



Piscicultura de água doce

Multiplicando conhecimentos

Embrapa

Piscicultura de água doce

Multiplicando conhecimentos

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Pesca e Aquicultura
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Piscicultura de água doce

Multiplicando conhecimentos

*Embrapa
Brasília, DF
2013*

Exemplares desta publicação
podem ser adquiridos na:

Embrapa Pesca e Aquicultura

Quadra 104 Sul, Av. LO-1, nº 34,
Conjunto 04, 1º e 2º Pavimentos,
Plano Diretor Sul
Palmas, TO
CEP 77020-020
Fone: (63) 3229.7800
(63) 3229.7850
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

**Unidade responsável pelo
conteúdo e edição**

Embrapa Pesca e Aquicultura

Revisão de texto

*Scritta Cursos e Consultoria em
Linguagem LTDA.*

Capa

Jefferson Christofolletti

Diagramação

Arte Final - Web & Gráfica

1ª edição

1ª impressão (2013): 2.000 exemplares

2ª impressão (2014): 1.000 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (lei nº 9.610)

Dados internacionais de Catalogação na publicação (CIP)

Embrapa Pesca e Aquicultura

Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos / editores técnicos, Ana
Paula Oeda Rodrigues ... [et al.]. – Brasília, DF : Embrapa, 2013.
440 p. : il. color. ; 17 cm x 25 cm.

ISBN 978-85-7035-272-9

1. Aquicultura. 2. Piscicultura. 3. Peixe. 4. Tecnologia. I. Rodrigues, Ana Paula
Oeda. II. Lima, Adriana Ferreira. III. Alves, Anderson Luís. IV. Rosa, Daniele Klöppel.
V. Torati, Lucas Simon. VI. Santos, Viviane Rodrigues Verdolin dos. VII. Embrapa
Pesca e Aquicultura.

CDD 639.3

©Embrapa 2013

Editores técnicos

Ana Paula Oeda Rodrigues

Engenheira-agrônoma, mestre em Aquicultura,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Adriana Ferreira Lima

Engenheira de Pesca, mestre em Recursos Pesqueiros e Aquicultura,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Anderson Luis Alves

Biólogo, doutor em Genética,
pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Daniele Klöppel Rosa

Engenheira de Aquicultura, mestre em Agroecologia e Desenvolvimento Rural,
analista da Embrapa Pesca e Aquicultura

Lucas Simon Torati

Biólogo, mestre em Ciências,
pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos

Zootecnista, doutora em Ciências Animais,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Autores

Adriana Ferreira Lima

Engenheira de Pesca, mestre em Recursos Pesqueiros e Aquicultura, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Ana Paula Oeda Rodrigues

Engenheira-agrônoma, mestre em Aquicultura, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Anderson Luis Alves

Biólogo, doutor em Genética, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Danielle de Bem Luiz

Engenheira de Alimentos, doutora em Engenharia Química, analista da Embrapa Pesca e Aquicultura

Diogo Teruo Hashimoto

Biólogo, doutor em Genética, pesquisador da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Centro de Aquicultura, *Campus* Jaboticabal

Eduardo Sousa Varela

Biólogo, doutor em Genética e Biologia Molecular, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Fabício Pereira Rezende

Engenheiro-agrônomo, doutor em Zootecnia, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Flávia Tavares de Matos

Zootecnista, doutora em Engenharia de Aquicultura, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Giovani Taffarel Bergamin

Zootecnista, doutor em Zootecnia, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Giovanni Vitti Moro

Engenheiro-agrônomo, doutor em Ciências,
pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Leandro Kanamaru Franco de Lima

Médico-veterinário, mestre em Ciência Animal,
pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Lícia Maria Lundstedt

Bióloga, doutora em Genética e Evolução,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Lucas Simon Torati

Biólogo, mestre em Ciências,
pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura

Luciana Nakaghi Ganeco Kirschnik

Zootecnista, doutora em Aquicultura,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Marina Keiko Pieroni Iwashita

Médica-veterinária, doutora em Aquicultura,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Patrícia Costa Mochiaro Soares Chicrala

Médica-veterinária, mestre em Tecnologia de Alimentos e Higiene Veterinária,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

Patricia Oliveira Maciel

Médica-veterinária, mestre em Biologia Aquática e Pesca Interior, pesquisadora da
Embrapa Pesca e Aquicultura

Peter Gaberz Kirschnik

Zootecnista, doutor em Aquicultura,
professor da Faculdade Católica do Tocantins, *Campus II*

Renata Melon Barroso

Médica-veterinária, doutora em Genética,
analista da Embrapa Pesca e Aquicultura

Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos

Zootecnista, doutora em Ciências Animais,
pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura

*Este livro é dedicado aos técnicos
multiplicadores de conhecimento em piscicultura*

Apresentação

A Embrapa, como geradora de conhecimentos e de tecnologias, tem entre os resultados de suas pesquisas a geração de novas sementes. E este livro é uma semente, assim como as sementes que mudaram o Brasil, levando lavouras ao Cerrado, aumentando a produtividade e transformando o país em uma potência agrícola. E, com esse intuito, esta obra faz parte de uma nova etapa da agropecuária nacional, a qual levará ao domínio da aquicultura.

Aos moldes das boas sementes, esta publicação foi elaborada em linguagem direta, contendo informações importantes para técnicos agropecuários e piscicultores. Apresenta práticas que fazem parte das principais etapas produtivas da piscicultura brasileira, tornando-se uma ferramenta para o produtor alcançar melhores resultados em sua produção e levar sua atividade a patamares tecnológicos mais elevados.

Sabemos que, com o apoio da Embrapa, por meio do seu suporte tecnológico, iremos dominar a criação das principais espécies brasileiras de peixes. Iremos suprir o mercado interno, de forma a auxiliar sobremaneira no combate à fome no País. E, com esse esforço, sem dúvida seremos grandes exportadores de pescado, colocando nas mesas da população nacional e estrangeira produtos de alto valor nutritivo, no mesmo nível dos mais valorizados peixes e crustáceos.

E toda essa valorização da produção nacional só será uma realidade se você técnico multiplicador e piscicultor passarem adiante os valiosos conhecimentos contidos nesta obra. Uma vez que o desenvolvimento científico e tecnológico não produz mudanças se for guardado em prateleira, esses benefícios têm de voltar à sociedade que o financiou. E para isso, a Embrapa conta com a sua atuação para que a missão dela seja cumprida. Os semeadores dessas mudanças são vocês.

Esperamos que nos próximos 40 anos a dedicação, o esforço e o comprometimento de todos os colaboradores da Embrapa, juntamente com o empreendedorismo do aquicultor brasileiro, aliados à pertinácia dos colegas da assistência técnica e extensão rural, todos unidos, possamos transformar o Brasil também numa potência aquícola.

Carlos Magno Campos da Rocha

Chefe-Geral da Embrapa Pesca e Aquicultura

Prefácio

A natureza foi generosa com o Brasil. Temos um enorme potencial hídrico, 12% da água doce do planeta, diversidade de espécies e um clima que favorece a produção de pescado o ano inteiro. Precisamos explorar mais toda essa riqueza para que a piscicultura brasileira seja como a agropecuária – campeã em produção.

O consumo de peixe vem crescendo no País, a uma média de 12% ao ano. Há mercado, o que precisamos é desenvolver o nosso imenso potencial de produção. Para isso, além de informação e motivação, precisamos garantir o acesso dos produtores à capacitação, financiamento e material técnico.

Esta obra da Embrapa Pesca e Aquicultura vem preencher a lacuna do conhecimento. A entidade, que tanto orgulha o povo brasileiro, já é parceira do Sistema CNA/SENAR na capacitação de multiplicadores em piscicultura de água doce, com foco nas principais espécies nativas cultivadas.

Agora a Embrapa consolida informações e recomendações técnicas, traduzindo as pesquisas que desenvolve para atender a quem precisa de todo esse conhecimento: profissionais de assistência técnica e extensão rural, pesqueira e aquícola, consultores, estudantes de escolas agrotécnicas e universidades, produtores rurais e líderes de cooperativas e associações.

Ao multiplicar conhecimento, esta obra da Embrapa também vai multiplicar renda. Então, ótima leitura, ótima aprendizagem e mãos à obra. Há muito que fazer para que o Brasil deixe de ser um importador e passe a ser um exportador de pescado, gerando mais riqueza para a nossa gente.

Senadora Kátia Abreu

Presidente do Sistema CNA/SENAR

Sumário

Capítulo 1

Espécies de peixe para piscicultura 29

*Giovanni Vitti Moro, Fabrício Pereira Rezende,
Anderson Luís Alves, Diogo Teruo Hashimoto,
Eduardo Sousa Varela, Lucas Simon Torati*

1. Introdução 29

2. Espécies nativas 31

2.1. Peixes redondos: tambaqui, pirapitinga, pacu e seus híbridos 36

2.2. Matrinxã e piracanjuba 38

2.3. Surubins, pintado, cacharas e seus híbridos 39

2.4. Piaus e piaparas 42

2.5. Curimatás 43

2.6. Pirarucu 44

2.7. Dourado 45

2.8. Traíra e trairões 47

2.9. Lambaris 47

2.10. Jundiá 48

3. Espécies exóticas 50

3.1. Tilápias 51

3.2. Bagre americano 51

3.3. Truta arco-íris 53

3.4. Carpas 54

4. Espécies ornamentais 56

4.1. Arraias de água doce 57

4.2. Aruanãs 58

4.3. Cascudos 59

4.4. Baiacus e linguados 60

4.5. Piaus ornamentais 61

4.6. Tetras 61

4.7. Acará-bandeira e acará-disco 62

4.8. Kinguios e carpas coloridas	64
4.9. Beta e colisas	66
5. Bibliografia consultada e recomendada	68

Capítulo 2

Anatomia e fisiologia de peixes de água doce 71

*Giovanni Vitti Moro, Ana Paula Oeda Rodrigues,
Lucas Simon Torati, Renata Melon Barroso,
Lícia Maria Lundstedt*

1. Introdução	71
2. Forma corporal e locomoção	72
3. Revestimento externo	74
4. Temperatura corporal	75
5. Comportamento	75
6. Sistema circulatório	76
7. Sistema excretor	77
8. Sistema respiratório	79
9. Sistema nervoso	81
10. Sistema de integração	83
11. Sistema glandular	84
12. Sistema digestório	86
12.1. Cavidade bucal, faringe e esôfago	86
12.2. Estômago	89
12.3. Intestino	89
12.4. Fígado, pâncreas e vesícula biliar	90
13. Sistema imunológico	91
13.1. Rim	91
13.2. Baço	91
13.3. Tecido linfóide associado à mucosa	91
14. Sistema reprodutor	92
14.1. Ovários	92
14.2. Testículos	93
15. Bibliografia consultada e recomendada	95

Capítulo 3

Sistemas de produção de peixes 97

Adriana Ferreira Lima

1. Introdução	97
2. Classificação do sistema de produção quanto ao uso da água	98
2.1. Sistema de água parada ou estático	98
2.2. Sistema com renovação de água	99
2.3. Sistema com recirculação de água	101
3. Classificação do sistema de produção quanto à intensificação da produção	101
3.1. Sistema extensivo	101
3.2. Sistema semi-intensivo	102
3.3. Sistema intensivo	103
4. Classificação do sistema de produção quanto à utilização das espécies	104
4.1. Cultivos consorciados	104
4.2. Policultivo	106
4.3. Monocultivo	106
5. Bibliografia consultada	108
6. Bibliografia recomendada	108

Capítulo 4

Implantação de piscicultura em viveiros escavados e tanques-rede 109

Fabício Pereira Rezende, Giovani Taffarel Bergamin

1. Introdução	109
2. Requisitos para construção de viveiros	110
2.1. Clima	110
2.2. Restrições ambientais	110
2.3. Infraestrutura básica, mão de obra, insumos e serviços	111
2.4. Topografia	111
2.5. Tipo de solo	111
2.6. Qualidade e disponibilidade de água	114

3. Infraestrutura de viveiros escavados e açudes	117
3.1. Dimensionamento das estruturas de cultivo	117
3.2. Estimativa de vazão de água para abastecimento	119
3.3. Construção de viveiros escavados	122
3.4. Proteção de taludes em viveiros escavados	130
4. Requisitos para instalação de tanques-rede	132
4.1. Áreas de criação	133
4.2. Instalação de tanques-rede	133
5. Infraestrutura de tanques-rede	135
5.1. Componentes básicos	135
5.2. Tamanho e formato dos tanques-rede	137
6. Bibliografia consultada e recomendada	138

Capítulo 5

Monitoramento e manejo da qualidade da água em pisciculturas	141
---	------------

*Giovanni Vitti Moro, Lucas Simon Torati,
Danielle de Bem Luiz, Flávia Tavares de Matos*

1. Introdução	141
2. Limnologia e práticas de piscicultura	142
3. Principais parâmetros de qualidade da água medidos em piscicultura	144
3.1. Turbidez e transparência	144
3.2. Temperatura	147
3.3. Oxigênio (O ₂) dissolvido na água	148
3.4. Potencial hidrogeniônico (pH)	151
3.5. Alcalinidade, dureza e pH	152
3.6. Nitrogênio (N), nitrificação, desnitrificação e amonificação	153
3.7. Toxidez dos compostos nitrogenados	155
3.8. Fósforo (P)	157
3.9. Carbono inorgânico	157
4. Variações dos parâmetros de qualidade de água	157
5. Eutrofização	159
6. Práticas de manejo que minimizam os impactos ambientais de uma piscicultura	160

7. Caracterização de efluentes de piscicultura	161
8. Técnicas para tratamento de efluentes de pisciculturas	163
8.1. Sistemas de policultivo	163
8.2. Sistema de recirculação	164
8.3. Lagoas de estabilização	164
8.3.1. Lagoas anaeróbias	165
8.3.2. Lagoas facultativas	165
8.3.3. Lagoas de maturação	166
8.3.4. Lagoas de macrófitas	167
8.3.5. <i>Wetlands</i> construídos (Sistema de tratamento de efluentes com macrófitas enraizadas)	167
9. Bibliografia consultada	169
10. Bibliografia recomendada	169

Capítulo 6

Nutrição e alimentação de peixes	171
---	------------

*Ana Paula Oeda Rodrigues, Giovani Taffarel Bergamin,
Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos*

1. Introdução	171
2. Hábitos alimentares	172
3. Rações para peixes	173
3.1. Tipos de rações	174
3.1.1. Quanto à natureza	174
3.1.2. Quanto à umidade	174
3.1.3. Quanto ao processamento	175
3.1.4. Quanto à função	177
4. Alimentação	180
4.1. Percepção e aceitação do alimento	180
4.2. Ingestão do alimento	180
4.3. Fornecimento do alimento	182
4.4. Horário da alimentação	184
4.5. Técnicas de alimentação	184

5. Exigências nutricionais	185
5.1. Energia	186
5.2. Proteína e aminoácidos	187
5.3. Lipídios	188
5.4. Carboidratos	189
5.5. Vitaminas	189
5.6. Minerais	191
6. Outros componentes da dieta	192
6.1. Água	192
6.2. Fibra alimentar	192
6.3. Antioxidantes	193
6.4. Pigmentos	193
6.5. Imunoestimulantes	194
6.6. Atrativos	194
6.7. Aglutinantes	195
6.8. Antinutrientes e toxinas	195
6.9. Metais pesados	199
6.10. Bifenis policlorados	199
6.11. Defensivos agrícolas	199
7. Ingredientes para a formulação de dietas para peixes	200
7.1. Ingredientes proteicos de origem animal	201
7.2. Ingredientes proteicos de origem vegetal	203
7.3. Ingredientes energéticos	205
8. Armazenamento de rações e ingredientes secos	206
9. Índices de desempenho e eficiência alimentar	208
10. Bibliografia consultada	210
11. Bibliografia recomendada	213

Capítulo 7

Princípios básicos de sanidade de peixes	215
---	------------

Marina Keiko Pieroni Iwashita, Patricia Oliveira Maciel

1. Introdução	215
2. Fisiologia de peixes aplicada à sanidade	216

2.1. Defesa inespecífica	216
2.2. Defesa específica	218
3. Manejo sanitário na piscicultura	219
3.1. Coleta de dados	221
3.2. Desinfecção	222
3.2.1. Desinfecção de estruturas de cultivo	223
3.2.2. Limpeza e desinfecção de equipamentos e utensílios	223
3.3. Qualidade da água e as doenças ambientais	224
3.4. Aquisição de animais para a piscicultura	227
3.5. Procedimentos para manipulação dos peixes	228
3.6. Gestão de resíduos e carcaças	230
4. Principais doenças de peixes de cultivo	231
4.1. Doenças virais	234
4.2. Doenças bacterianas	236
4.3. Doenças fúngicas	241
4.4. Doenças parasitárias	245
4.4.1. Ectoparasitos	247
4.4.2. Endoparasitos	254
5. Zoonoses	260
6. Uso de medicamentos	261
6.1. Vacinação	262
7. Necropsia de peixes e envio de material ao laboratório	263
8. Bibliografia consultada e recomendada	269

