabela 1.

A ração dos diferentes tratamentos foi fornecida até 28 dias, após este período, os alevinos receberam ração não medicada por mais 17 dias. A composição do núcleo homeopático *Homeopatila RS®* encontra-se na Tabela 2.

O núcleo homeopático *Homeopatila RS®* foi elaborado pela empresa RealH, com *Iodium* (Iodo dinamizado), e os bioterápicos obtidos do extrato de gônadas masculinas de tilápias do Nilo e da hipófise de carpa.

Os valores médios da temperatura ambiente e da água, durante o período experimental, foram respectivamente de $30,53 \pm 4,16^{\circ}\text{C}$ e $26,77 \pm 2,81^{\circ}\text{C}$. Na Tabela 3, pode-se observar os parâmetros físico-químicos da água durante o período experimental, nos diferentes tratamentos.

Tabela 1. Tratamentos utilizados durante o período de diferenciação gonadal de pós-larvas de tilápia do Nilo *O. niloticus*.

Tratamentos	Dose/kg de ração
(C) Álcool 30°GL	50 mL
(H) 17 α -metiltestosterona	60 mg
(HH) <i>Homeopatila RS®</i> solução hidroalcoólica	50 mL

Tabela 2. Composição do núcleo homeopático *Homeopatila RS®*.

Compostos	Diluição
<i>Iodium</i>	10^{-24}
Extrato de hipófise de carpa	10^{-24}
Extrato de gônadas masculinas de tilápias do Nilo	10^{-60}

Tabela 3. Parâmetros físico-químicos da água nos tratamentos. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Parâmetros	Tratamentos		
	C	H	HH
pH	$6,76 \pm 0,43$	$6,57 \pm 0,41$	$6,63 \pm 0,29$
Oxigênio dissolvido (mg/L^{-1})	$6,71 \pm 0,33$	$6,76 \pm 0,40$	$6,53 \pm 0,35$
Nitrito (ppm)	$0,029 \pm 0,009$	$0,030 \pm 0,010$	$0,030 \pm 0,010$
Amônia (mg/L)	$0,85 \pm 0,37$	$0,81 \pm 0,32$	$0,79 \pm 0,29$

C = controle; H = 17 α -metiltestosterona; HH = *Homeopatila RS®*.

Os valores médios de temperatura, pH, oxigênio dissolvido, amônia e nitrito da água das caixas, obtidos durante o período experimental, mantiveram-se dentro da faixa de relativo conforto para a espécie estudada, segundo Ribeiro (2001), evitando-se uma possível interferência da qualidade da água no desempenho e saúde dos animais.

Ao final do período experimental de 45 dias, os peixes permaneceram em jejum antecipado de 24h, para realizar os procedimentos de anestesia com benzocaína (Stoskopf, 1993), medição, pesagem, eutanásia por secção da medula espinhal cervical e acondicionamento no formol.

Foram determinados os valores médios de comprimento total inicial e final, peso final, índice hepatossomático, taxa de sobrevivência, biomassa total estimada, valores médios de alterações histológicas de fígado e brânquias e proporção sexual.

A análise dos dados revelou diferenças significativas ($p < 0,05$) no comprimento total final, peso final, índice hepatossomático e sobrevivência (Tabela 4).

Tabela 4. Desempenho de tilápias do Nilo *O. niloticus*, submetidas aos diferentes tratamentos, no período de diferenciação gonadal. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Variáveis	Tratamentos		
	C (n= 160)	H (n= 160)	HH (n = 160)
CT inicial (cm)	0,82 \pm 0,04	0,82 \pm 0,04	0,82 \pm 0,04
CT final (cm)	4,57 \pm 0,69a	4,70 \pm 0,44a	3,82 \pm 0,60b
Peso final (g)	1,81 \pm 0,84a	1,93 \pm 0,61a	1,07 \pm 0,75b
IHS (%)	7,80 \pm 1,63a	7,54 \pm 1,32a	5,48 \pm 1,42b
Sobrevivência (%)	54,1a	50,3a	87,8b
*Biomassa total estimada (g)	1495,06	1484,17	1434,87

C = controle; H = 17 α -metilttestosterona; HH = *Homeopatila RS®*.

CT: comprimento total; IHS: índice hepatossomático = (peso do fígado/peso vivo) x 100; Sobrevivência = 100 x N final (N inicial - N coletado); *Biomassa total estimada = [(N inicial - N coletado) x sobrevivência (%)] x peso médio final (g).

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os grupos, valores de sobrevivência pelo teste Chi-quadrado e os demais pelo Teste de Tukey, para um nível de significância de 5%.

Os dados do desempenho demonstram que para o grupo tratado com *Homeopatila RS®*, os parâmetros de comprimento total final e peso final apresentaram-se significativamente inferiores, quando comparados aos demais tratamentos. Contudo, a taxa de sobrevivência foi significativamente maior no grupo que recebeu *Homeopatila RS®* em relação aos demais grupos tratados. Portanto, a densidade final neste tratamento, pode ter implicado num crescimento menor dos animais.