Capítulo 8

Genética aplicada à piscicultura	273
---	------------

*Anderson Luis Alves, Eduardo Sousa Varela,
Diogo Teruo Hashimoto*

1. Introdução	273
2. Melhoramento genético de peixes	274
2.1. Princípios de genética quantitativa	274
2.2. Seleção genética de reprodutores	275
2.3. Produção de animais consanguíneos	277

2.4. Interação genótipo-ambiente	281
2.5. Manipulação cromossômica	282
2.5.1. Controle do sexo dos peixes	284
2.6. Transgenia	285
3. Conservação genética em projetos de piscicultura	286
3.1. Bancos genéticos para programas de repovoamento	286
3.2. Impactos de linhagens geneticamente manipuladas	288
4. Marcadores genéticos em espécies de peixes	290
4.1. Marcadores cromossômicos	291
4.2. Marcadores moleculares	293
4.2.1. Alozymas	295
4.2.2. RAPD (Polimorfismo de DNA amplificado ao acaso)	295
4.2.3. PCR-RFLP (PCR de Polimorfismo de tamanho de fragmentos de restrição)	296
4.2.4. Microssatélites	297
4.2.5. Sequências de DNA mitocondrial (mtDNA)	298
5. Bibliografia consultada	299
6. Bibliografia recomendada	300

Capítulo 9

Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes 301

*Adriana Ferreira Lima, Giovanni Vitti Moro,
Luciana Nakaghi Ganeco Kirschnik, Renata Melon Barroso*

1. Introdução	301
2. Estratégias reprodutivas	301
3. Modificações no peixe durante o período reprodutivo	305
4. Reprodução de peixes migradores	306
5. Reprodução artificial de peixes migradores	309
5.1. Hipofisectomia	317
6. Larvicultura e alevinagem de peixes	318
7. Reprodução, larvicultura e alevinagem do tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	319
8. Reprodução, larvicultura e alevinagem de surubins (<i>Pseudoplatystoma spp.</i>)	322

9. Reprodução, larvicultura e alevinagem do jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>)	325
10. Reprodução e alevinagem do pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>)	326
11. Reprodução, larvicultura e alevinagem da tilápia-do-Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>)	330
11.1. Reprodução em hapas	330
11.2. Reprodução em tanques de alvenaria ou viveiros escavados	333
11.3. Coleta de ovos incubados x coleta de nuvens de larvas	333
11.4. Incubação dos ovos	333
11.5. Produção de alevinos revertidos	334
11.5.1. Processo de reversão sexual	334
11.5.2. Ração para o processo de reversão sexual	335
12. Reprodução e larvicultura do bagre do canal ou americano (<i>Ictalurus punctatus</i>)	337
13. Reprodução e larvicultura da carpa comum (<i>Cyprinus carpio</i>)	339
14. Transporte de larvas e alevinos	340
15. Bibliografia consultada	343
16. Bibliografia recomendada	346

Capítulo 10

Engorda de peixes	347
--------------------------------	------------

*Adriana Ferreira Lima, Giovani Taffarel Bergamin,
Giovanni Vitti Moro*

1. Introdução	347
2. Cuidados iniciais para a engorda de peixes	347
3. Cuidados na aquisição e estocagem de alevinos	350
4. Engorda de pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>)	352
5. Engorda de tilápia (<i>Oreochromis niloticus</i>)	354
6. Engorda de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>)	361
7. Engorda de tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	363
8. Engorda de surubins	367
9. Engorda de carpas	370

10. Engorda de catfish (<i>Ictalurus punctatus</i>)	372
11. Bibliografia consultada	375
12. Bibliografia recomendada	377

Capítulo 11

Despesca e abate de peixes	379
---	------------

*Patrícia Costa Mochiaro Soares Chicrala,
Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos*

1. Introdução	379
2. Despesca	380
2.1. Planejamento	381
2.2. Jejum e depuração	382
2.3. Retirada dos peixes	384
2.4. Transporte	386
3. Insensibilização e abate de peixes	388
3.1. Métodos de insensibilização e abate	390
4. Bibliografia consultada e recomendada	397

Capítulo 12

Composição, alterações pós-morte e métodos de conservação do pescado	401
---	------------

*Leandro Kanamaru Franco de Lima,
Peter Gaberz Kirschnik*

1. Introdução	401
2. Composição do pescado e alterações pós-morte	402
2.1. Estrutura do corpo dos peixes	402
2.2. Composição química	403
2.3. Alterações pós-morte em pescado	404
3. Métodos de conservação	406
3.1. Aspectos gerais	406
3.2. Conservação pelo uso do frio	407
3.2.1. Fundamento tecnológico	407
3.2.2. Resfriamento	407

3.2.3. Congelamento	408
3.2.4. Pós-tratamento ao congelamento	409
3.3. Conservação pelo uso do calor	410
3.3.1. Fundamento tecnológico	410
3.4. Salga e secagem	411
3.4.1. Secagem	411
3.4.1.1. Fundamento tecnológico	411
3.4.2. Salga	412
3.4.2.1. Fundamento tecnológico	413
3.4.2.2. Métodos de salga	413
3.4.2.3. Características do sal	414
3.5. Defumação	414
3.5.1. Fundamento tecnológico	415
3.5.2. Etapas de defumação	416
3.5.3. Tipos de defumação	416
3.6. Fermentação	417
3.6.1. Fundamento tecnológico	417
3.6.2. Produtos fermentados	418
3.7. Carne mecanicamente separada	418
3.7.1. Obtenção da polpa de pescado	418
3.7.2. <i>Surimi</i>	419
3.7.3. Elaboração do <i>surimi</i>	420
4. Bibliografia consultada e recomendada	421

Lista de nomes comuns e científicos das espécies de peixe citadas	423
--	------------

Glossário	427
------------------------	------------

Capítulo 1

Espécies de peixe para piscicultura

*Giovanni Vitti Moro
Fabrício Pereira Rezende
Anderson Luís Alves
Diogo Teruo Hashimoto
Eduardo Sousa Varela
Lucas Simon Torati*

1. Introdução

Os peixes constituem cerca de 50% de todas as espécies de animais vertebrados conhecidas, ou seja, é o grupo de maior diversidade dentre os vertebrados. De acordo com Nelson (2006), entre os 54.700 vertebrados descritos, 28.400 são peixes, sendo 11.952 de água doce. Para a região Neotropical, são descritas por volta de 4.500 espécies válidas de peixes de água doce (REIS et al., 2003). Por esse motivo, existem espécies com as mais variadas adaptações morfológicas, fisiológicas e comportamentais, garantindo o sucesso nos mais diversos tipos de ambientes. Os peixes estão divididos em duas classes, a dos Chondrichthyes, que compreende todos os peixes cartilaginosos, como os tubarões e as arraias, e a dos Osteichthyes, que é composta pelos peixes ósseos da superclasse Actinopterygii. As espécies de peixes ósseos estão distribuídas na subclasse Neopterygii, infraclasse Halecostomi e infraclasse Teleostei, sendo esta a maior em número de espécies (20.812), composta ainda por 35 ordens, 409 famílias e 3.876 gêneros.

Dessas 35 ordens, as mais conhecidas, exploradas tanto na pesca como na aquicultura, e com maior diversidade são: ordem dos Cypriniformes, composta por peixes com boca protrátil, sem dentes, cabeça não coberta de escamas e sem nadadeira adiposa; ordem dos Characiformes, com peixes endêmicos do continente Africano e das Américas Central e do Sul, são os peixes de escama típicos, com uma variedade muito grande de forma, distribuídos em mais de 10 diferentes famílias que normalmente possuem dentes e nadadeira adiposa reduzida; ordem dos Siluriformes, formada pelos peixes com o corpo recoberto de couro (bagres) ou placas ósseas (cascudos), podem apresentar os ossos do crânio expostos (placa nugal), possuem barbilhões, fortes acúleos nas nadadeiras dorsal e peitoral e nadadeira adiposa

agigantada; e a ordem dos Perciformes, que é a maior ordem de vertebrados, com cerca de 7.800 espécies, geralmente possuem raios rígidos (espinhos) nas nadadeiras e nadadeira dorsal com duas partes distintas – raios duros (espinhos) e moles; nadadeiras peitorais na região mediana do corpo e escamas ctenoides. Apesar da grande variedade de espécies, apenas algumas poucas são utilizadas em piscicultura no mundo e exploradas para fins de produção de alimento. Com isso, é de se esperar que existam inúmeras espécies com potencial para esse fim e que ainda não são exploradas.

As espécies utilizadas para a produção podem ser exóticas (alóctones) ou nativas (autóctones). De modo geral, na produção aquícola, são denominadas nativas as que ocorrem naturalmente nas bacias hidrográficas do Brasil (endêmica ou não) e exóticas aquelas que não são do Brasil. No entanto, estas ocorrem fora da sua área de distribuição natural e, historicamente, ocorrem por introdução accidental ou intencional. Espécies de uma bacia hidrográfica podem não ocorrer naturalmente em outras bacias dentro do Brasil e, nesse caso, são denominadas alóctones, apesar de conceitualmente se referirem a espécies não nativas. O tambaqui, por exemplo, é uma espécie nativa de peixe que ocorre na bacia Amazônica sendo considerada exótica na bacia do Prata (Paraná-Paraguai-Uruguai-Plata). Já a tilápia, por ser oriunda de outro país, é considerada exótica a qualquer bacia hidrográfica no Brasil.

Considerando o fato de que o Brasil está inserido em uma zona de clima tropical (região Neotropical), onde o maior número das espécies de peixes está distribuído, não se justifica a produção piscícola ser baseada principalmente em espécies exóticas, em detrimento das nativas. Em parte, essa característica pode ser explicada pelo fato de as espécies exóticas, como a tilápia, as carpas, a truta e o bagre americano, já possuírem um vasto desenvolvimento tecnológico, o que possibilita menor custo de produção, oferta de peixes com qualidade e preços mais vantajosos aos consumidores. Já para as espécies nativas há uma carência de protocolos e tecnologias voltadas para a produção.

Esse cenário fica evidente quando consideramos os dados estatísticos da produção aquícola de espécies exóticas no Brasil, onde de 2007 a 2010 representou aproximadamente 65% do total produzido pela piscicultura (adaptado de MPA, 2010; MPA, 2012). Embora esses números sejam expressivos e importantes economicamente, do ponto de vista ambiental, a introdução de espécies exóticas pode trazer riscos às populações locais de espécies nativas. Um bom exemplo é o caso da introdução do bagre africano (*Clarias gariepinus*) e do tucunaré (*Cichla kelberi*) na bacia do Rio Doce, que, devido à rusticidade e adaptabilidade dessas espécies, que lhes conferem maior competitividade por habitat e alimentos, resultou em desequilíbrio do ecossistema local e o desaparecimento de diversas espécies nativas. Um exemplo clássico no continente africano foi a introdução da perca-do-Nilo (*Lates niloticus*) no Lago Vitória, que provocou

a extinção de pelo menos 200 espécies de peixes naquele ambiente entre 1977 e 1986. O impacto da introdução de espécies, sejam elas exóticas ou alóctones (nativas de outra bacia no mesmo país), na piscicultura, ainda é pouco discutido e estudado, e com isso são utilizadas com frequência não só na piscicultura, mas também para fins de pesca esportiva e ornamentação.

Nesse sentido, este capítulo abordará as características biológicas e zootécnicas das principais espécies de peixes, nativas e exóticas, produzidas no Brasil para alimentação e ornamentação. Apresenta também aspectos da produção de híbridos de espécies de peixes nativos que representam grande parte da produção aquícola do país e que pode resultar em impactos negativos para o setor em longo prazo.

2. Espécies nativas

Conforme abordado, a diversidade de espécies nativas de peixes de água doce no Brasil e o endemismo nas principais bacias hidrográficas são favoráveis ao desenvolvimento da piscicultura baseada nessas espécies. Entretanto, a realidade é oposta e há o predomínio do cultivo de espécies exóticas. Dentre as espécies de peixes encontradas nas bacias hidrográficas brasileiras, podemos destacar 52 espécies nativas que já estão sendo produzidas ou que têm grande potencial produtivo (Tabela 1) e 11 espécies exóticas produzidas e com ocorrência nas bacias hidrográficas brasileiras (Tabela 2).

No Brasil, dentre as espécies nativas, quatro grupos se destacam: as famílias Characidae (p.ex. matrinxã e piracanjuba), Serrasalminidae (tambaqui, pacu e pirapitinga), Anostomidae (piauí-açu) e Pimelodidae (surubins, pintado, cacharas e mandis). Estas correspondem a cerca de 3/4 das espécies destinadas à produção de carne e a 1/3 do volume total produzido pela piscicultura brasileira. Das espécies nativas, que são produzidas ou com potencial para a piscicultura, poucas possuem tecnologia de produção totalmente desenvolvida e consolidada para as diferentes fases de cultivo. O cultivo de espécies nativas de elevado valor como o pirarucu (*Arapaima gigas*) ainda acontece em pequena escala, pois não existe oferta de alevinos em grande quantidade, ou esta não é constante, o que dificulta o planejamento da produção e comercialização do pescado.

Tabela 1. Lista de espécies de peixes nativos de água doce produzidas ou com potencial para a piscicultura de corte no Brasil, conforme bacias hidrográficas de origem.

Nome popular	Espécie	Ocorrência (Bacias)
Apaiari	<i>Astronotus ocellatus</i> (Agassiz, 1831)	Amazônica
Cachara	<i>Pseudoplatystoma punctifer</i> (Castelnau, 1855)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Cachara	<i>Pseudoplatystoma reticulatum</i> Eigenmann & Eigenmann, 1889	Paraná; Paraguai
Caranha, Pirapitinga	<i>Piaractus brachipomus</i> (Cuvier, 1818)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Curimatã	<i>Prochilodus nigricans</i> Spix & Agassiz, 1829	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Curimbatã	<i>Prochilodus argenteus</i> Spix & Agassiz, 1829	São Francisco
Curimbatã	<i>Prochilodus lineatus</i> (Valenciennes, 1837)	Paraná; Paraguai; Uruguai
Curvina	<i>Plagioscion squamosissimus</i> (Heckel, 1840)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Dourada	<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i> (Castelnau, 1855)	Amazônica
Dourado	<i>Salminus brasiliensis</i> (Cuvier, 1816)	Paraná; Paraguai; Uruguai
Dourado	<i>Salminus franciscanus</i> Lima & Britski, 2007	São Francisco
Jaú	<i>Zungaro jahu</i> (Lhering, 1898)	Paraná; Paraguai; Uruguai
Jaú	<i>Zungaro zungaro</i> (Humboldt, 1821)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Jundiá	<i>Rhamdia quelen</i> (Quoy & Gaimard, 1824)	Paraná; Uruguai
Jundiá amazônico	<i>Leiarius marmoratus</i> (Gill, 1870)	Amazônica
Jurupoca	<i>Hemisorubim platyrhynchos</i> (Valenciennes, 1840)	Amazônica
Lambari	<i>Astyanax altiparanae</i> Garutti & Britski, 2000	Paraná
Mandi	<i>Pimelodus maculatus</i> Lacepède, 1803	Uruguai

Matrinxã	<i>Brycon amazonicus</i> (Spix & Agassiz, 1829)	Amazônica
Matrinxã	<i>Brycon gouldingi</i> Lima, 2004	Tocantins-Araguaia
Pacu	<i>Piaractus mesopotamicus</i> (Holmberg, 1887)	Paraná; Paraguai; Uruguai
Piabanha	<i>Brycon insignis</i> Steindachner, 1877	Atlântico Leste (Rio Paraíba do Sul)
Piapara	<i>Leporinus elongatus</i> Valenciennes, 1850	Paraná; Paraguai; Uruguai
Piau	<i>Leporinus obtusidens</i> (Valenciennes, 1837)	Paraná; Uruguai
Piau malhado	<i>Leporinus maculatus</i> Müller & Troschel, 1844	Tocantins-Araguaia
Piau-açu	<i>Leporinus macrocephalus</i> Garavello & Britski, 1988	Paraná; Paraguai
Piava	<i>Leporinus friderici</i> (Bloch, 1794)	Amazônica; Tocantins-Araguaia; Paraná; Paraguai; São Francisco
Piava-bicuda	<i>Leporinus conirostris</i> Steindachner, 1875	Atlântico Leste (Rio Paraíba do Sul)
Pintado	<i>Pseudoplatystoma corruscans</i> (Spix & Agassiz, 1829)	Paraná; Paraguai; Uruguai
Piracanjuba	<i>Brycon orbignyanus</i> (Valenciennes, 1850)	Paraná; Uruguai
Piraíba, filhote	<i>Brachyplatystoma filamentosum</i> (Lichtenstein, 1819)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Pirapitinga do sul	<i>Brycon opalinus</i> (Cuvier, 1819)	Atlântico Leste (Rio Paraíba do Sul)
Pirarara	<i>Phractocephalus hemiliopterus</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Pirarucu	<i>Arapaima gigas</i> (Schinz, 1822)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Surubim	<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i> (Valenciennes, 1840)	Amazônica
Surubim bocudo	<i>Steindachneridion scriptum</i> (Miranda Ribeiro, 1918)	Paraná; Uruguai
Surubim do Paraíba	<i>Steindachneridion parahybae</i> (Steindachner, 1877)	Atlântico Leste (Rio Paraíba do Sul)
Surubim do Doce	<i>Steindachneridion doceanum</i> (Eigenmann & Eigenmann, 1889)	Atlântico Leste (Rio Doce)
Surubim do Jequitinhonha	<i>Steindachneridion amblyurum</i> (Eigenmann & Eigenmann, 1888)	Atlântico Leste (Rio Jequitinhonha)

Surubim do Iguçu	<i>Steindachneridion melanodermatum</i> Garavello, 2005	Paraná
Surubim manchado	<i>Steindachneridion punctatum</i> (Miranda Ribeiro, 1918)	Paraná; Uruguai
Tabarana	<i>Salminus hilarii</i> Valenciennes, 1850	São Francisco
Tabarana	<i>Salminus iquitensis</i> Valenciennes, 1850	Amazônica; Tocantins-Araguaia; Paraná
Tambaqui	<i>Colossoma macropomum</i> (Cuvier, 1816)	Amazônica
Traíra	<i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch, 1794)	Paraná
Trairão	<i>Hoplias lacerdae</i> Miranda Ribeiro, 1908	Amazônica; Tocantins-Araguaia; Paraná; Paraguai
Trairão da Amazônia	<i>Hoplias aimara</i> (Valenciennes, 1847)	Amazônica; Tocantins-Araguaia
Tucunaré	<i>Cichla kelberi</i> Kullander & Ferreira, 2006	Tocantins-Araguaia
Tucunaré	<i>Cichla monoculus</i> Spix & Agassiz, 1831	Amazônica
Tucunaré	<i>Cichla piquiti</i> Kullander & Ferreira, 2006	Tocantins-Araguaia
Tucunaré-açu	<i>Cichla temensis</i> Humboldt, 1821	Amazônica
Tucunaré-amarelo	<i>Cichla ocellaris</i> Bloch & Schneider, 1801	Amazônica

Tabela 2. Lista de espécies de peixes exóticos de água doce utilizadas para piscicultura de corte no Brasil.

Nome popular	Espécie	Ocorrência (Bacias)
Bagre africano	<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)	África (Rio Nilo e Lago Victoria)
Bagre americano	<i>Ictalurus punctatus</i> (Rafinesque 1818)	América do Norte (Rio Ohio e Rio Saint Lawrence)
Carpa cabeçuda	<i>Aristichthys nobilis</i> (Richardson, 1845)	Ásia (China)
Carpa capim	<i>Ctenopharyngodon idella</i> (Valenciennes, 1844)	Ásia (China)
Carpa comum	<i>Cyprinus carpio</i> Linnaeus, 1758	Europa e Ásia
Carpa prateada	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valenciennes, 1844)	Ásia (China)
Tilápia-de-Moçambique	<i>Oreochromis mossambicus</i> (Peters, 1852)	África (Rio Zambezi)
Tilápia-de-Zanzibar	<i>Oreochromis urolepis hornorum</i> (Trewavas, 1966)	África (Rio Wami)
Tilápia-do-Congo	<i>Tilapia rendalli</i> (Boulenger, 1897)	África (Rio Congo e Lago Tanganica)
Tilápia-do-Nilo	<i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758)	África (Rio Nilo)
Truta arco-íris	<i>Oncorhynchus mykiss</i> (Walbaum, 1792)	América do norte

Em face das diferenças nas características edafoclimáticas e ecológicas de cada região, existem ainda um enorme potencial a ser explorado e uma urgente necessidade de geração de conhecimento sobre a biologia e desenvolvimento de tecnologias para a produção de espécies de peixes nativos do Brasil. Outro ponto importante a ser repensado é que o cultivo de peixes híbridos interespecíficos vem aumentando no país nos últimos anos. O impacto da introdução desses animais no ambiente natural ainda é desconhecido, e poderá levar a extinção local de populações nativas por eventos de cruzamentos de híbridos com puros em ambiente natural, causando assim contaminação genética dos estoques e, conseqüentemente, sua eliminação.

2.1. Peixes redondos: tambaqui, pacu, pirapitinga e seus híbridos

O termo popular “peixes redondos” é sugestivo quanto ao formato corporal dos animais que compõem esse grupo de espécies: tambaqui (*Colossoma macropomum*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), pirapitinga (*Piaractus brachipomus*) (Figura 1) e seus híbridos. São peixes da família Serrasalminidae e caracterizam-se por apresentar corpo robusto com formato arredondado, dorso alto e região das costelas ampla, o que possibilita bons cortes para a indústria. Além de boca com dentes molariformes e mandíbulas fortes que permitem triturar os alimentos, apresentam rastros branquiais desenvolvidos e capazes de realizar a captura de plâncton como fonte alimentar. Dentre os peixes nativos, os peixes redondos são os mais produzidos no país, correspondendo à aproximadamente 26% do total de pescado da piscicultura brasileira (MPA, 2010; MPA, 2012), e seu potencial se deve à grande rusticidade e boas taxas de crescimento e de conversão alimentar.

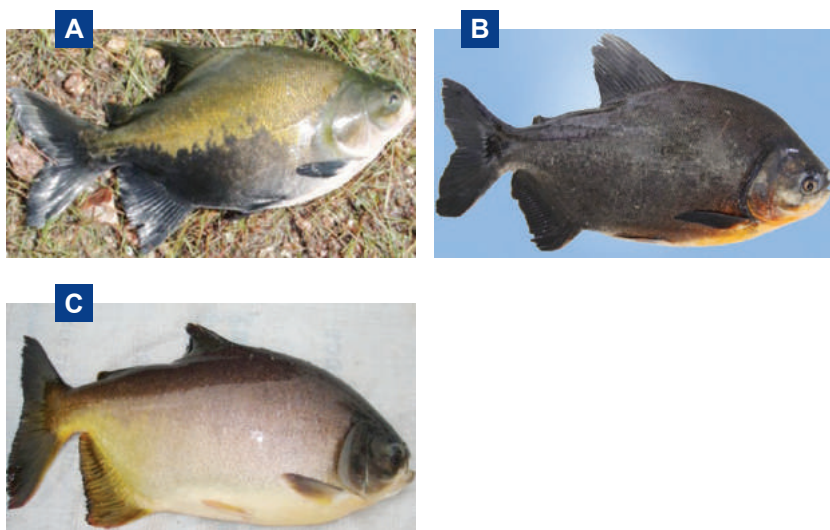


Figura 1. Exemplos adultos de tambaqui (A), pirapitinga (B) e pacu (C).
Fotos: (A e C) Giovani T. Bergamin; (B) Jefferson Christofoletti.

O tambaqui e a pirapitinga são produzidos principalmente nas regiões Norte, Nordeste e Centro-Oeste em sistemas de barragens e viveiros escavados, ao passo que o pacu é produzido preferencialmente nas regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste, em viveiros escavados ou em tanques-rede. Os peixes redondos apresentam hábito alimentar onívoro com comportamento frugívoro. Na natureza, alimentam-se de folhas, caules moles, flores, frutos, sementes, zooplâncton, artrópodes, moluscos e peixes, sendo o tambaqui muito hábil e eficiente na captura de zooplâncton.

O tambaqui é nativo da bacia Amazônica e, de forma geral, apresenta taxas de crescimento melhores do que o pacu e a pirapitinga. O pacu, por sua vez, é nativo da bacia do rio Prata, sendo uma espécie resistente a temperaturas mais baixas. A pirapitinga é nativa das bacias hidrográficas do Norte do país (Tocantins-Araguaia e Amazonas) e apreciada pela maior deposição muscular na região do lombo. A formação de híbridos com essas três espécies é praticada por muitos piscicultores, na expectativa de produzir peixes com características favoráveis à produção.

O tambacu é o híbrido mais produzido e resulta do cruzamento entre fêmeas de tambaqui e machos de pacu (a nomenclatura do híbrido é a junção do nome popular das duas espécies parentais, sendo mais comum apresentar a fêmea antes do macho). Nesse caso, o híbrido apresenta maior resistência a baixas temperaturas em relação ao tambaqui puro (característica do pacu) e maiores taxas de crescimento em comparação ao pacu puro (característica do tambaqui). A patinga é obtida pelo cruzamento da fêmea do pacu com o macho da pirapitinga, na tentativa de se obter um peixe com maior deposição muscular no lombo (característica da pirapitinga) e possível de ser cultivado em regiões mais frias (característica do pacu). Por fim, existe também a tambatinga, obtida pelo cruzamento da fêmea do tambaqui com o macho da pirapitinga e que reúne as características zootécnicas já mencionadas para ambas as espécies, e, atualmente, vem ganhando mercado e representa a maior produção na região norte e centro-oeste do país.

Considerando a possibilidade de formação de híbridos, poucas pisciculturas no Brasil produzem essas espécies puras para comercialização na forma de alevinos. Entretanto, essa prática pode representar riscos ambientais relacionados principalmente com a degeneração genética de populações nativas, pelo retrocruzamento dos híbridos com uma ou ambas as espécies parentais. Isto ocorre, frequentemente, devido à fuga de híbridos das pisciculturas para o ambiente natural ou introdução intencional de indivíduos ditos puros que, na prática, são híbridos. Uma possível alternativa para essa questão seria produção de híbridos triploides, em que a prole produzida seria estéril e, por isso, não oferece risco no caso de algum escape para a natureza. No entanto, a tecnologia não está totalmente dominada (com protocolos disponíveis) e resultaria em um esforço maior do produtor no momento da reprodução induzida.

Alguns parâmetros para a produção dessas espécies em cativeiro já foram definidos, como o nível ideal de proteína bruta na dieta entre 22 a 28%, dependendo da fase de desenvolvimento, energia de 2.600 a 4.000 kcal/kg, lipídios em torno de 7% e inclusão de no máximo 40% de carboidratos. A ração com maior nível de proteína deve ser utilizada para peixes no início do cultivo, enquanto que, na terminação, comumente é utilizada uma ração com nível mais baixo de proteína. Um dos principais problemas no processamento dessas espécies é a presença de espinhos intramusculares em forma de “Y”, que dificultam o consumo de peixes com porte inferior a 1,5 kg. Por

outro lado, a retirada da fileira de espinhos, em peixes com tamanho superior a 1,5 kg, é realizada com o uso de técnicas para corte e filetagem já disponíveis, apesar de ainda pouco difundidas. No entanto, há cortes especiais, como exemplo, as costelinhas de tambaqui, comercializadas em bandejas para petiscos e que possuem excelentes preços para comercialização e elevada aceitação no mercado. Porém, para a obtenção desse tipo de corte, são necessários peixes maiores, com peso superior a 2,5 kg.

2.2. Matrinxã e piracanjuba

A matrinxã (*Brycon amazonicus*) e a piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) (Figura 2) pertencem à família Characidae e são peixes de corpo alongado e robusto, alcançam porte entre um e meio a dois quilos logo no primeiro ano de cultivo. Possuem a boca relativamente ampla com dentes molariformes e, semelhante aos peixes redondos, também apresentam rastros branquiais bem desenvolvidos, característica que lhes confere a habilidade para capturar o plâncton como item alimentar. Ambas possuem hábito alimentar onívoro, consumindo frutos, sementes, aracnídeos, anelídeos, insetos e peixes (principalmente a matrinxã) em ambiente natural. Possuem grande potencial para produção em cativeiro devido ao excelente sabor da carne. A matrinxã é nativa da bacia Amazônica, enquanto a piracanjuba se distribui desde Honduras até a bacia do Prata, na Argentina.

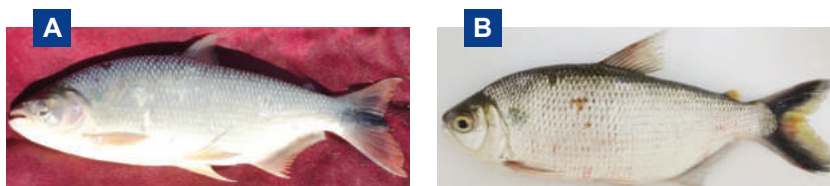


Figura 2. Exemplos adultos de piracanjuba (A) e matrinxã (B). Fotos: (A) Diogo T. Hashimoto; (B) Jefferson Christofoletti.

A piracanjuba pode apresentar uma pigmentação avermelhada no filé, que é típica da espécie e consequência do acúmulo de compostos carotenoides. Isso lhe confere um potencial ainda maior para piscicultura, uma vez que a pigmentação do filé é uma característica bastante apreciada e passível de ser explorada, a exemplo do que ocorre no mercado do salmão e da truta. No entanto, um problema para a consolidação de tecnologias de produção tanto da piracanjuba quanto da matrinxã ainda é a falta de conhecimento quanto às exigências nutricionais das espécies. De modo geral, o nível de proteína bruta ideal em suas rações, na fase de alevinagem, é de 36% e, na

engorda, em torno de 28%. A exigência energética é de aproximadamente 3.000 kcal/kg na fase de engorda, sendo ideal utilizar nível máximo de 25% de carboidratos e 5% de lipídios na dieta.

A piracanjuba é produzida principalmente na região Sudeste do Brasil e possui um alto valor de mercado. As regiões Sul e Centro-Oeste do país também exploram essa espécie comercialmente, mas em menor volume quando comparada a região Sudeste. A matrinxã é produzida principalmente na região Norte, mais especificamente no estado do Amazonas, sendo sua produção comumente realizada em canais de igarapés. A região Sudeste também a produz, mas em menor volume e voltado para uso em estabelecimentos do tipo “pesque-pague”. No Brasil, grande parte dos alevinos de matrinxã é produzida na região Sudeste e Norte.

2.3. Surubins, pintado, cacharas e seus híbridos

Os surubins e os grandes bagres, em geral, possuem corpo robusto em formato fusiforme e ausência de escamas, por isso são chamados de peixes de couro. Apresentam cabeça grande, olhos pequenos e barbilhões táteis, características adaptativas relacionadas ao seu hábito noturno. Por terem hábito alimentar piscívoro, estes necessitam ser condicionados a consumir rações para serem produzidos em cativeiro. As principais espécies de interesse econômico desse grupo são de grande porte, geralmente capturadas na natureza com pesos superiores a 18 kg. Contudo, nas pisciculturas, são produzidos até atingirem de 2 a 3 kg.

A família Pimelodidae é considerada um dos grupos mais importantes para a piscicultura, sendo atualmente formada por 29 gêneros e 93 espécies. Dentro desta família, destacam-se algumas espécies pelo seu grande porte e qualidade da carne, como as pertencentes aos gêneros *Brachyplatystoma* (filhotes, piraibas e douradas), *Steindachneridion* e *Pseudoplatystoma* (surubins, pintados e cacharas), *Zungaro* (jaús), *Leiarius* (peixe-onça ou jundiá-amazônico) e *Phractocephalus* (pirarara) (Figuras 3, 4 e 5). São espécies piscívoras que apresentam carne de excelente qualidade e sem espinhos intramusculares, além de elevado crescimento e eficiência alimentar, parâmetros que justificam seu potencial para a produção comercial.

A oferta de surubins oriundos da produção pesqueira no mercado vem reduzindo a cada ano devido à sobrepesca. Nesse sentido, o cultivo dessas espécies auxilia a suprir a demanda do mercado, reduzindo o impacto sobre as populações em ambientes naturais. Entretanto, a única espécie que consta na estatística pesqueira é o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), cujo crescimento da produção foi de 94%, no período de 2006 a 2009. Entretanto, a produção dos surubins é quase exclusivamente feita utilizando o híbrido gerado pelo cruzamento entre pintado e

cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*), denominado popularmente de “ponto-e-vírgula”. Este foi o primeiro híbrido de surubins com elevada produção e, por muito tempo, cultivado por apresentar características desejáveis como maior crescimento e rusticidade quando comparado com as espécies puras, especialmente na fase de alevinagem. Atualmente, esse híbrido vem perdendo espaço para híbridos com outras espécies de bagres.