Vera Cruz & Mair (1994), estudando os efeitos da densidade em tilápias nilóticas, com 2.000, 6.000 e 10.000 larvas/m³ em hapas, durante o período de reversão sexual, verificaram que com o aumento da densidade de estocagem ocorreu redução no crescimento, ganho de peso e sobrevivência destas.

Para Popma & Lovshin (1994), 70% a 80% de sobrevivência final de larvas são considerados valores normais para a fase de reversão sexual de tilápias, onde a mortalidade é considerada elevada, podendo ser encontrados valores de sobrevivência abaixo de 50%. O principal fator que afeta a sobrevivência destas é o estresse ambiental, associado ao estresse fisiológico, quando a reversão é obtida através de hormônios esteróides.

Os animais tratados com *Homeopatila RS®* apresentaram um índice hepatossomático significativamente inferior aos demais grupos tratados. Experimentos realizados em tilápias, não relacionados a intoxicações, apontam para diferenças nos índices hepatossomáticos, que podem estar correlacionadas a uma maior ou menor deposição lipídica ou de glicogênio neste órgão, dependendo da qualidade e quantidade da alimentação, bem como da fase de desenvolvimento dos peixes (Bruslé & Anadon, 1996; Lanna et al., 2004; Cavichiolo, 2005).

As diferenças no metabolismo hepático, nos animais tratados com o núcleo homeopático, podem ser consideradas como fatores que poderiam alterar a proporção do fígado em relação ao peso corporal, uma vez que neste experimento os animais dos diferentes tratamentos apresentavam-se na mesma fase de desenvolvimento.

Na Tabela 5 encontram-se os resultados referentes aos valores médios de alterações (VMA) do fígado de alevinos de tilápias do Nilo, nos diferentes tratamentos.

Os dados contidos na Tabela 5 demonstram que, os valores médios no fígado para inclusão lipídica foram significativamente inferiores no grupo que recebeu *Homeopatila RS*, quando comparados aos outros grupos, não havendo diferença significativa entre os tratamentos em relação à presença de infiltrado leucocitário.

Na Figura 1 observa-se intensa inclusão lipídica (seta) no tecido hepático de alevinos de tilápia do Nilo, em amostra corada pelo Ácido Periódico – Reagente de Schiff (PAS) + Hematoxilina e na Figura 2 infiltrado leucocitário em amostra corada com Hematoxilina/Eosina (HE).

Tabela 5. Achados histológicos no fígado de tilápias do Nilo (*O. niloticus*), submetidas aos tratamentos: controle, álcool 30°GL (C); hormonal, 17 α -metiltestosterona (H); homeopático, *Homeopatila RS®*, solução hidroalcolica (HH), no período de diferenciação gonadal, avaliados em VMA. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Tratamentos	Inclusão lipídica	Infiltrado leucocitário
C (n = 160)	2,12 \pm 0,80a	1,12 \pm 0,34a
H (n= 160)	2,25 \pm 0,68a	1,12 \pm 0,50a
HH (n = 160)	1,43 \pm 0,72b	1,06 \pm 0,25a

C = controle; H = 17 α -metiltestosterona; HH = *Homeopatila RS®*.

VMA: Valor Médio de Alteração, medida semiquantitativa, variando de grau 1 ao 3, grau 1 = nenhuma alteração histológica; grau 2 = alterações moderadas e pontuais; grau 3 = alterações severas e extensas.

Valores seguidos de letras diferentes, indicam diferenças significativas entre os grupos, pelo teste de Mann-Whitney, para um nível de significância de 5%.



Figura 1. Tecido hepático de tilápia do Nilo (*O. niloticus*), PAS. Intensa inclusão lipídica (seta), ao redor da veia centro lobular, 400x, 17 α -metiltestosterona (H). Valentim-Zabott (2006).