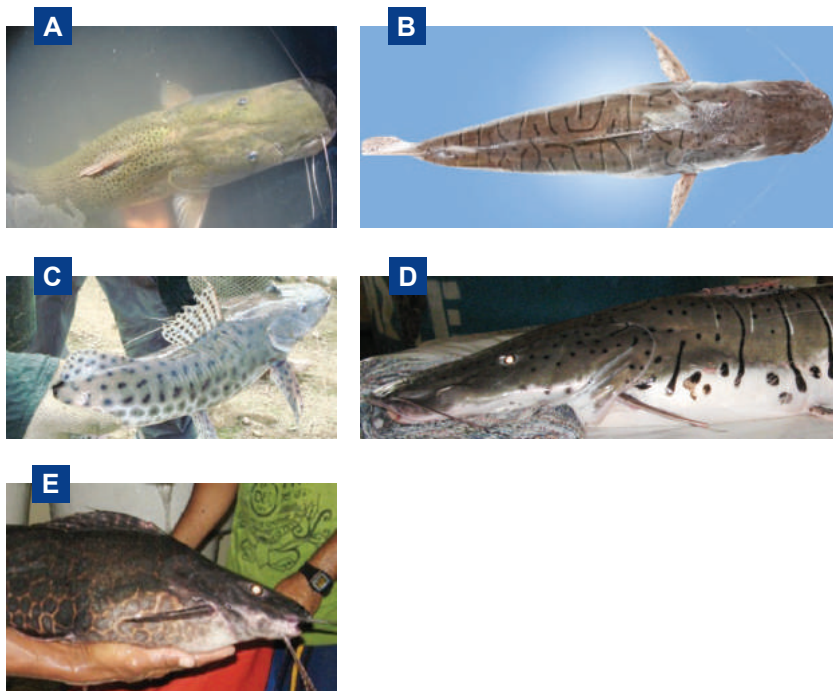


Figura 3. Exemplos adultos de pintado (A), cachara-do-Pantanal (*P. reticulatum*) (B), híbrido jundiara (C), cachara amazônica (*P. punctifer*) (D) e jundiá-da-Amazônia (*Leicorhina marmoratus*) (E). Fotos: (A) Adriana F. Lima; (B) Jefferson Christofletti; (C) Luciana N. Ganeco; (D e E) Anderson L. Alves.

Uma alternativa que tem sido empregada por vários produtores é o cruzamento intergêneros com outros Siluriformes de hábitos alimentares menos carnívoros ou onívoros, que apresentam maior facilidade para treinamento alimentar e aceitação de rações, bem como incipiência de canibalismo nas fases de larvicultura e alevinagem. Dentre as principais espécies utilizadas na hibridação, o jundiá-amazônico (*Leicorhina marmoratus*) e a pirarara (*Phractocephalus hemiliopterus*) merecem destaque e são geralmente cruzados com a cachara, produzindo os híbridos jundiara ou “pintado-da-Amazônia” (fêmea de cachara x macho de jundiá-amazônico) e “cachapira” (fêmea de

cachara x macho de pirarara). Os produtos desses cruzamentos são animais menos vorazes do que os surubins puros e o híbrido “ponto-e-vírgula”, com maior facilidade de condicionamento ao arraçoamento, o que facilita o fornecimento de alimento nas fases iniciais de vida e reduz o problema do canibalismo durante a larvicultura, que são grandes entraves da produção de surubins. Até o momento, existem poucos estudos sobre a viabilidade desses peixes em pisciculturas e poucos dados estatísticos referentes à sua produção. Sua comercialização, porém, vem crescendo rapidamente e ganhando mercado; por outro lado, os impactos como a contaminação de estoques puros de pintado e cachara em rios e pisciculturas é uma realidade que tende a resultar em sérias consequências futuras.

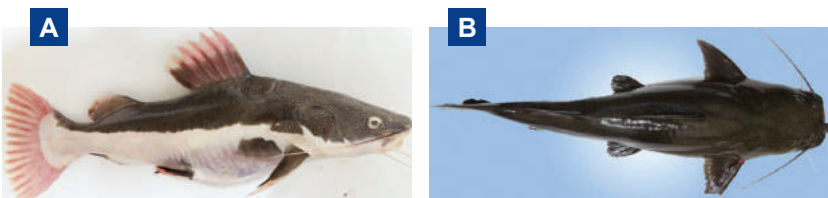


Figura 4. Exemplares adultos de pirarara (A) e jaú (B). Fotos: Jefferson Christofolletti.

Acerca da nutrição dos surubins, sabe-se que são peixes exigentes e que necessitam de rações com cerca de 40% de proteína bruta. Contudo, há necessidade de mais estudos para a consolidação de tecnologias de produção, especialmente sobre a nutrição dessas espécies. Os surubins são produzidos principalmente em sistemas de tanques escavados e, em alguns casos, em tanques-rede ou pequenas barragens. Ainda dentro deste grupo, existem espécies de grande porte, superiores a 6 kg, pouco estudadas e ainda não exploradas comercialmente, mas que apresentam grande potencial para a piscicultura de corte como: o surubim-do-Paraíba (*Steindachneridion parahybae*), surubim-do-doce (*S. doceanum*), surubim-do-Jequitinhonha (*S. amblyurum*), surubim-bocudo (*S. scriptum*), surubim-manchado (*S. punctatum*) e surubim-do-iguaçu (*S. melanodermatum*), assim como o barbado (*Pinirampus pirirampu*) e o jurupessen (*Sorubim lima*). Esses peixes atualmente são pouco capturados devido à pesca predatória realizada no século XX e ao assoreamento das regiões com aflorações rochosas nos leitos dos rios, habitat típico destes animais. Como consequência disto, suas populações são relativamente pequenas e são animais raros de se encontrar, mas que possuem alto potencial para piscicultura, embora a falta de tecnologias de reprodução e produção também inviabilizem sua produção em escala.

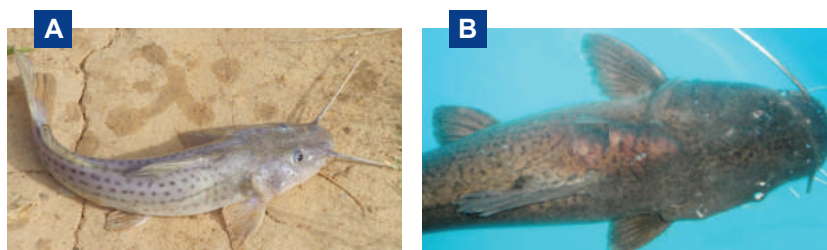


Figura 5. Exemplares adultos de surubim-do-Paraíba (A) e surubim bocudo (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Giovanni V. Moro.

2.4. Piaus e piaparas

Os piaus são espécies de corpo alongado e porte médio, que apresentam grande adaptabilidade ao manejo, hábito alimentar bastante diversificado e já possuem tecnologia de reprodução e larvicultura consolidada. Os piaus pertencem à família Anostomidae, que compreende um grupo de doze gêneros, com ampla distribuição nas Américas do Sul e Central e representantes em todas as bacias hidrográficas brasileiras. O gênero *Leporinus*, com 87 espécies, e *Schizodon*, com 14 espécies, são os mais representativos dessa família. Dos gêneros citados, existem quatro espécies com elevado potencial e valor econômico, tais como o piau-açu (*L. macrocephalus*), a piapara (*L. elongatus*), o piau três pintas (*L. friderici*) e a piava (*L. obtusidens*). Tais espécies apresentam características zootécnicas interessantes e promissoras para a piscicultura, dentre as quais se destacam: tecnologia de reprodução já consolidada, maturidade sexual logo após o primeiro ano de vida, tolerância ao manejo, fácil aceitação de ração em cativeiro, rusticidade, excelente sabor da carne e rapidez no crescimento.

O piau-açu e a piapara (Figura 6) possuem grande aceitação no mercado, apesar de apresentarem espinhos em forma de “Y”. Embora possuam um leve acúmulo de gordura na região ventral, sua carne é saborosa e de excelente qualidade. É ainda apreciado pelos pescadores comerciais e esportivos devido ao comportamento agressivo quando são capturados com anzol, características que os tornam muito procurados também pelos criadores que fornecem peixes aos empreendimentos de “pesque-pague”.

A hibridação interespecífica pelo cruzamento da fêmea de piau-açu e macho de piapara gera o híbrido “piaupara”. Trata-se de um híbrido pouco produzido e comercializado em algumas pisciculturas do estado de São Paulo. No entanto, ainda não há estudos descritos na literatura informando sobre possíveis vantagens e desvantagens desse híbrido em relação a suas espécies parentais. Dessa forma,

devido aos potenciais riscos que os híbridos podem causar à redução de biodiversidade no ambiente natural, a sua utilização deve ser realizada com cautela, assim como dos híbridos em redondos e surubins.

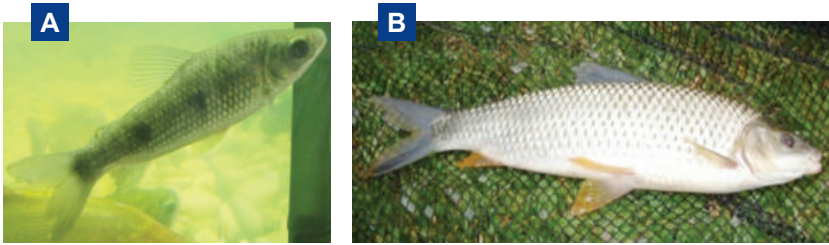


Figura 6. Alevino de piau-açu (A) e exemplar adulto de piapara (B). Fotos: (A) Jefferson Christofoletti; (B) Giovanni T. Bergamin.

O piau-açu e a piapara são produzidos comercialmente em pequena escala nas regiões Sudeste, Centro-Oeste e Norte. Com relação às suas exigências nutricionais, estas foram definidas apenas para o piau-açu em termos de proteína bruta na dieta, a qual varia de 30 a 36% na fase de engorda (com maior nível de proteína para juvenis e menor nível para terminação). Os piaus são produzidos em sistemas de viveiros escavados e barragens.

2.5. Curimatás

A família Prochilodontidae é composta por várias espécies com elevado potencial para criação comercial, haja vista sua alta rusticidade e tecnologia de reprodução e alevinagem completamente consolidadas. Várias espécies são cultivadas atualmente, sendo estas: *Prochilodus argenteus*, *P. lineatus*, *P. nigricans* (Figura 7) e *P. lacustris*. Apresentam o corpo alongado e achatado lateralmente e o dorso alto com elevado rendimento de filé (46 a 58%). São animais perifitófagos e a boca protrátil inferior auxilia na captura de alimentos do fundo. Ainda, essas espécies possuem comportamento gregário, sendo geralmente encontradas em grandes cardumes. No sistema digestório, é possível observar uma moela que auxilia na trituração do alimento ingerido. São espécies rústicas, de fácil manejo e com crescimento relativamente rápido.

A curimatá-pacu (*P. argenteus*) é originária da bacia do rio São Francisco e, se cultivada em condições adequadas, alcança até 2,4 kg no primeiro ano de cultivo. Outras espécies de curimatá originárias das bacias Amazônica, do rio São Francisco e do Prata, alcançam cerca de 1,8 kg, no período de um ano de cultivo. As curimatás, em geral, são utilizadas no policultivo, como espécies para aproveitamento do perifíton.



Figura 7. Exemplar adulto de curimatá-pacu. Foto: Jefferson Christofolletti.

São comumente criadas em viveiros escavados ou em barragens. Apesar de não ser a espécie-alvo para produção na maioria dos cultivos, os curimatás servem como renda extra, uma vez que aproveitam as sobras que não seriam utilizadas pelos demais peixes no ambiente de cultivo.

2.6. Pirarucu

O pirarucu (*Arapaima gigas*) (Figura 8) é uma espécie de grande porte, que alcança até cerca de 10 kg de peso vivo já no primeiro ano de cultivo, a depender das condições climáticas, qualidade de água e disponibilidade de alimento. A maturidade sexual é alcançada a partir do quarto ano de vida, em geral, quando atingem peso superior a 40 kg. Apresentam corpo em formato torpediforme, com elevado rendimento de filé, escamas grandes e possibilidade de aproveitamento do couro pela indústria de curtume. É um peixe muito rústico e pode ser facilmente condicionado ao arraçoamento.



Figura 8. Exemplar adulto de pirarucu. Foto: Giovanni V. Moro.

O rendimento de filé varia de 48 a 57% do peso vivo, a depender do porte dos peixes. Os maiores têm rendimento de filé mais elevado. Possui carne branca a levemente rosada, com características muito valorizadas, como ausência de espinhos intramusculares, textura firme, sabor suave e cortes que possibilitam a obtenção de filés com maior ou menor teor de gordura (região da ventrecha). A carne de pirarucu é muito valorizada e é comercializada atualmente por preços que variam de R\$ 22,00 a R\$ 85,00 por quilograma, nas feiras populares próximas das regiões produtoras, ou em redes de supermercados nos grandes centros urbanos.

Atualmente, o maior entrave para a produção comercial do pirarucu reside no baixo desenvolvimento tecnológico para a espécie. O controle da sua reprodução não foi ainda dominado, apesar de lhe ter sido dedicado anos de pesquisa. Isso resulta na baixa oferta de alevinos, o que eleva os seus preços (R\$ 12,00 a R\$ 35,00 a depender do tamanho, 15 a 40 cm) e onera o custo de produção. As tecnologias de reprodução e alevinagem precisam ser aprimoradas, no sentido de se conseguir regularidade nas desovas e recrutamento de juvenis para comercialização. Algumas características biológicas do pirarucu contribuem para dificultar o controle da sua reprodução, como o longo período necessário para formação do plantel de reprodutores condicionados ao manejo em cativeiro, o elevado peso das matrizes que dificulta o manejo, o desenvolvimento assincrônico das gônadas, que o difere da maioria das espécies de peixes, e o gatilho ambiental que desencadearia o processo reprodutivo. Além disso, existem lacunas de informações básicas a serem preenchidas, como, por exemplo, recentes evidências (STEWART, 2013) de que existam quatro espécies sendo designadas pelo nome de *A. gigas*.

Pelo fato de ser um peixe rústico e de crescimento rápido, possuir respiração aérea e ter carne de excelente qualidade, o pirarucu é uma das espécies mais promissoras para a aquicultura. Entretanto, é necessário ressaltar que ainda há muita pesquisa a ser feita para consolidação da sua tecnologia de produção. Durante as fases de alevinagem e engorda, o recomendado para a sua alimentação é utilizar rações para carnívoros que contenham 45 e 40% de proteína bruta, respectivamente para as fases, e de 3400 a 4000 kcal/kg de energia bruta. A produção comercial do pirarucu ocorre principalmente nas regiões Norte e Nordeste do Brasil em sistemas de viveiros escavados ou barragens.

2.7. Dourado

O dourado (*Salminus brasiliensis*) (Figura 9) é uma espécie encontrada na bacia do rio Paraguai, no Pantanal Mato-grossense, bem como nas bacias dos rios Grande, Uruguai, Paraná e Prata. Trata-se de uma espécie de peixe ictiófago, reofílico

e de hábitos diurnos. Em função do seu rápido desenvolvimento inicial e elevado preço de mercado, é considerada, dentre as quatro espécies existentes de *Salminus*, aquela com o maior potencial para piscicultura. É uma espécie de grande porte, com comportamento agressivo, desejável para a pesca esportiva, além de características organolépticas adequadas, sendo um excelente atrativo em estabelecimentos de pesque-pague.



Figura 9. Juvenil de dourado. Foto: Giovanni V. Moro.

As técnicas de reprodução e propagação artificial do dourado já se encontram estabelecidas. Apesar disso, sua larvicultura enfrenta problemas com o canibalismo, principalmente no início da fase de alimentação exógena. Até cinco dias após o início desta fase, as larvas são normalmente alimentadas com larvas de outros peixes (forrageiros), o que reduz o canibalismo intraespecífico. Na alevinagem, apesar de o problema com canibalismo resultar em baixo recrutamento de alevinos, tal fato pode ser compensado pelos preços de comercialização mais elevados em relação a espécies que não sofrem esse problema. Como comparação, alevinos de espécies reofílicas em geral são comercializados entre R\$ 50 e R\$ 150/milheiro (redondos, curimbas, piaus), já as espécies de *Brycon* (matrinxã e piracanjuba) estão com preços intermediários que vão de R\$ 280 a R\$ 450/milheiro. O dourado, no entanto, é comercializado a preços superiores, entre R\$ 1.800 a R\$ 2.600 o milheiro.

O treinamento alimentar das larvas com ração inerte deve ser iniciado após cinco dias da eclosão dos ovos, quando a espécie já possui secreção de enzimas digestivas em concentrações adequadas para a digestão dos alimentos. Poucos são os estudos que contemplam as exigências nutricionais do dourado. A exigência para a fase juvenil e engorda é de 40 a 46% de proteína bruta, 10 a 12% de lipídeos e 4.600 kcal/kg de energia. É um peixe que alcança de 0,8 a 1,2 kg com um ano de cultivo. A produção de dourado ocorre em pequena escala nas regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste do Brasil, principalmente em viveiros escavados e tanques-rede.

2.8. Traíra e trairões

As espécies do gênero *Hoplias* (Figura 10) apresentam o corpo torpediforme, dentes cônicos e muito cortantes, que servem para segurar ou cortar as presas. A traíra (*Hoplias malabaricus*) é uma espécie comumente encontrada em quase todas as bacias hidrográficas brasileiras, ao passo que o trairão (*Hoplias lacerdae*) é originário da bacia do Prata, embora, atualmente, já esteja distribuído por todas as regiões do Brasil, em função do seu uso em peixamentos e pescarias. O trairão-da-Amazônia (*Hoplias aimara*) é de ocorrência endêmica nas bacias Amazônica e Tocantins-Araguaia. Os trairões apresentam porte maior em relação à traíra.