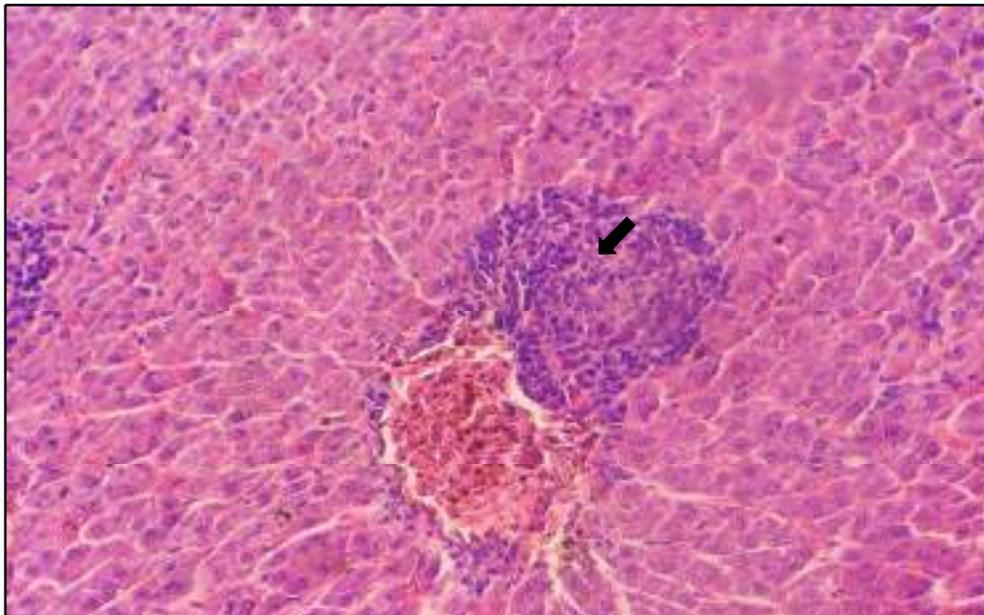


Figura 2. Tecido hepático de tilápia do Nilo (*O. niloticus*), (HE). Veia centro lobular, presença de infiltrado leucocitário (seta), 400x, 17 α -metiltestosterona (H). Valentim-Zabbot (2006).

Varghese & Oommen (1999) estudaram os efeitos dos hormônios da tireóide na regulação do metabolismo lipídico no teleósteo *Anabas testudineus* e concluíram que estes hormônios causam uma redução significativa da lipogênese hepática, baixando as taxas de triglicerídeos, ácidos graxos livres e colesterol, não ocorrendo alteração na taxa de fosfolipídios quando os animais tratados foram comparados com os controles sem medicação hormonal e os que apresentavam hipotireoidismo induzido.

Foram removidas e identificadas as gônadas masculinas e femininas (Figuras 3 e 4) de 60 peixes de cada repetição (240 em cada tratamento), através da técnica do aceto-carmim proposta por Popma & Green (1990), citada por Wassermann & Afonso (2002).



Figura 3. Gônada masculina de tilápiia do Nilo *O. niloticus*, 100x. Valentim-Zabott (2006).

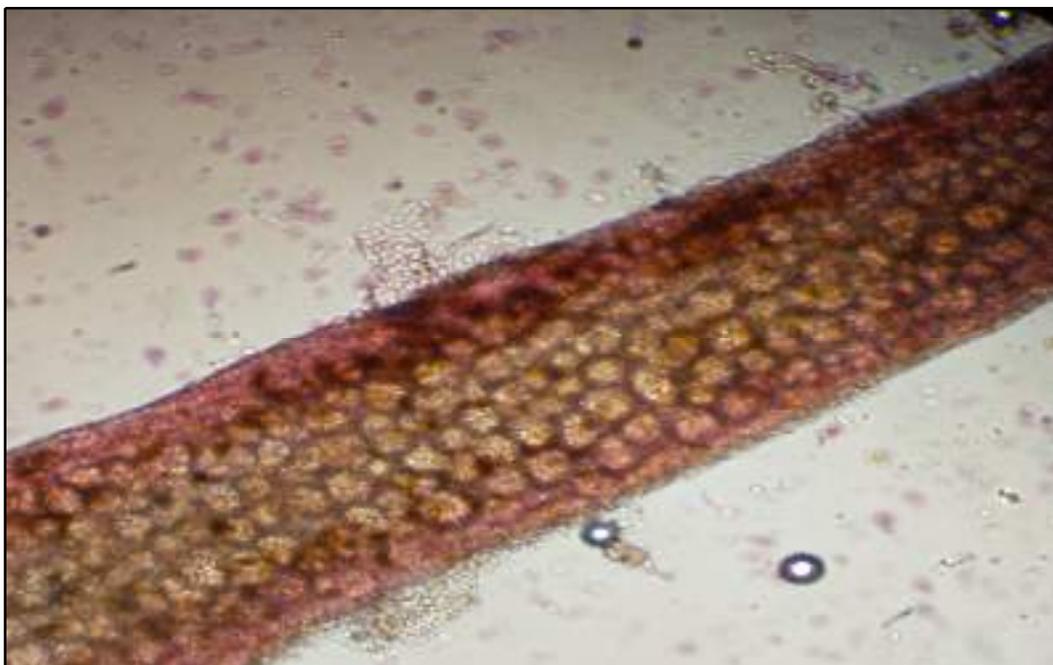


Figura 4. Gônada feminina de tilápia do Nilo (*O. niloticus*), 100x. Valentim-Zabott (2006).

Na Tabela 6 encontram-se os resultados da análise gonadal, demonstrados pela frequência de diferentes tipos de gônadas identificadas nos tratamentos.

Tabela 6. Proporção gonadal de tilápias do Nilo (*O. niloticus*) submetidas aos tratamentos: controle, álcool 30°GL (C); hormonal, 17 α -metiltestosterona (H); homeopático, *Homeopatila RS*[®], solução hidroalcoólica (HH), no período de diferenciação gonadal.

Tratamentos	Gônadas		
	Masculinas (%)	Femininas (%)	Intersexo (%)
C (n = 240)	52,5 b	47,5 a	0,0
H (n = 240)	95,0 a	0,0 b	5,0
HH (n = 240)	52,5 b	45,0 a	2,5

C = controle; H = 17 α -metiltestosterona; HH = *Homeopatila RS*[®].

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os grupos, pelo teste de Chi-quadrado, para um nível de significância de 5%.

No grupo tratado com *Homeopatila RS®* a proporção de gônadas masculinas não apresentou diferença significativa em relação ao grupo controle, sendo significativamente menor do que o tratamento com 17 α -metiltestosterona.

Valentim-Zabott et al. (2008) concluíram que a adição do núcleo homeopático *Homeopatila RS®* na ração de tilápias do Nilo, na fase de diferenciação gonadal, apresentou efeito positivo na sobrevivência dos alevinos e interferiu no índice hepatossomático dos mesmos, onde os animais tratados com homeopatia apresentaram valor médio para inclusão lipídica hepática inferior aos demais grupos tratados. Nos peixes que receberam *Homeopatila RS®* não ocorreu alteração na proporção sexual, no sentido da masculinização das gônadas.

B - Comportamento morfométrico das fibras musculares brancas

Piau Junior (2006) participou do experimento anteriormente citado, desenvolvido por Valentim-Zabott et al. (2008), pesquisando o comportamento morfométrico das fibras musculares brancas de alevinos de tilápias do Nilo *O. niloticus*.

Foram retiradas 16 amostras de tecido muscular da porção mediana dos alevinos de cada tratamento, para a realização das análises. A partir das lâminas coradas pela Hematoxilina-Eosina (HE) foi avaliado o grau de hipertrofia das fibras musculares, pelo método de mensuração do menor diâmetro (Dubowitz et al., 1972), utilizando-se um sistema de análise de imagem computadorizada.

Para cada animal, foram mensuradas 20 fibras, totalizando 320 fibras por tratamento. Além do uso do microscópio ótico Motic B5 professional series, as imagens foram captadas pela câmera Moticom 2000, 2.0M pixel e visualizadas no monitor de 15 polegadas LG com o programa Motic images plus 2.0.

A Tabela 7 apresenta os valores médios dos diâmetros das fibras musculares brancas de alevinos de tilápias do Nilo, nos diferentes tratamentos, no encerramento do experimento aos 45 dias.

Segundo Johnston et al. (1975), o crescimento muscular está associado ao aumento do diâmetro das fibras e influenciado pelo nível nutricional da dieta. A hipertrofia das fibras promove um aumento da massa muscular, aumento da espessura do filé e produção de carne.

Piau Junior (2006) concluiu que os alevinos do tratamento com o núcleo homeopático *Homeopatila RS®* apresentaram maior hipertrofia das fibras musculares do que os do tratamento controle e os que receberam 17 α -metiltestosterona.

Tabela 7. Diâmetro de fibras musculares brancas de tilápias do Nilo *O. niloticus*, submetidas aos tratamentos: controle, álcool 30°GL (C); homeopático, *Homeopatila RS®*, solução hidroalcolica (HH); 17 α -metiltestosterona (H). Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Parâmetro	Tratamentos		
	C	HH	H
Diâmetro das fibras musculares (μm)	26,92 \pm 5,59a	33,01 \pm 5,17b	28,84 \pm 5,10c

C = controle; H = 17 α -metiltestosterona; HH = *Homeopatila RS®*.

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os grupos, pela Análise de Variância para Experimento Inteiramente Casualizado, para um nível de significância de 5%.

Homeopatila 100®

A - Desempenho e morfologia de brânquias

Siena (2009) avaliou o efeito do núcleo homeopático *Homeopatila 100®* na morfologia de brânquias e no desempenho em alevinos revertidos de tilápia do Nilo (*O. niloticus*). Distribuíram-se 832 alevinos machos da linhagem Supreme, em 16 caixas d'água com capacidade de 2.000L, contendo 1.000L cada uma, localizadas numa estufa, durante 61 dias.

Foram avaliadas quatro dietas: uma dieta controle e três contendo diferentes concentrações do núcleo homeopático *Homeopatila 100®* incorporados na ração (Tabela 8).

A composição do núcleo homeopático *Homeopatila 100®*, elaborado pela empresa RealH, encontra-se na Tabela 9.

Os valores médios da temperatura da água, do pH e do oxigênio dissolvido, nos diferentes tratamentos, são apresentados na Tabela 10.

Os parâmetros relacionados à temperatura da água, pH, oxigênio dissolvido, não demonstraram diferenças significativas ($p > 0,05$) entre os tratamentos, permanecendo dentro da faixa recomendada por Ribeiro (2001).