Figura 10. Exemplar adulto de traíra (A) e alevinos de trairão (B). Fotos: (A) Jefferson Christofoletti; (B) Fabrício P. Rezende.

As espécies de traíras e trairões são utilizadas em peixamentos como predadores para espécies invasoras como o lambari ou para servir no controle de alevinos e juvenis de tilápias em policultivo. Apesar da presença de grande quantidade de espinhos em forma de “Y”, sua carne é extremamente saborosa e apreciada. Sua utilização em cultivos ocorre principalmente nas regiões Sudeste e Nordeste do Brasil. Devido ao baixo condicionamento alimentar às rações, bem como à baixa taxa de eficiência alimentar, não é uma espécie indicada para produção em sistemas que não sejam policultivo. São peixes que, quando em tamanhos superiores a 1,5 kg, apresentam valor de mercado elevado no Sudeste e Nordeste brasileiro. Também é apreciado na pesca esportiva, sendo os “pesque-e-pague” um dos principais destinos dos alevinos produzidos de traíra.

2.9. Lambaris

No Brasil, existem milhares de espécies denominadas popularmente lambaris ou piabas (Figura 11). Na maioria das vezes, são pertencentes à família Characidae, de pequeno porte, de hábito alimentar onívoro e que desovam naturalmente em cativeiro, sem a necessidade de indução hormonal. Das espécies de lambaris, as que pertencem ao gênero *Astyanax* têm despertado maior interesse por parte dos piscicultores.

Dentre elas, o lambari do rabo amarelo (*Astyanax altiparanae*), também conhecido popularmente como lambari-tambíú, é o mais produzido em escala comercial, pela facilidade na produção e por apresentar boa aceitação e valor no mercado, tanto para consumo humano quanto para isca viva. É originário da bacia do Alto Paraná e sua produção ocorre principalmente nas regiões Sudeste e Centro-Oeste, onde são criados em viveiros escavados.



Figura 11. Exemplar adulto de lambari-tambíú. Foto: Diogo T. Hashimoto.

A exigência por proteína bruta na ração é baixa, entre 18 e 28%, e por energia de 2.800 a 4.000 kcal/kg, o que varia dependendo do sistema de criação. O teor de proteína da ração poderá ser menor quando a criação ocorre em viveiros escavados, uma vez que esses peixes são hábeis na captura do plâncton, amplamente disponível nesse sistema de cultivo.

2.10. Jundiá

O jundiá (*Rhamdia quelen*) (Figura 12) é um bagre de água doce pertencente à família Heptapteridae (Siluriformes). Possui hábito alimentar onívoro e ampla distribuição geográfica, tendo sua ocorrência registrada desde a região central da Argentina até o sul do México, o que resulta em ampla plasticidade de formas levantando a hipótese de que esta espécie representa um complexo de espécies. O jundiá tem alto interesse para a piscicultura da região Sul do Brasil pela sua resistência ao manejo, docilidade, crescimento mesmo em temperaturas amenas, eficiência alimentar, inclusive nos meses mais frios e por apresentar carne saborosa e sem espinhos intramusculares. É produzido principalmente na região Sul do país, nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, em sistema de tanques escavados. Há oferta de alevinos nessa região, onde o jundiá vem sendo cultivado com considerável sucesso, ainda que com escassez de estudos relacionados ao seu manejo alimentar ou exigências nutricionais dessa espécie. Os alevinos necessitam de ração com níveis de proteína entre 32 e 36% e de energia entre 3.200 e 3.650 kcal/kg.



Figura 12. Exemplar adulto de jundiá. Foto: Giovani T. Bergamin.

Outra dificuldade encontrada no cultivo do jundiá é a maturação precoce dos peixes, a qual é identificada como um problema em potencial durante a fase de engorda. Ambos os sexos atingem a maturação sexual bem antes de alcançarem o peso comercial. Dessa forma, a energia que poderia ser direcionada para o crescimento corpóreo é alocada para o desenvolvimento das gônadas, o que reduz substancialmente a taxa de crescimento e a eficiência alimentar a partir desse período. Além da redução no crescimento dos animais, foi demonstrado que o desenvolvimento das gônadas ainda pode alterar a qualidade da carcaça. Estudos com triploidia para o jundiá têm sido realizados na tentativa de solucionar ou amenizar este problema, mas ainda não existem dados que comprovem a eficiência dessa técnica.

Recomendações Técnicas

- 1.** Apesar da escassez de tecnologias de produção de algumas das espécies nativas descritas neste capítulo, estas espécies são extremamente promissoras para a piscicultura brasileira, devido principalmente à rusticidade e adaptação ao cultivo;
- 2.** Para alcançar sucesso na produção de peixes em viveiros escavados ou barragens, os piscicultores devem utilizar o bom senso na escolha das espécies a serem produzidas, levando-se em conta a legislação vigente que determina quais as espécies de peixe que podem ser produzidas na sua região;
- 3.** Outros fatores que devem ser considerados na escolha das espécies são: adaptabilidade ao clima e qualidade de água do local, aceitação pelo mercado consumidor e equilíbrio entre as espécies, quando se optar por policultivo;
- 4.** A criação de peixes híbridos ainda necessita de estudos que possam comprovar ou descartar as vantagens a eles associadas, portanto, sugere-se cautela na decisão da espécie a ser utilizada, mas, principalmente, que seja feito um manejo efetivo de reprodutores para evitar a contaminação do plantel.

3. Espécies exóticas

3.1. Tilápias

As tilápias são representantes da ordem dos Perciformes, família Cichlidae e originárias da África, Israel e Jordânia. Foram difundidas mundialmente a partir da década de 1960, sendo produzidas em climas tropical e subtropical. Adaptam-se a todos os sistemas de produção e a diferentes níveis de salinidades da água, devido ao seu processo de domesticação, aceitabilidade para comercialização e tecnologias de produção amplamente conhecidas. No Brasil, as tilápias foram introduzidas na década de 1970 por meio da espécie pura *Oreochromis niloticus* (Figura 13), popularmente conhecida como tilápia-do-Nilo ou tilápia nilótica, e seus híbridos envolvendo as espécies *O. urolepis hornorum* e *O. mossambicus*. A partir de 2010, foi considerada o segundo grupo de peixes mais produzidos no mundo, perdendo apenas para as carpas. O grupo das tilápias compreende várias espécies dos gêneros *Oreochromis* e *Tilapia*, no entanto, aproximadamente 80% das tilápias produzidas no mundo são da espécie *O. niloticus*.



Figura 13. Exemplar adulto de tilápia-do-Nilo. Foto: Diogo T. Hashimoto.

A tilápia-do-Nilo possui coloração acinzentada e apresenta corpo comprimido lateralmente e com linha lateral dividida em dois segmentos. Adaptam-se bem em temperaturas de 14 a 33°C em ambientes de água doce, embora algumas variedades tenham se adaptado aos ambientes salinos. No ambiente natural, alimentam-se principalmente de fitoplâncton, algas bentônicas, insetos aquáticos, pequenos crustáceos, entre outros. Nos sistemas de produção, aceitam com facilidade a ração. Apresentam dimorfismo sexual verificado pelas papilas genitais, reprodução ovípara, sendo as fêmeas responsáveis pelo cuidado parental, protegendo os ovos na boca.

A tilápia nilótica possui crescimento mais acelerado e maior rendimento do filé, em relação às demais espécies de tilápias. O rendimento de músculo gira em torno de 33% nos filés, sendo outros 6% componentes das ventrescas, aparas e toailete do acabamento desses filés e que podem ser utilizados na elaboração de outros produtos.

Existem também as tilápias vermelhas, descendentes do cruzamento entre a tilápia moçambicana (*O. mossambicus*) e outras espécies. Esses híbridos possuem um variado padrão de coloração com tonalidades avermelhadas, com alguns indivíduos da população apresentando manchas negras. Uma das tilápias vermelhas mais conhecidas e difundidas foi desenvolvida nos Estados Unidos e recebe a denominação comercial de tilápia Saint Peter, mas, devido a problemas de consanguinidade, sua utilização em cultivos hoje é menos comum em relação à tilápia nilótica, que, devido aos programas de melhoramento genético já aplicados, possuem maior taxa de crescimento, se comparada com as tilápias nilóticas puras. As linhagens comerciais mais produtivas e comercializadas atualmente são a Chitralada ou Tailandesa e a GIFT (*Genetic Improved Farmed Tilapia*).

Por ser uma espécie de maturação sexual precoce, é indicado o cultivo de populações monossexo para evitar a reprodução em cativeiro durante a engorda, impedindo problemas relacionados à heterogeneidade do lote e menor crescimento das fêmeas. Para a produção de populações monossexo, geralmente é utilizado o processo de reversão sexual, a partir do fornecimento de rações com hormônios masculinizantes (p. ex. 17α -metiltestosterona) na fase de pós-larva. Por outro lado, o processo de hibridação também pode ser utilizado para este fim. Este híbrido é produzido por meio do cruzamento da fêmea de *O. niloticus* com o macho de *O. urolepis hornorum* e vem deixando de ser produzido devido ao menor desempenho, quando comparado com a espécie parental *O. niloticus*. Com relação à exigência nutricional das tilápias, ela já está determinada para cada fase de cultivo, em que a proteína na ração varia de 36 a 28% e a concentração energética em torno de 3500 kcal/kg. As rações para a tilápia contêm no máximo 5% de farinha de peixe, o que reduz o custo deste insumo e torna-se uma vantagem para o produtor.

3.2. Bagre americano

O bagre americano (*Ictalurus punctatus*) (Figura 14) pertence à família Ictaluridae (ordem Siluriformes) e ocorre naturalmente em rios das regiões banhadas pelo Golfo do México e próximas ao Vale do Mississipi nos Estados Unidos. Foi introduzido em muitos países do mundo, incluindo o Brasil, onde também é conhecido como *catfish*, *catfish* americano e bagre do canal. Caracteriza-se por não possuir

escamas e apresentar corpo cilíndrico com manchas escuras em toda sua extensão. Possuem barbilhões sensitivos, nadadeiras dorsais e peitorais dotadas de espinhos (acúleos) e nadadeira adiposa na parte dorsal posterior. São considerados peixes de hábito alimentar onívoro oportunista, por se alimentarem de uma ampla variedade de plantas e animais. Reproduzem-se a partir de dois anos de idade, com pico máximo reprodutivo aos três anos. A espécie apresenta cuidado parental, sendo necessária a colocação de ninhos no ambiente de cultivo, quando houver interesse para a produção de alevinos.



Figura 14. Exemplar adulto de bagre americano. Foto: Lucas S. Torati.

O dimorfismo sexual ocorre no período reprodutivo, quando a cabeça do macho fica mais achatada do que a da fêmea e é possível observar diferenças na papila genital. Por ser uma espécie de clima subtropical, sua reprodução é estimulada por temperaturas inferiores a 20°C e apresentam pico de crescimento ótimo quando cultivados em águas com temperaturas entre 24 e 30°C. Apresentam elevado rendimento de carcaça, em torno de 52 a 55%, e ausência de espinhos intramusculares em seu filé, favorecendo sua aceitação pelas indústrias e mercado consumidor. É uma espécie pouco exigente em termos de proteína na dieta, a qual varia de 32 a 28%, dependendo da fase em que os peixes se encontram. Além disso, é recomendado o fornecimento de rações que contenham energia em torno de 3300 kcal/kg e com um máximo de 20% de inclusão de carboidratos. As rações para o catfish não devem conter pigmentos carotenoides ou ingredientes ricos nesse pigmento (como milho), pois a presença destes leva ao surgimento de manchas amareladas pelo filé, o que é indesejável.

3.3. Truta arco-íris

A truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) (Figura 15) é um peixe da família Salmonidae, natural de ambientes dulcícolas do Sul do Alasca e Norte do México. As trutas foram introduzidas no Brasil na década de 1950, nas regiões montanhosas do Sudeste brasileiro por apresentar condições favoráveis para sua produção. As truticulturas no Brasil estão em regiões frias que, além da produção, exploram o turismo rural pelas características estéticas do próprio sistema e região de cultivo.



Figura 15. Exemplar adulto de truta arco-íris. Foto: Marina K. P. Iwashita.

A espécie possui o corpo alongado e fusiforme, com coloração amarelada, pintas pretas e uma mancha rósea avermelhada que se estende pelo corpo desde o opérculo, o que lhe confere a denominação arco-íris. O rendimento de filé fica entre 39 e 44% do peso vivo. Os machos podem apresentar coloração avermelhada na cabeça durante o período reprodutivo, mas o processo de salmonização ou pigmentação, que agrega valor aos filés pela coloração avermelhada, pode ser conduzido com ambos os sexos, especialmente quando são alimentados com rações contendo pigmentos, por exemplo, astaxantina a 40 mg/kg, na fase final de cultivo.

A truta é um peixe de águas rápidas e frias, com conforto térmico na faixa de temperatura entre 8 e 20°C. São peixes reofílicos, que migram longas distâncias para realizar a desova. Apresentam crescimento relativamente rápido, boa conversão alimentar, tecnologias de produção estabelecidas e grande demanda pelo mercado interno. São espécies carnívoras, que se alimentam de rações com altos níveis de proteína (45 a 50% de proteína bruta) e energia em torno de 4500 kcal/kg.

A truta é exigente quanto à concentração de oxigênio dissolvido, que deve estar próximo ao ponto de saturação ou, no mínimo, acima de 5 mg/L, por isso são produzidas em sistemas com alta renovação de água, como os *raceways*. O nível de domesticação da espécie é alto, o que facilita a manipulação da reprodução. Ambos os sexos amadurecem em cativeiro e possuem grande aceitação de ração desde os estágios iniciais de alimentação. Desse modo, foi difundida e amplamente aceita no mundo para fins de piscicultura.

3.4. Carpas

O grupo chamado de carpas compreende seis espécies pertencentes à família Cyprinidae, que apresentam ampla distribuição geográfica no seu ambiente de origem, sendo a catla (*Catla catla*) e a rohu (*Labeo rohita*) carpas originadas da Índia, e a carpa capim (*Ctenopharingodon idella*) (Figura 16A), a carpa comum (*Cyprinus carpio*) (Figura 16B), a carpa-prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*) e a carpa-cabeça-grande (*Aristichthys nobilis*) originárias da China. Todas essas espécies listadas pertencem à família Cyprinidae. No Brasil, foram introduzidas no final do século XIX e seu cultivo ainda é muito popular, principalmente na região Sul do país.

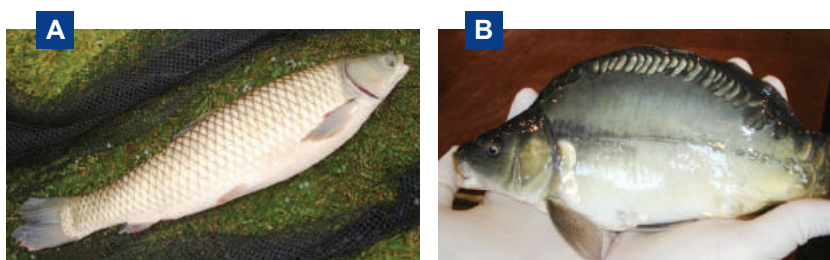


Figura 16. Exemplar adulto de carpa capim (A) e juvenil de carpa comum (B).
Fotos: Giovani T. Bergamin.

A carpa comum possui escamas cicloides, barbelas, nadadeira dorsal que se estende na maior parte do dorso, dentes faringianos e ausência de dentes na mandíbula. Representa o peixe mais produzido no mundo por ser totalmente domesticado, tolerar baixos níveis de oxigênio dissolvido na água e sobreviver a grandes amplitudes de temperatura. Além disso, possui boa conversão alimentar e elevada rusticidade ao manejo. Algumas variações morfológicas observadas na linhagem comum são: comum-escama, comum-espelho e comum-couro. Existe ainda a linhagem húngara selecionada para produção de carne com maior rendimento de filé (25 a 32%) e as linhagens coloridas selecionadas para ornamentação. A carpa comum é ainda bastante criada em policultivos como espécie principal ou secundária.

A carpa capim possui corpo alongado e provido de escamas. Alimenta-se preferencialmente de plantas aquáticas e terrestres, sendo sua digestão facilitada pela presença de dentes faringianos, que são responsáveis por quebrar a parede celular dos itens vegetais para posterior digestão do conteúdo celular. Além disso, possui um longo intestino, onde há uma discreta produção exógena de celulase pela microbiota intestinal. Apesar de ser herbívora, condiciona-se facilmente à alimentação com ração. Em condições adequadas de cultivo, a carpa capim possui crescimento rápido e é

capaz de consumir biomassa vegetal superior a 50% do seu peso vivo por dia. São considerados peixes migradores de curta distância e somente se reproduzem em cativeiro por meio de indução artificial com aplicação de hormônios.