Tabela 8. Tratamentos utilizados em alevinos revertidos de tilápia do Nilo *O. niloticus*.

Tratamentos	Dose / kg de ração
T1 (controle)	20 mL de solução hidroalcolica (álcool 30 ° GL)
T2	20 mL de <i>Homeopatila 100®</i>
T3	40 mL de <i>Homeopatila 100®</i>
T4	60 mL de <i>Homeopatila 100®</i>

Tabela 9. Composição do núcleo homeopático *Homeopatila 100®*. Merlini (2006).

Compostos	Diluição
<i>Iodium</i>	10 ⁻²⁴
<i>Sulphur</i>	10 ⁻⁶⁰
<i>Natrum muriaticum</i>	10 ⁻⁴⁰⁰
<i>Streptococinum</i>	10 ⁻⁶⁰
Veículo (álcool etílico 30 ° GL)	q.s.p.

Tabela 10. Parâmetros físico-químicos da água nos tratamentos. Valores expressam as médias ± desvio padrão.

Parâmetros	Tratamentos			
	T1	T2	T3	T4
Temperatura (°C)	24,96±1,60a	25,02±1,60a	25,14±1,70a	25,02±1,60a
pH	7,55±0,20a	7,54±0,20a	7,55±0,20a	7,60±0,20a
Oxigênio (mg/L ⁻¹)	2,67±1,14a	1,91±0,86a	2,07±0,77a	1,99±0,95a

T1 (controle) = 20 mL de solução hidroalcoólica (álcool 30 ° GL); T2 = 20 mL de *Homeopatila 100®*; T3 = 40 mL de *Homeopatila 100®* e T4 = 60 mL de *Homeopatila 100®* por kg de ração.

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os tratamentos, pelo teste de Tukey para um nível de significância de 5%.

Foram registrados nos alevinos os valores médios de peso e comprimento total inicial e aos 33 dias. No encerramento do experimento (61 dias), os peixes foram anestesiados com benzocaína (Stoskopf, 1993), sacrificados por secção da medula espinhal e identificado o peso, comprimento total, sobrevivência, conversão alimentar aparente, índice hepatossomático e valores médios de alterações histológicas de brânquias.

A análise dos dados revelou diferenças significativas ($p < 0,05$) na sobrevivência e no índice hepatossomático (Tabela 11).

Tabela 11. Desempenho de alevinos revertidos de tilápias do Nilo *O. niloticus*, submetidos aos diferentes tratamentos. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Parâmetros	Tratamentos			
	T1	T2	T3	T4
Peso inicial (g)	1,09 \pm 0,33a	1,04 \pm 0,33a	1,08 \pm 0,29a	1,02 \pm 0,30a
CT inicial (cm)	4,20 \pm 0,45a	4,11 \pm 0,41a	4,15 \pm 0,37a	4,14 \pm 0,43a
Peso 33 dias (g)	17,80 \pm 6,27a	16,14 \pm 5,36a	16,59 \pm 4,11a	16,93 \pm 4,76a
CT 33 dias (cm)	9,65 \pm 1,11a	9,40 \pm 1,12a	9,52 \pm 0,81a	9,67 \pm 0,96a
Peso 61 dias (g)	36,69 \pm 0,41a	37,10 \pm 9,54a	37,15 \pm 9,84a	36,33 \pm 9,42a
CT 61 dias (cm)	12,69 \pm 1,16a	12,94 \pm 1,13a	12,96 \pm 1,12a	12,71 \pm 0,99a
Sobrevivência (%)	90,9a	94,2ab	97,1b	94,7ab
CAA	1,36a	1,29a	1,26a	1,30a
IHS (%)	3,23 \pm 1,02a	2,76 \pm 0,59ab	2,35 \pm 0,68b	2,73 \pm 0,78ab

T1 (controle) = 20 mL de solução hidroalcoólica (álcool 30 ° GL); T2 = 20 mL de *Homeopatila 100®*; T3 = 40 mL de *Homeopatila 100®* e T4 = 60 mL de *Homeopatila 100®* por kg de ração.

CT: comprimento total; IHS: índice hepatossomático; CAA: conversão alimentar aparente.

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os grupos, valores de sobrevivência pelo teste Chi-quadrado e os demais pelo Teste de Tukey, para um nível de significância de 5%.

O tratamento T3, utilizando 40 mL *Homeopatila 100®* por kg de ração, apresentou uma sobrevivência significativamente maior em relação ao grupo Controle (T1). Piau Junior (2006) e Valentim-Zabott et al. (2008) demonstraram um efeito semelhante na sobrevivência dos alevinos de tilápias do Nilo tratadas com adição de *Homeopatila RS®* durante a reversão sexual.

As taxas de sobrevivência observadas nos grupos que receberam o núcleo homeopático foram bastante elevadas. Watanabe et al. (1990) relataram que resultados próximos aos 93,5% em alevinos de tilápias são considerados altamente significantes.

O principal fator que afeta a sobrevivência dos alevinos de tilápia do Nilo é o estresse ambiental, associado ao estresse fisiológico (Popma & Lovshin, 1994). O estresse é produzido por um fator ambiental, físico ou biológico que requer ajustes fisiológicos e/ou bioquímicos, resultando numa diminuição da capacidade de sobrevivência do animal, persistindo a exposição ao agente estressante (Val et al., 2004).

Souza (2002) afirmou que o caráter energético da terapêutica homeopática confere aos animais tratados a redução do estresse, especialmente no confinamento, devido a essa situação ser muito diferente do ambiente natural. Animais criados em condições de pouco estresse desenvolvem melhor as suas potencialidades de produção com qualidade.

Os animais que receberam 40 mL *Homeopatia 100®* por kg de ração (T3) apresentaram um índice hepatossomático significativamente inferior ao grupo controle (T1), concordando com os dados registrados por Valentim-Zabott et al. (2008), quando compararam o grupo que recebeu o núcleo homeopático em relação ao controle e ao que recebeu hormônio masculinizante.

O aumento do índice hepatossomático pode estar relacionado com a necessidade de metabolização da proteína animal incluída nas rações, acarretando uma maior atividade do fígado e, conseqüentemente, um aumento no tamanho desse órgão, o que implica em aumento do gasto energético pelo peixe para a utilização do alimento, podendo afetar negativamente os parâmetros de desempenho produtivo (Faria, 2000).

No encerramento do experimento, as alterações histológicas das brânquias foram analisadas semiquantitativamente, seguindo as recomendações de Schwaiger et al. (1997), ordenando-se o nível de severidade das lesões, de acordo com a seguinte escala:

Nível 1 = nenhuma alteração histológica.

Nível 2 = alterações moderadas e pontuais.

Nível = 3 alterações severas e extensas.

Com base nesta escala, um valor médio de alteração histológica (VMA) foi conferido para cada animal. A partir dos dados individuais calculou-se a média de VMA para cada tratamento.

Na Tabela 12 encontram-se os resultados referentes aos valores médios de alterações (V.M.A.) das brânquias de alevinos de tilápia do Nilo, nos diferentes tratamentos.

Tabela 12. Frequência de alterações histológicas em brânquias de tilápias do Nilo *O. niloticus*, por tratamento, avaliadas em V.M.A.

Alterações	Tratamentos			
	T1	T2	T3	T4
Elevação epitelial	1,4 ± 0,6a	1,4 ± 0,6a	1,5 ± 0,5a	1,7 ± 0,4a
Hiperplasia	1,7 ± 0,7a	1,7 ± 0,6a	1,5 ± 0,6a	1,7 ± 0,4a
Telangectasia	1,2 ± 0,5a	1,0 ± 0,2a	1,0 ± 0,2a	1,0 ± 0,2a
Fusão lamelar	1,6 ± 0,7a	1,4 ± 0,5a	1,4 ± 0,5a	1,4 ± 0,5a

V.M.A.: Valor Médio de Alteração, medida semiquantitativa, variando do grau 1 ao 3; Valores seguidos de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Não houve diferença significativa entre os tratamentos para os valores médios das alterações histológicas das brânquias. Foram diagnosticados quatro tipos de alterações: elevação epitelial, hiperplasia, telangectasia e fusão lamelar (Mallatt, 1985).

Na Figura 5 verificam-se as alterações histológicas das brânquias de alevinos revertidos de tilápias do Nilo nos diferentes tratamentos.