A carpa prateada apresenta o corpo alongado e comprimido lateralmente com pequenas escamas, olhos pequenos e nadadeira peitoral que atinge a base da nadadeira ventral. É um peixe filtrador com rastros branquiais de estrutura esponjosa que confere uma adaptação para capturar fitoplâncton de pequeno tamanho. A sua maturação sexual ocorre após o quarto ano de vida. Sua carne possui textura firme e baixo teor de gordura. É muito utilizada em sistemas de policultivo por aproveitar bem os alimentos naturais dos ambientes de cultivo, além de melhorar a condição geral do viveiro por consumir o plâncton de pequeno tamanho e matéria orgânica fina em suspensão. A carpa cabeça-grande é muito parecida com a prateada, diferindo no tamanho da cabeça e no comprimento da nadadeira peitoral, o qual ultrapassa a base da nadadeira ventral. Essas carpas são filtradoras de plâncton de grande tamanho, como rotíferos e microcrustáceos (cladóceros e copépodos).

Recomendações Técnicas

- 1.** A escolha por uma espécie exótica para produção em piscicultura deve ser feita observando-se as preferências de consumo do mercado a que se destinará a produção;
- 2.** O piscicultor deve considerar a legislação que regulamenta a criação de espécies exóticas/alóctones na região de implantação da piscicultura;
- 3.** O sucesso na produção está diretamente ligado à disponibilidade de alevinos, uma vez que alevinos adquiridos de regiões distantes oneram muito o custo de produção, em função do valor do frete (devido a menor densidade no transporte);
- 4.** O planejamento da produção deve priorizar a aquisição de alevinos de fornecedores com boa reputação e, preferencialmente, no período de safra. A aquisição de alevinos de qualidade é imprescindível para o sucesso do empreendimento;
- 5.** Alevinos adquiridos em períodos de entressafra podem representar um problema para o piscicultor. Peixes subalimentados e em alta densidade de estocagem não crescem como o esperado e, se este período for longo, o ganho compensatório será insuficiente.

4. Espécies ornamentais

O mercado internacional de peixes ornamentais demonstra grande interesse pelas espécies nativas do Brasil. Anualmente, diversas espécies são capturadas nos rios brasileiros e exportadas para diversas partes do mundo, principalmente para a Europa, EUA e Japão. Algumas destas espécies já são, inclusive, produzidas em outros países, principalmente, do Sudeste Asiático, como o acará-disco (*Symphysodon* spp.), acará-bandeira (*Pterophyllum* spp.), neon (*Paracheirodon* spp.), cascudos (*Hypancistrus* spp.), arraias (*Potamotrygon* spp.) e aruanãs (*Osteoglossum* spp.). No Brasil, assim como na piscicultura de corte, a ornamental é baseada, principalmente, em espécies exóticas de baixo valor agregado, a exemplo dos espadas (*Xiphophorus helleri*) e paulistinhas (*Danio rerio*). Essas espécies são comercializadas a preços variando entre U\$ 25,00 e U\$ 60,00 o milheiro, e essa produção é responsável por atender o mercado interno. Esse cenário resulta em baixa competitividade dos piscicultores no mercado brasileiro e do país no mercado internacional.

Praticamente em todas as bacias hidrográficas brasileiras há uma enorme variedade de espécies nativas com potencial para ornamentação, seja para atender ao mercado interno, seja para a exportação. As principais características que agregam valor em peixes ornamentais são raridade, coloração, porte e vigor. Cabe salientar que boa parte do território nacional apresenta excelentes condições climáticas para o cultivo de espécies ornamentais nativas e exóticas de elevado valor agregado, como acará-disco, arraias, pias, aruanãs, melanotênias, dentre outras. No entanto, poucos produtores rurais despertaram para este ramo da piscicultura, que apresenta boa taxa de remuneração e retorno do capital investido.

Os empreendimentos de pequeno porte e com baixo fluxo de produção necessitam estar próximos ao mercado consumidor ou em regiões polos de produção, o que possibilita reduzir os custos com logística. É uma atividade que necessita de intensa mão de obra, fato que, somado a sua alta lucratividade, resulta em competitividade até mesmo para os pequenos produtores, podendo constituir uma excelente opção para piscicultura familiar.

A seguir, as principais espécies de peixes nativas e exóticas com potencial para a piscicultura ornamental serão brevemente descritas.

4.1. Arraias de água doce

Atualmente, já estão descritas 20 espécies de arraias de água doce (Figura 17) nas bacias hidrográficas sul-americanas, sendo que as liberadas para exploração são: *Potamotrygon motoro*, *P. hystrix*, *P. schroederi*, *P. orbignyi*, *P. henlei* e *P. leopoldi*. São peixes de porte médio, comercializados, em geral, com tamanho entre 10 e 30 cm de diâmetro. Vivem em ambientes bento-pelágicos de fundo arenoso, em regiões com temperaturas que podem variar entre 22 e 30°C e faixa de pH entre neutro e ligeiramente ácido (5 a 7). Possuem comportamento pacífico, porém exigem bastante cuidado durante o manuseio, uma vez que apresentam um ferrão com peçonha próximo à base da nadadeira caudal. Em ambiente natural, a alimentação das arraias é baseada principalmente em invertebrados aquáticos e pequenos peixes, porém, adaptam-se facilmente ao consumo de dietas inertes (patês de pescado e pedaços de camarões e peixes) quando mantidas em cativeiro ou aquários. Para os animais provenientes de captura, existe a necessidade de condicionamento alimentar prévio para o consumo de ração.

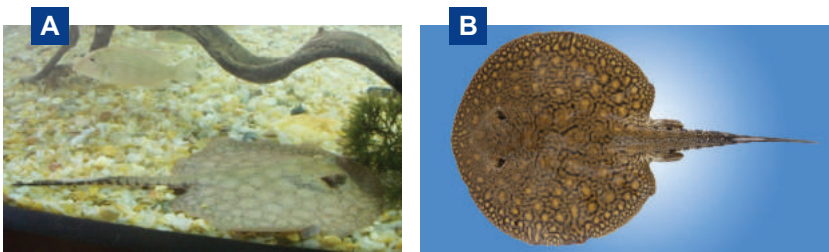


Figura 17. Exemplares juvenis de arraia de água doce. Fotos: Jefferson Christofolletti.

Machos e fêmeas são facilmente diferenciados por meio da visualização dos órgãos reprodutivos (cláspers nos machos e cloaca nas fêmeas). Apresentam reprodução vivípara, com fecundação interna e período de gestação de aproximadamente 90 a 180 dias, a depender da disponibilidade de alimento e temperatura da água. As proles são relativamente pequenas, cerca de 4 a 12 filhotes por fêmea. Os filhotes nascem com cerca de 6 a 8 cm de diâmetro de disco e já aptos a capturar alimento.

São peixes que se adaptam bem em aquários e que, devido à sua aparência peculiar, ganharam atenção no aquarismo mundial nas últimas décadas. Nesse mercado, alcançam excelentes preços, variando de U\$ 18,00 a U\$ 260,00, para vendas em atacado, e de U\$ 120,00 a U\$ 900,00, quando vendidas no varejo. Essa variação no preço é dependente, dentre outros fatores, da espécie, tamanho e coloração. A captura

e a comercialização de arraias são permitidas a empresas licenciadas, conforme a legislação brasileira vigente – Instrução Normativa do Ibama 204/2008 – para cotas de *P. motoro*, *P. hystrix*, *P. schroederi*, *P. orbigny*, *P. henlei* e *P. leopoldi*.

4.2. Aruanãs

No Brasil, existem duas espécies de aruanã, o branco (*Osteoglossum bicirrosus*) (Figura 18) e o negro (*O. ferreirai*). Contudo, conforme a IN Interministerial 01/2012, está permitida apenas a comercialização do aruanã-branco para fins ornamentais. Ambas as espécies são de porte médio, alcançando de 60 a 100 cm de comprimento. Possuem uma característica de alimentação bastante peculiar, saltam para capturar as presas e alimentam-se basicamente de ratos, calangos, aranhas, besouros, formigas, cobras, passarinhos, morcegos, peixes e invertebrados aquáticos. Os peixes se tornam sexualmente maduros a partir do segundo ano de vida (cerca de 50 cm de comprimento). Não apresentam caracteres sexuais que possibilitam a diferenciação de machos e fêmeas, o que demanda do aquicultor o uso de tanques coletivos para acasalamento, podendo-se posteriormente marcar os animais e separá-los em viveiros específicos destinados à reprodução.



Figura 18. Juvenil de aruanã branco. Foto: Ana Paula O. Rodrigues.

A fertilização dos ovócitos é externa. Os machos realizam cuidado parental, com a incubação dos ovos e larvicultura na boca. As desovas são parceladas e podem ocorrer até duas vezes ao ano, com cerca de 90 a 300 ovos por desova e período de incubação de oito a nove semanas. A demanda estimada do mercado internacional por juvenis de aruanã é superior a 60.000 peixes por ano, sendo os valores de comercialização no mercado interno próximos a U\$ 5,00 a unidade, os quais serão posteriormente exportados ou, em menor escala, destinados ao mercado nacional.

4.3. Cascudos

Dentre as espécies ornamentais da ictiofauna brasileira, os cascudos (Figura 19) compreendem um dos grupos de grande interesse pelo mercado mundial, haja vista que a maior diversidade de suas espécies está concentrada nas bacias hidrográficas da América do Sul. Dentre as mais valorizadas, destacam-se os gêneros: *Panaque*, *Peckoltia*, *Hypancistrus*, *Baryancistrus* e *Pseudacanthicus*. Os padrões de coloração, formato corporal e hábitos alimentares, reprodutivos e comportamentais são muito diversos entre as espécies que compõem este grupo de peixes. O porte dos cascudos adultos varia, em geral, de 3 cm a mais de 60 cm, dependendo da espécie. Algumas apresentam elevado valor agregado, como o cascudo zebra (*Hypancistrus zebra* – L046), o pepita de ouro (*Baryancistrus xantellus* – L082), o cascudo abacaxi (*Pseudacanthicus* sp – L024), o panaque (*Panaque armbrusteri* – L027), o acari da pedra (*Scobinancistrus cf. pariolispos* – L048) e o tigre de ouro (*Peckoltia compta* – L134).

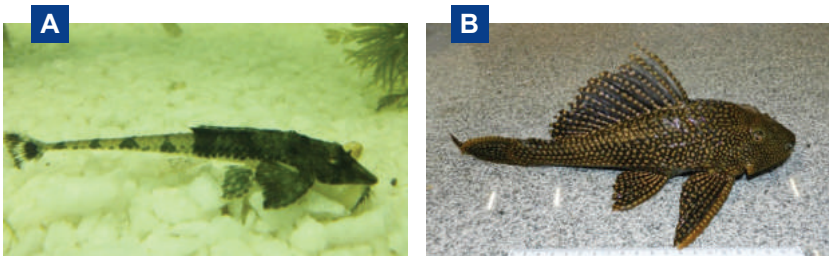


Figura 19. Exemplos adultos de cascudos. Fotos: (A) Jefferson Christofolletti; (B) Fabrício P. Rezende.

Dependendo da região, podem ser denominados acaris, bodós ou plecós. Habitam o fundo do ambiente aquático e prendem-se aos substratos rochosos ou vegetais com auxílio da boca inferior adaptada a essa função. Apresentam comportamento alimentar variável, podendo se alimentar de perifíton, bentos e detritos. A diferenciação sexual pode ser visualizada, em algumas espécies, por diferenças nas papilas genitais. A reprodução ocorre por fertilização externa e, em cada desova, é liberado um pequeno número de ovos, que recebem cuidado parental por um período que pode variar de 4 a 8 semanas, conforme a espécie. As desovas podem ocorrer sobre substratos rochosos, vegetais (troncos ou folhas) ou em tocas construídas pelos progenitores.

Além da função ornamental, os cascudos apresentam importante papel ecológico nos aquários, uma vez que se alimentam do perifíton e consomem as sobras de rações em locais não acessíveis para outros peixes. Isso mantém o aquário sempre

limpo e auxilia na sua manutenção. A criação pode ser desenvolvida em estruturas diversas, desde viveiros escavados em terra até aquários, lembrando que, para a reprodução, os cascudos precisam de abrigo ou superfície para depósito dos ovos. Para aumentar a produção de juvenis, quando se tratar de espécie com elevado valor de venda, é interessante sequestrar a desova tão logo ela seja visualizada e incubá-la em aquário separado. Tal fato, ainda, estimula a ocorrência de nova desova em algumas espécies de cascudo.

No Brasil, apesar dos excelentes preços que podem ser obtidos com a comercialização de cascudos, a maioria dos espécimes destinados ao mercado de aquarismo é proveniente de captura. Os preços praticados dependem da espécie e do tamanho dos exemplares, variando de U\$ 0,25 a U\$ 18,00 a unidade, no atacado. Algumas espécies que possuem um preço mais elevado, a exemplo do cascudo-zebra, são pouco prolíficas, sendo possível obter apenas cerca de 20 juvenis por casal ao ano.

4.4. Baiacus e linguados

No Brasil, existem duas espécies muito interessantes para uso na ornamentação: o linguado de água doce (*Achirus achirus*) e o baiacu amazônico (*Colomesus asellus*) (Figura 20), que ocorrem na bacia do Tocantins-Araguaia e cujas técnicas de reprodução e produção ainda não foram dominadas. O linguado habita locais de fundo arenoso, possui hábito alimentar carnívoro, ingerindo preferencialmente invertebrados bentônicos e pequenos peixes. O baiacu pode ser encontrado em áreas com fundo rochoso, alimentando-se principalmente de pequenos invertebrados bentônicos e moluscos. São peixes de comportamento pacífico e, quando capturados, devem ser

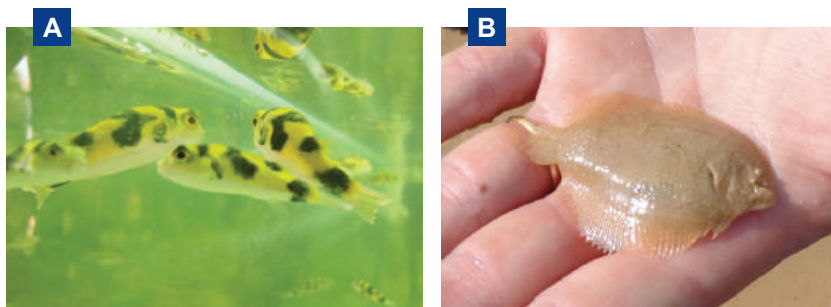


Figura 20. Exemplares adultos de baiacu (A) e de linguado (B). Fotos: Jefferson Christofoletti.

condicionados para aceitar alimento inerte (pedaços de camarões, peixes ou rações). Atualmente, todos os exemplares de linguado de água doce e baiacu-amazônico que chegam às lojas de aquarismo são provenientes de captura e comercializados no atacado entre R\$ 2,00 e R\$ 4,00 e, no varejo, entre R\$ 16,00 e R\$ 28,00.

4.5. Piaus ornamentais

Os piaus com potencial para piscicultura ornamental são o flamengo (*Leporinus fasciatus*) (Figura 21), o malhado (*L. maculatus*) e o listrado (*L. arcus*). São peixes de pequeno a médio porte (15 a 35 cm), com hábito alimentar onívoro e que facilmente se adaptam ao manejo alimentar com ração, quando em cativeiro. A reprodução é ovulípara e a obtenção de desovas em cativeiro acontece por meio da indução hormonal. O desenvolvimento de pós-larvas para juvenis (5 a 10 cm) deve ocorrer em viveiros escavados previamente preparados, com arraçoamento a partir da segunda semana após a soltura das larvas. Em dois a três meses, os juvenis já estarão em tamanho adequado para serem destinados ao mercado de aquarismo. Atualmente, a produção de alevinos e juvenis de piaus para ornamentação de aquários ainda é incipiente. Os preços de venda variam entre R\$ 0,20 e R\$ 0,80 por unidade, dependendo da espécie e tamanho dos animais.

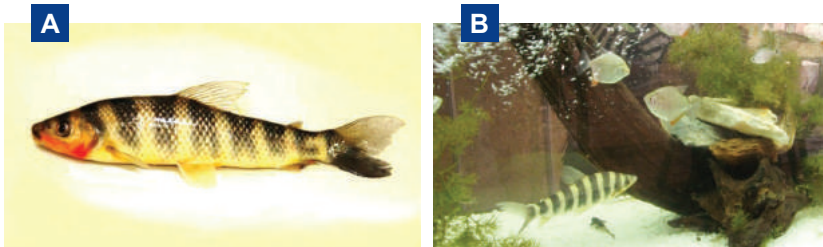


Figura 21. Exemplares adultos de piau flamengo: isolado (A) e recém-colocado em aquário comunitário (B). Fotos: Jefferson Christofolletti.