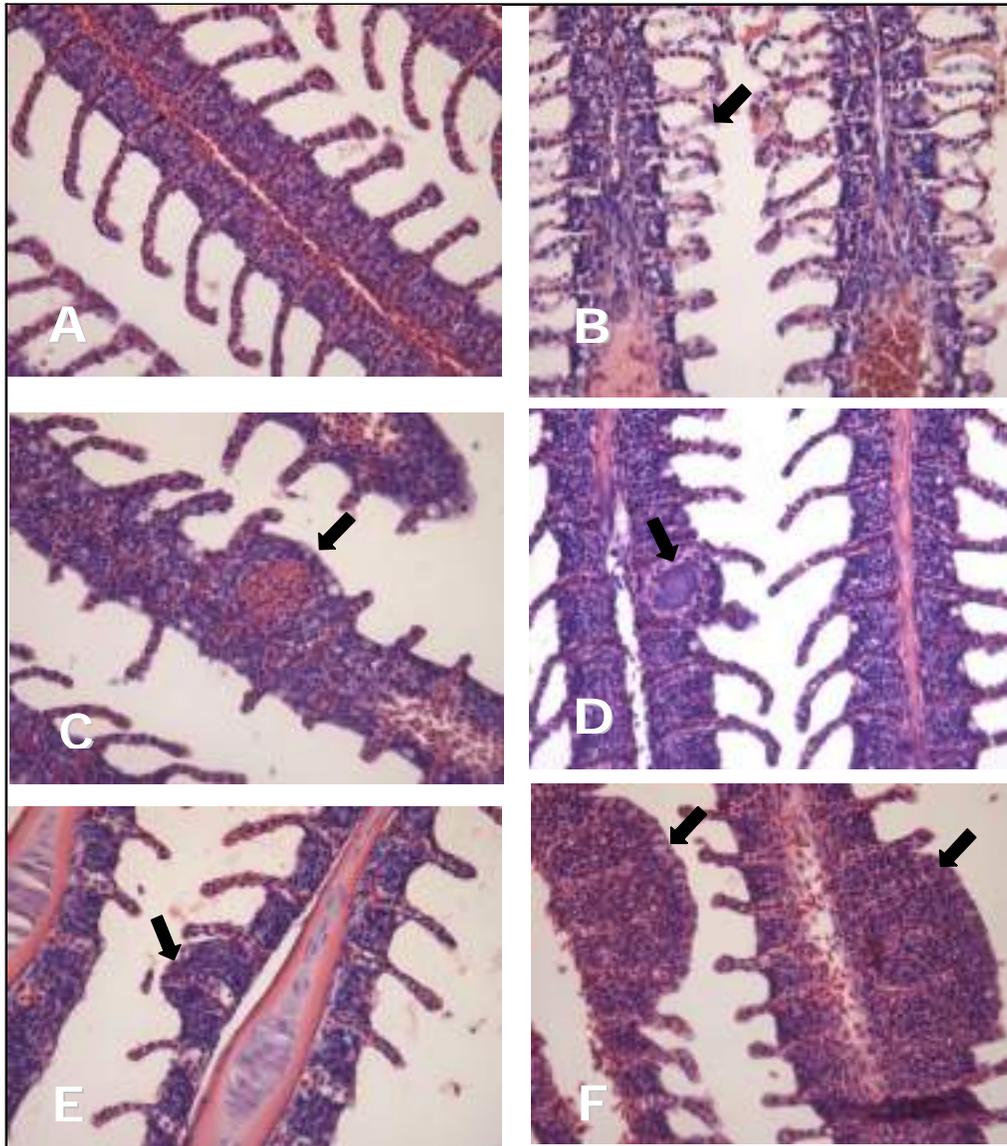


Figura 5. Tecido branquial de alevinos de tilápia do Nilo, HE. **A:** sem alterações, 400x, T3; **B:** elevação epitelial, 400x, T2; **C:** telangiectasia, 400x, T1 (controle); **D:** telangiectasia, 400x, T1 (controle); **E:** hiperplasia, 400x, T3; **F:** hiperplasia e fusão lamelar, 400x, T4.

Fatores indutores de estresse fisiológico em peixes, tais como: baixa qualidade de água (Mallatt, 1985) e agentes tóxico-irritantes, como metais pesados e pesticidas (Schwaiger et al., 1997), levam a alterações severas na estrutura branquial, comprometendo o funcionamento dos filamentos e lamelas branquiais.

Observou-se uma frequência relativamente baixa das lesões branquiais nos diferentes tratamentos. Os valores médios dos parâmetros físico-químicos da água nos diferentes tratamentos dentro dos padrões ideais para cultivo de tilápias e a ausência de agentes tóxicos-irritantes devem ter contribuído para a baixa frequência das alterações branquiais.

Siena (2009) concluiu que os alevinos revertidos de tilápia do Nilo que receberam 40 mL *Homeopatila 100®* por kg de ração (T3) apresentaram maior sobrevivência e menor índice hepatossomático em relação ao tratamento controle (T1).

B - Cortisol, glicose, parâmetros hematológicos e células sanguíneas

Merlini (2006) pesquisou o efeito do núcleo homeopático *Homeopatila 100®* nos níveis de cortisol, glicose, hemoglobina e nos parâmetros hematológicos de tilápia do Nilo (*O. niloticus*). Foram utilizados 60 peixes com peso médio inicial de $98,11 \pm 0,10$ g, distribuídos em seis caixas d'água com capacidade de 1.000 L cada uma, localizadas numa estufa, durante 60 dias.

Foram avaliados dois tratamentos: um controle e o outro recebendo 100 mL de *Homeopatila 100®* por kg de ração. A composição do núcleo homeopático *Homeopatila 100®*, elaborado pela empresa RealH, encontra-se na Tabela 9. Os peixes tratados apresentaram menor nível de cortisol plasmático (Tabela 14).

Os valores médios da temperatura da água, do pH, do oxigênio dissolvido e da amônia, nos dois tratamentos, são apresentados na Tabela 13.

A análise físico-química da água das caixas, relativas à temperatura, pH, oxigênio dissolvido e amônia, não revelou variação e manteve-se dentro da faixa considerada adequada para a espécie, segundo Sipaúba-Tavares (1995).

Tabela 13. Parâmetros físico-químicos da água nos dois tratamentos. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Parâmetros	Tratamentos	
	Controle	<i>Homeopatila 100®</i>
Temperatura (°C)	$24,00 \pm 0,02$	$24,00 \pm 0,02$
pH	$6,44 \pm 0,10$	$6,42 \pm 0,08$
Oxigênio (mg/L ⁻¹)	$7,11 \pm 0,92$	$7,11 \pm 0,92$
Amônia (mg/L ⁻¹)	$1,9 \pm 0,17$	$1,9 \pm 0,17$

Nos dias 0, 15, 35 e 60, todos os animais foram anestesiados com benzocaína, segundo Stoskopf (1993) e foi colhido 3,0 mL de sangue em seringa com EDTA (10%), por punção de vaso caudal e centrifugado a 3.000 rpm durante 10 minutos, para separação do plasma.

No encerramento do experimento (aos 60 dias) foi coletado um mL do plasma para análise de cortisol plasmático, através do método de Radioimunoensaio, utilizando o kit Coat-a-Count® – DPC – (*Diagnostic Products Corporation*).

A Tabela 14 apresenta os valores médios de cortisol plasmático em tilápia do Nilo submetidas ou não ao tratamento com o *Homeopatila 100®*.

A concentração média de cortisol no grupo que recebeu *Homeopatila 100®* ($17,19 \pm 0,95$ ng/mL) foi menor que a verificada por Barcellos et al. (1997), que relataram uma média de 23,0 ng/mL de cortisol em *O. niloticus* criadas em sistema intensivo. Os autores relataram efeito acumulativo do cortisol nos dias 7, 14 e 21 do experimento, o que provavelmente pode ter ocorrido neste estudo, pois a avaliação ocorreu no 60º dia do início do experimento.

O ambiente azul inibe o aumento do cortisol na espécie, sendo que os efeitos metabólicos do estresse social, provavelmente são maiores em condições de cativeiro, pois a oportunidade para a fuga é limitada, influenciando o desempenho dos peixes na aquicultura (Volpato et al., 1989), esses relatos talvez possam ter ocorrido neste experimento, visto que se utilizaram condições semelhantes às citadas, como a criação de tilápia em caixas azuis.

Tabela 14. Níveis de cortisol plasmático em tilápias do Nilo *O. niloticus* nos dois tratamentos. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Parâmetro	Tratamentos	
	Controle	<i>Homeopatila 100®</i>
Cortisol plasmático ng/mL	$38,68 \pm 1,21a$	$17,19 \pm 0,95b$

Valores seguidos de letras diferentes indicam diferenças significativas entre os tratamentos, pelo teste t de Student, para um nível de significância de 5%.

A dosagem de glicemia foi realizada nos dias zero, 15, 35 e 60, através do método enzimático, utilizando-se kit da Labtest (Glicose God-Ana®). Os resultados obtidos foram expressos em mg/dL.

A Tabela 15 apresenta os valores médios de glicose plasmática em tilápia do Nilo submetidas ou não ao tratamento com o *Homeopatila 100®*.

Os resultados da análise da glicemia demonstraram uma diminuição significativa no nível de glicose do tratamento com *Homeopatila100®* a partir de 35 dias do experimento, sugerindo que o efeito do produto não é imediato.

As respostas ao estresse são divididas em três categorias: primária, secundária e terciária. As primárias são hormonais, as secundárias são as mudanças nos parâmetros fisiológicos e bioquímicos e as terciárias são o comprometimento do crescimento, mudanças no comportamento e aumento da susceptibilidade a doenças (Mazeaud et al., 1977). O cortisol é utilizado

para caracterizar a resposta primária, e a glicose a resposta secundária do estresse em peixes (Nolan et al., 1999).

Tabela 15. Níveis de glicose plasmática em tilápias do Nilo (*O. niloticus*) nos dois tratamentos. Valores expressam as médias \pm desvio padrão.

Tratamentos	Início	15 dias	35 dias	60 dias
Controle	57,43 \pm 0,44a	58,43 \pm 1,15a	57,90 \pm 1,21a	58,37 \pm 1,32a
<i>Homeopatia 100</i> ®	57,43 \pm 0,44a	57,43 \pm 0,44 ^a	43,57 \pm 0,68b	34,60 \pm 1,07b

Valores seguidos de letras diferentes na mesma linha indicam diferenças significativas entre os tratamentos, para cada dia de análise, pelo teste t de Student, para um nível de significância de 5%.

Na Tabela 16 estão apresentados os valores médios dos parâmetros eritrocitários e tromboleucocitários de tilápia do Nilo submetidas ou não ao tratamento com *Homeopatia 100*®. O núcleo homeopático *Homeopatia 100*® alterou significativamente todos os parâmetros hematológicos pesquisados, quando comparado ao grupo controle.