4.6. Tetras

Em todas as bacias hidrográficas brasileiras, ocorre uma ampla diversidade de espécies conhecidas mundialmente como “tetra” (Figura 22). No Brasil, são também denominados “piaba” ou “lambari”. Caracterizam-se por terem pequeno porte, hábito alimentar planctívoro ou onívoro e desovas parceladas, com fecundação externa. Algumas se reproduzem o ano todo, no entanto, a maioria, predominantemente nos períodos mais quentes e chuvosos do ano. A maioria não realiza cuidado parental e,

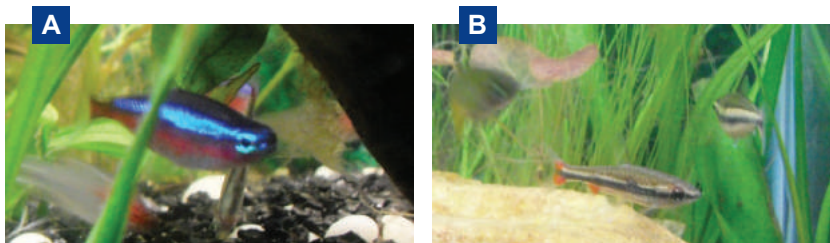


Figura 22. Exemplos adultos de tetra cardinal (A) e tetra lápis (B). Fotos: Fabrício P. Rezende.

por isso, são peixes bastante prolíficos, característica interessante do ponto de vista da piscicultura ornamental. Os preços unitários obtidos com a comercialização desses peixes são relativamente baixos, quando comparados a outras espécies, podendo alcançar de U\$ 110,00 a U\$ 860,00 o milheiro. Entretanto, a remuneração do aquicultor é compensada pela alta demanda desses peixes pelo mercado. A sua produção exige cuidados especiais quanto à proteção dos viveiros e tanques, utilizando telas no abastecimento de água e sobre os tanques, para evitar a sua predação por outros peixes, aves e insetos aquáticos.

4.7. Acará-bandeira e acará-disco

O acará-disco e o acará-bandeira são os peixes brasileiros que apresentam maior interesse pelo mercado mundial. O primeiro (Figura 23) é representado por duas espécies, o *Symphysodon aequifasciata* e o *S. discus*, com cinco subespécies, enquanto o segundo (Figura 24) é representado por três espécies *Pterophyllum altum*, *P. leopoldi* e *P. scalare*. O acará-disco foi o primeiro, dentre os acarás, a despertar o interesse dos aquaristas estrangeiros, especialmente europeus, norte-americanos e asiáticos. Após levados para fora do Brasil, pelo domínio das técnicas de criação e reprodução em cativeiro, foram desenvolvidas linhagens com padrões mais atraentes de coloração, as quais atualmente somam mais de 60 tipos diferentes. As linhagens nobres do acará-disco chegam ao Brasil principalmente através de empresas importadoras, sendo uma menor parcela do mercado interno abastecida por peixes produzidos pela piscicultura brasileira. É importante ressaltar que a maioria dos acarás-disco comercializados no país ainda é proveniente da coleta extrativista e os de elevada qualidade destinam-se ao mercado internacional.

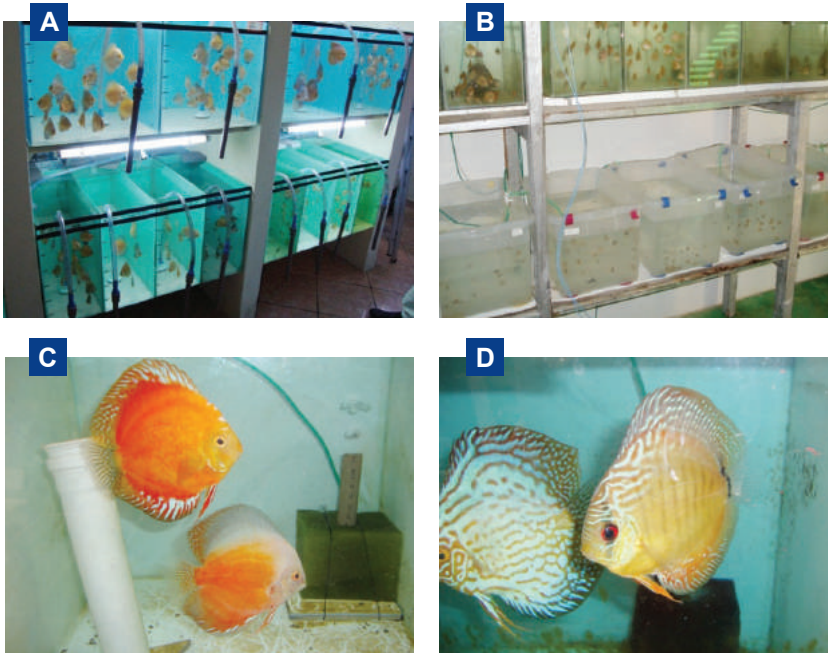


Figura 23. Exemplares adultos de acará-disco. Aquários em piscicultura de acará-disco (A e B); casal formado por duas linhagens selecionadas: “Super-Red-Marlboro” e “Red-White”, à esquerda e direita, respectivamente (C) e casal formado com linhagem silvestre ao centro e “Blue-Turquesa” à esquerda (D). Fotos: Fabrício P. Rezende.

Nos últimos anos, o interesse pelo acará-bandeira tem crescido e, com isso, houve um aumento no interesse de piscicultores para a produção de linhagens mais nobres, desenvolvidas principalmente nos países asiáticos. Assim, é possível encontrar por volta de 18 diferentes padrões de coloração e formatos de nadadeiras para essa espécie no mercado brasileiro. Em cativeiro, o cuidado parental somado às boas práticas de manejo e manutenção adequada do plantel permitem a obtenção de altos níveis de sobrevivência para ambas as espécies, de 60 a 400 juvenis por desova do acará-bandeira e 20 a 200 juvenis por desova de acará-disco. O primeiro é um peixe melhor adaptado a águas neutras ou ligeiramente alcalinas (6,8 a 7,8). Por outro lado, as linhagens do segundo pouco domesticadas adaptam-se melhor a águas com pH ácido a neutro (5,5 a 7,0). A temperatura ideal de cultivo para ambos deve permanecer entre 25 e 29°C, para que estes estejam em conforto térmico. O acará-bandeira é comercializado pelos piscicultores a preços entre U\$ 0,10 e U\$ 5,00 a unidade e o acará-disco entre U\$ 8,00 e U\$ 110,00, valores que variam em função do tamanho e da linhagem dos peixes.



Figura 24. Exemplos adultos de acará-bandeira: linhagem selecionada “Marmorato Vêú” (A); caixas de reprodução com matrizes selecionadas de acará-bandeira (B); despesca de juvenis para comercialização (C); viveiro para criação extensiva de acará-bandeira (D). Fotos: Fabrício P. Rezende.

4.8. Kinguios e carpas coloridas

Os kinguios (*Carassius auratus*) e carpas coloridas (*Cyprinus carpio*) – Nishikigois - (Figura 25) são espécies de porte médio a grande, originárias da Ásia. Atualmente, são amplamente cultivadas em todo o mundo e valorizadas por serem ornamentais em aquários e lagos. São espécies que apresentam muita plasticidade, sendo encontradas com padrões corporais distintos, inclusive com presença de mutações com nadadeiras alongadas e duplas. Os kinguios são mais comumente comercializados em tamanhos entre 3 e 12 cm. As linhagens mais vendidas são a comum (vermelho), o RW (vermelho e branco), o telescópio (negro) e os cálicos (com cores múltiplas). As carpas são comercializadas em tamanhos variados, desde 3 cm a até mais de 1 m, porém peixes maiores e com padrão de coloração definidos são mais valorizados. Essas duas espécies foram domesticadas há séculos e por isso são dóceis e adaptadas ao manejo em cativeiro. Adicionalmente, possuem ampla tolerância a temperaturas, desde 6 até 32°C, com faixa ótima entre 18 e 26°C, o que permite que sejam cultivadas em praticamente todas as regiões do Brasil.



Figura 25. Viveiros escavados para produção de kinguios e carpas (A), seleção de kinguios na alevinagem (B), juvenis de carpas de 12 a 15 cm (C), juvenis de kinguios de 12 a 15 cm (D). Fotos: Fabrício P. Rezende.

O kingiuo é um excelente peixe para cultivo, para quem dispõe de viveiros escavados e protegidos com tela antipássaros, local onde alcançam tamanho para comercialização já aos 60 dias de idade. Os preços no atacado variam de U\$ 0,20 para os kinguios vermelho comuns, com 3 cm, até U\$ 18,00 para oranda red-cap, com cerca de 20 a 25 cm de comprimento. Existem cerca de sessenta linhagens de kinguios disponíveis para compra, que também apresentam preços atrativos, apesar da menor demanda pelo mercado aquarístico. As carpas coloridas produzidas e comercializadas no atacado conseguem obter preços que variam de U\$ 0,12 o exemplar sem coloração definida, até U\$ 139,00 o exemplar acima de 60 cm e com padrão de coloração mais atraente. No varejo, essas carpas são comercializadas com preços que variam de U\$ 5,40 até U\$ 480,00 cada peixe.

Em geral, as carpas e kinguios são peixes que se reproduzem no período da primavera e início do verão. Os kinguios apresentam desovas parciais e as carpas, desova total. Ambas desovam em raízes de macrófitas flutuantes ou em vegetação submersa. Não realizam cuidado parental, liberam uma grande quantidade de ovócitos e a eclosão ocorre, aproximadamente, de 60 a 72 horas após a fertilização, dependendo

da temperatura da água. Para um rápido desenvolvimento, as desovas devem ser colocadas para eclodir em viveiros pré-adubados e, caso bem manejado, é possível obter animais em tamanho de comercialização após 40 dias.

4.9. Beta e colisas

O beta (*Betta splendens*) (Figura 26) e as colisas lalia (*Trichogaster lalius*) e chuna (*T. chuna*) são peixes amplamente criados no mundo. Características como rusticidade, respiração aérea assessoria, agressividade e possibilidade de serem mantidos em pequenos recipientes com água os tornam muito apreciados pelos aquaristas. Os betas pertencem à família Belontiidae, enquanto as colisas, à família Osphronemidae. Uma característica comum a essas espécies é a construção de ninhos com bolhas e cuidado parental com a prole. Este é realizado apenas pelos machos do beta e pelo casal de colisas.



Figura 26. Piscicultura de betas em estufas (A), detalhe interno de estufa (B), tanque com betas em fase de recria (C), beta terminado pronto para o mercado (D). Fotos: Fabrício P. Rezende.

Os betas são cultivados em tanques revestidos com manta/lona, em estufas protegidas contra a entrada de pássaros e de insetos predadores. Uma particularidade no cultivo do beta está na necessidade de se separar os machos na fase final, que antecede a comercialização. Por serem agressivos, enquanto mantidos todos juntos em tanques, brigas sem mortes são frequentes. Essas brigas danificam as nadadeiras, tornando necessária a sua separação. O tamanho do beta para comercialização, aproximadamente 5 a 6 cm, é alcançado entre 100 e 120 dias de cultivo. O valor varia de acordo com o tamanho dos peixes, do sexo e da linhagem. Os de maior porte e machos são mais valorizados do que fêmeas e de menor porte. Por isso, o valor pode variar de U\$ 0,55 a U\$ 8,20, quando se comercializa o casal no atacado, dependendo, ainda, da linhagem e tamanho do lote.

A *colisa lalia* possui três linhagens: comum – com faixas horizontais vermelhas e azuis alternadas; sangue – com coloração vermelha bem evidente; e azul – com coloração azul metálico intenso, sendo as azuis mais valorizadas que as demais. A *colisa chuna* é encontrada em duas linhagens: a chuna – alaranjada e preta; e a *sunset-gold* – alaranjada e amarela; ambas com preços de comercialização semelhantes. Devido ao preço obtido na comercialização por casal de colisas, U\$ 0,25 a U\$ 1,10, de acordo com a linhagem, seu cultivo é geralmente realizado em larga escala, em viveiros escavados protegidos por tela antipássaros. As colisas alcançam tamanho para comercialização entre 120 e 180 dias, sendo que as maiores possibilitam a obtenção de melhores preços.

Recomendações Técnicas

1. A piscicultura ornamental de água doce é uma atividade de alta rentabilidade, que apresenta vantagens, como possibilidade de uso de pequena área para implantação, demanda de água relativamente baixa e investimentos modestos quando comparados à piscicultura de peixes para corte;
2. Aos novos empreendedores, recomenda-se realizar capacitações e estudar sobre qualidade de água e sistemas de produção antes de iniciar a criação;
3. Recomenda-se escolher espécies que proporcionem melhor rentabilidade;
4. É possível se especializar na produção de apenas uma espécie, com diferentes linhagens, ou na produção de várias espécies de linhagens rústicas e de baixo valor. Essa escolha dependerá do grau de intensificação que o piscicultor dará à produção de peixes ornamentais;
5. Se decidir iniciar a criação com espécies valorizadas, o piscicultor deverá começar com linhagens de baixo valor comercial, uma vez que as perdas pela pouca experiência com manejo dos peixes e com sistemas de produção intensivos e superintensivos são comuns para iniciantes;
6. A partir do momento em que perceber que já possui experiência suficiente, o piscicultor poderá iniciar a aquisição de linhagens mais caras para a produção, já com menor risco de perdas por inexperiência. O próprio piscicultor perceberá quando estiver mais experiente com a produção;
7. No cultivo de peixes ornamentais, a frequente troca de experiências entre produtores é um dos fatores que permite manter-se atualizado com a produção de linhagens com maior demanda e valor de mercado.

5. Bibliografia consultada e recomendada

- BALDISSEROTTO, B.; GOMES L.C. (Ed.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora UFSM, 2010. 608 p.
- BORBA, M.R.; FRACALOSSO, D.M.; PEZZATO, L.E. Dietary energy requirement of piracanjuba fingerlings, *Brycon orbignyanus*, and relative utilization of dietary carbohydrate and lipid. **Aquaculture Nutrition**, v. 12, p. 183-191, 2006.
- BORGHESI, R.; DAIRIKI, J.K.; CYRINO, J.E.P. Apparent digestibility coefficients of selected feed ingredients for dourado *Salminus brasiliensis*. **Aquaculture Nutrition**, v. 15, p. 453-458, 2009.

- BORGHETTI, J.R.; CANZI, C.; FERNANDEZ, D.R. Influência de diferentes níveis de proteína no crescimento do dourado *Salminus maxillosus*. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, v. 33, n. 3, p. 683-689, 1990.
- BRAGA, L.G.T.; BORGHETTI, R.; CYRINO, J.E.P. Apparent digestibility of ingredients in diets for *Salminus brasiliensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, n. 2, p. 271-274, 2008.
- BRAGA, L.G.T.; BORGHETTI, R.; DAIRIKI, J.K.; CYRINO, J.E.P. Trânsito gastrointestinal de dieta seca em *Salminus brasiliensis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 1, p. 131-134, 2007.
- CASTELLO, L.; STEWART, D.J. Assessing CITES non-detriment findings procedures for *Arapaima* in Brazil. **Journal of Applied Ichthyology**, v. 26, p. 49-56, 2010.
- CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. Jaboticabal: TecArt, 2004. 533 p.
- GOULDING, M. **The fishes and the forest: explorations in Amazonian natural history**. Los Angeles: University of California Press. 1990. 275 p.
- KITAGIMA, R.E. **Digestibilidade da matéria seca, energia bruta, proteína e aminoácidos pelo catfish americano**, . 2009. 53 p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2009.
- LIMA, F.C.T. **Revisão taxonômica e relações filogenéticas do gênero (Teleostei: Ostariophysi: Characiformes: Characidae)**. 2006. 253 p. Tese (Doutorado em Ciências), Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.
- MORO, G.V.; CAMILO, R.Y.; MORAES, G.; FRACALOSSO, D.M. Dietary non-protein energy sources: growth, digestive enzyme activities and nutrient utilization by the catfish jundiá, *Rhamdia quelen*. **Aquaculture Research**, v. 41, p. 394-400, 2010.
- MPA. **Boletim estatístico da pesca e aquicultura no Brasil 2008-2009**. Ministério da Pesca e Aquicultura, Brasília-DF, 2010. 99 p.
- MPA. **Boletim estatístico da pesca e aquicultura no Brasil 2010**. Ministério da Pesca e Aquicultura, Brasília-DF, 2012. 128 p.
- NELSON, J.S. **Fishes of the world**. Nova Jersey, EUA: John Wiley e Sons, Inc., 2006. n. 4, 600 p.
- ODDONE, M.C.; VELASCO, G.; CHARVET, P. Record of the freshwater stingrays *Potamotrygon brachyura* and *P. motoro* (Chondrichthyes, Potamotrygonidae) in the lower Uruguay river, South America. **Acta Amazonica**, v. 42, n. 2, p. 299-304, 2012.
- OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J.R.; SOTO, D. (Ed.). **Aquicultura no Brasil: o desafio é crescer**. Brasília, 2008. 276 p.
- RABELLO-NETO, J.G. **Biologia Reprodutiva e alimentação natural do aruanã preto (Kanazawa, 1966), no município de Barcelos, Médio Rio Negro, Amazonas, Brasil**. 1999. 32 p. Monografia (Trabalho de Conclusão do Curso de Engenharia de Pesca) - Departamento de Ciências Pesqueiras, Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, 1999.
- REIS, R.E.; KULLANDER, S.O.; FERRARIS, C. **Check list of the freshwater fishes of South**

- and Central America (CLOFFSCA).** Porto Alegre: EdiPUCRS, 2003. 729 p.
- REZENDE, F.P., RIBEIRO-FILHO, O.P., SANTOS, L.C., VIDAL-JUNIOR, M.V. **Produção de alevinos de traíra e trairão.** Editora Universidade Federal de Viçosa (UFV), Viçosa-MG, Boletim de Extensão, 2007, v. 1, p. 1 - 29 p.
- RIBEIRO, D.T. **História evolutiva de espécies do gênero Garman, 1877 (Potamotrygonidae) na Bacia Amazônica.** 2007. 114 p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas), Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA)/ Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Manaus-AM, 2007.
- SILVA, J.P.C.B.; CARVALHO, M.R. A new species of neotropical freshwater stingray of the genus *Potamotrygon* Garman, 1877 from the río Madre de Díos, Peru (Chondrichthyes: Potamotrygonidae). **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 51, n. 8, p. 139-154, 2011.
- STEWART, D.J. Re-description of *Arapaima agassizii* (Valenciennes), a rare fish from Brazil (Osteoglossomorpha: Osteoglossidae). **Copeia**, v. 1, p. 38-51, 2013.
- TAKAHASI, L.S.; CYRINO, J.E.P. Dietary carbohydrate level on growth performance of speckled catfish, *Pseudoplatystoma coruscans*. **Journal of Aquaculture in the Tropics**, v. 21, n. 1, p. 13-19, 2006.
- TEIXEIRA, B.; MACHADO, C.C.; FRACALLOSSI, D.M. Exigência proteica em dietas para alevinos do dourado (*Salminus brasiliensis*). **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 32, n. 1, p. 33-38, 2010.
- ZANIBONI-FILHO, E.; NUÑER, A.P.O.; MEURER, S. **Monitoramento e manejo da ictiofauna do alto rio Uruguai – espécies migradoras: UHE-Itá.** Florianópolis-SC, 2000. 56 p. Relatório final apresentado a Tractbel Energia.

Capítulo 2

Anatomia e fisiologia de peixes de água doce

*Giovanni Vitti Moro
Ana Paula Oeda Rodrigues
Lucas Simon Torati
Renata Melon Barroso
Lícia Maria Lundstedt*

1. Introdução

Ao longo de todo o processo evolutivo dos peixes no ambiente aquático, diversas formas de adaptação surgiram, tornando esse grupo de animais capaz de explorar, de maneira eficaz, um ambiente diferente em muitos aspectos do terrestre. Formas variadas, mecanismos para manter sua posição na coluna de água, estruturas sensoriais altamente efetivas, diversidade nos hábitos alimentares e na capacidade e forma de obter o alimento são algumas das características que permitiram a esse grupo de vertebrados explorarem a imensa gama de habitats que se formam nos ambientes aquáticos.

O estudo da anatomia e fisiologia dos peixes proporciona uma melhor compreensão de seu comportamento e estratégias de adaptação ao meio, sendo de fundamental importância para o seu manejo em sistemas de criação e para o controle do próprio sistema. Neste capítulo, serão abordadas as estruturas de locomoção, a função sensorial e protetora do revestimento externo, a regulação da temperatura corporal, os fatores que influenciam o comportamento animal, bem como as principais funções e características dos sistemas fisiológicos dos peixes e como tudo isso está relacionado com as práticas de piscicultura.

Entender como cada estrutura dos peixes se relaciona com o meio e com o seu hábito de vida é um passo importante para compreendermos as particularidades de cada espécie e aplicá-las aos manejos comuns aos sistemas de produção em cativeiro. Esse entendimento leva a melhores práticas de manejo que irão refletir no sucesso do empreendimento.

2. Forma corporal e locomoção

No decorrer do processo evolutivo dos peixes, o aparecimento de diferentes formas corporais permitiu-lhes desempenhar diversas atividades no ambiente aquático, como a caça e fuga de predadores, a construção de ninhos para a reprodução e os mais diversos hábitos alimentares existentes. De forma geral, os peixes possuem simetria bilateral e são divididos em cabeça, corpo e cauda. Entretanto, suas formas variam de modo surpreendente, estando intimamente relacionadas ao modo de vida de cada espécie¹. Na Figura 1, observam-se as principais estruturas corporais da maioria dos peixes.

O meio aquático impõe grande resistência à natação, de modo que o formato dos peixes reflete seu comportamento, velocidade na água, hábitos migratórios, dentre outras características biológicas importantes para a piscicultura. Além da forma corporal, as nadadeiras são também fundamentais para a movimentação dos peixes no corpo d'água. Durante o deslocamento, podem empregar movimentos corporais de ondulação (céfalo-caudal), que se integram a movimentos de oscilação da nadadeira caudal (lado esquerdo; lado direito) (Figura 2). Em adição, algumas espécies podem empregar movimentos de ondulação e oscilação com as nadadeiras peitorais, dorsal e anal. De acordo com o movimento realizado, existe uma classificação para o tipo de peixe, que está relacionada com sua forma corporal, como os movimentos anguiliformes, subcarangiformes, carangiformes, entre outros (Figura 2). Algumas dessas formas são mais comuns nos peixes de água doce, meio que oferece menor resistência durante o deslocamento na coluna d'água.

Na locomoção, a nadadeira caudal é o principal apêndice propulsor, sendo que as nadadeiras dorsal e anal atuam estabilizando o animal no corpo d'água. As nadadeiras peitorais direcionam os movimentos. As nadadeiras caudal, anal e dorsal podem também assumir o papel de âncora. Devido à importante participação da nadadeira caudal na locomoção, existe uma grande variedade de formas, que estão relacionadas com o deslocamento (Figura 1). De acordo com a simetria da estrutura óssea, a nadadeira caudal pode ser homocerca ou heterocerca (Figura 1). Quanto à forma externa, a nadadeira caudal pode ser classificada como pontuda, truncada, arredondada, emarginada, lunar e bifurcada (Figura 1).

¹ Para um maior detalhamento da diversidade de formas, recomenda-se a leitura de Bemvenuti e Fischer (2012).

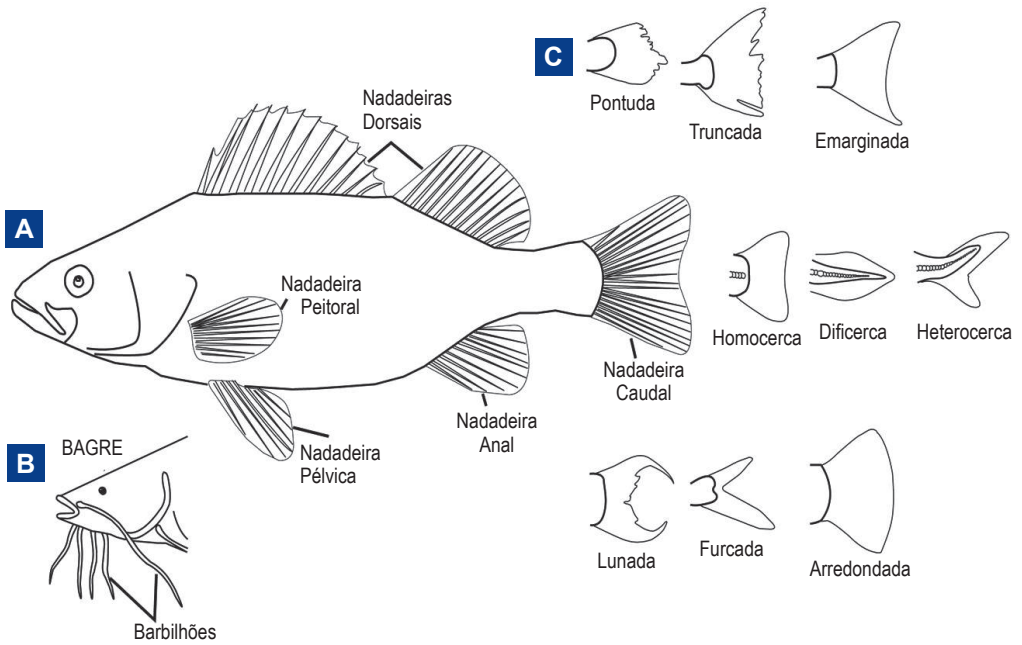


Figura 1. (A) Principais estruturas corporais de um peixe de escamas genérico fusiforme. (B) Barbilhões mentonianos e maxilares encontrados em algumas espécies de peixe. (C) Principais formatos de nadadeira caudal.

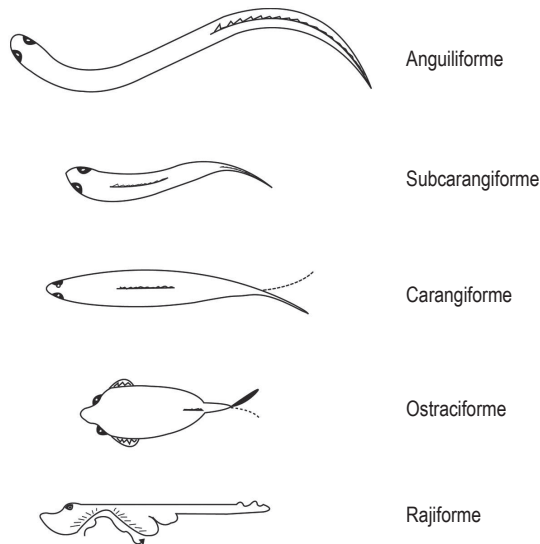


Figura 2. Esquema classificatório dos peixes quanto à movimentação por ondulação corporal e oscilação da nadadeira caudal.

Com relação ao comportamento alimentar, existe uma forte relação da forma corporal com o método de obtenção do alimento. Peixes conhecidos como predadores de emboscada possuem o corpo alongado (na forma de um torpedo), a cabeça chata e as nadadeiras ventral e dorsal deslocadas caudalmente. Essas adaptações permitem ao peixe conseguir uma velocidade inicial de deslocamento alta, tornando-o capaz de capturar sua presa com um bote rápido. Esse é o caso de espécies como o pirarucu (*Arapaima gigas*) e as traíras (*Hoplias* spp.). Já os chamados peixes erráticos são capazes de perseguir a presa no ambiente pelágico e, para isso, possuem um pedúnculo caudal curto e a nadadeira caudal lunar ou bifurcada, além de serem classicamente fusiformes (como exemplo, o dourado *Salminus brasiliensis*).

3. Revestimento externo

O revestimento externo ou tegumento dos peixes é outro importante aspecto da morfologia. A pele dos peixes é composta por duas camadas, a epiderme, externa de função protetora, e a derme, interna germinativa. Dependendo da espécie ou do grupo de peixes, diversos anexos cutâneos podem estar presentes na derme, tais como glândulas, escamas, placas ósseas, órgãos elétricos, órgãos sensoriais e células pigmentares.

As glândulas mucosas são responsáveis pela secreção de muco, uma substância glicoproteica, responsável pela lubrificação externa do peixe. Ela reduz o atrito do animal com a água e confere ainda proteção, impedindo a entrada de agentes infecciosos. Além de glândulas mucosas, a derme da maioria das ordens de peixes possui escamas formando um esqueleto externo. As escamas variam em seus tipos morfológicos, podendo ser ganoide, óssea (este tipo podendo ser ctenoide ou cicloide) e placoide. As escamas arranjam-se em fileiras formando um padrão de sobreposição umas sobre as outras, de forma a cobrir o corpo todo do animal. A maioria das espécies possuem escamas, como os da ordem dos Characiformes, Perciformes, entre outros. Os chamados peixes de couro, como o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), alguns outros bagres e cascudos (ordem dos Siluriformes), não possuem escamas.

A pele possui também uma grande variedade de pigmentos, que são produzidos em células epidérmicas e dérmicas chamadas de cromatóforos. Esses pigmentos podem ser melaninas, carotenoides, pteridinas e purinas. De acordo com a espécie, diversos fatores podem ser responsáveis por mudanças na coloração do peixe ao longo do ciclo de vida. Um deles pode ser a proteção contra os raios solares ultravioleta, que é tida como responsável pela coloração mais escura assumida pelo tambaqui (*Colossoma macropomum*) quando mantido em águas muito transparentes ou com fundo claro. Outro fator que envolve mudanças na coloração é a comunicação,

como no caso do pirarucu e tucunaré (*Cichla* sp.), bem como as diversas espécies de pequeno porte utilizadas como ornamentais, em que machos e fêmeas passam a ter coloração diferente no período reprodutivo. A camuflagem também explica as diferentes cores assumidas por algumas espécies de peixe mas também diversos estudos apontam a nutrição como outro fator determinante.

4. Temperatura corporal

A maior parte dos peixes é pecilotérmica (ou heterotérmica), ou seja, não regula a temperatura corporal de forma ativa. Isso significa que a sua temperatura varia muito proximamente de acordo com a temperatura da água em que eles se encontram. No entanto, os peixes possuem estratégias comportamentais para manter a temperatura em valores adequados para o seu organismo. Por exemplo, os peixes podem posicionar-se em diferentes profundidades na coluna d'água, de forma a encontrar aquela com temperatura mais apropriada. Quando a temperatura ambiental está fora da faixa ótima, as funções fisiológicas são prejudicadas podendo causar alterações alimentares, imunológicas e reprodutivas que podem se agravar caso a temperatura permaneça fora do ideal por um longo período.

5. Comportamento

Dentre os fatores que influenciam o comportamento dos peixes, destacam-se a luminosidade, a composição química, a agitação mecânica e a temperatura da água, a presença de predadores, competidores ou parceiro reprodutivo, dentre outros. A intensidade desses fatores pode influenciar diretamente o ritmo biológico endógeno do animal (liberação de hormônios, eventos metabólicos, atividades, repouso etc.) e, consequentemente, em seu comportamento e desempenho produtivo.

Algumas espécies possuem um comportamento hierárquico, em que pode ocorrer a dominância de alguns indivíduos em relação aos demais. Esse tipo de comportamento é comum em várias espécies de animais e, na maioria dos casos, é benéfica aos dominantes e prejudicial aos dominados ou subordinados. Por exemplo, para a tilápia-do-Nilo, os animais dominantes irão se alimentar mais, pois são os que primeiro comem, escolhem os melhores locais e parceiras para reproduzir, ao passo que os dominados acabam disputando o alimento que sobra e, consequentemente, crescem menos que os dominantes. A dominância ou hierarquia social pode ocorrer na produção de diversas espécies de peixes, sendo influenciada pela densidade de estocagem, heterogeneidade do lote, formato dos tanques, manejo alimentar,

entre outros fatores. Confere prejuízos bioquímicos, fisiológicos e comportamentais tanto para os subordinados quanto para os dominantes, que despendem energia para manter o posicionamento dentro do grupo. Todo esse custo energético resulta em estresse, com detrimento das funções produtivas (crescimento e reprodução) e do sistema imune. Na aquicultura, várias estratégias devem ser adotadas para que essa relação de dominância dentro de um cardume não se estabeleça e possa haver crescimento homogêneo do lote de animais, como ajustar a densidade dos animais de forma a manter o lote o mais homogêneo possível, realizar periodicamente biometrias e seleção dos indivíduos, e despesca seletiva. A densidade adequada para minimizar o efeito da heterogeneidade varia para diferentes espécies.

6. Sistema circulatório

O sistema circulatório explica como o sangue circula no organismo. Nos peixes, tal sistema é considerado fechado (as células do sangue estão sempre dentro de um vaso sanguíneo e chegam a todas as regiões e células do corpo do animal) e simples (somente o sangue não oxigenado passa pelo coração, caracterizando um fluxo único). O coração possui duas cavidades (um átrio e um ventrículo) e divide-se em quatro regiões: seio venoso (parede delgada; desprovido de válvulas e pequeno), átrio (parede delgada; impulsiona o sangue para o ventrículo), ventrículo (parede espessa; impulsiona o sangue para as brânquias e o corpo) e bulbo arterial (parede espessa; depósito para uniformizar o fluxo sanguíneo). Os principais vasos que constituem o sistema circulatório dos peixes são a aorta ventral, artéria aferente branquial (a qual é cortada quando realizamos a sangria dos peixes) e outras artérias (carótida, subclava, caudal, mesentérica superior, celíaca e eferente branquial), aorta dorsal e veias (jugular, cardinal anterior, cardinal posterior, cardinal comum e caudal, pela qual é realizada a coleta de sangue na maioria dos peixes).

O sangue sai do coração, circula pelas brânquias onde é oxigenado, seguindo pelos capilares do corpo e voltando para o coração ao final do ciclo. Portanto, o coração dos peixes recebe apenas o sangue com pouco oxigênio (venoso), não recebendo o arterial (com muito oxigênio) (Figura 3). O volume de sangue varia de acordo com a espécie, sendo normalmente em torno de 2% do peso corporal.

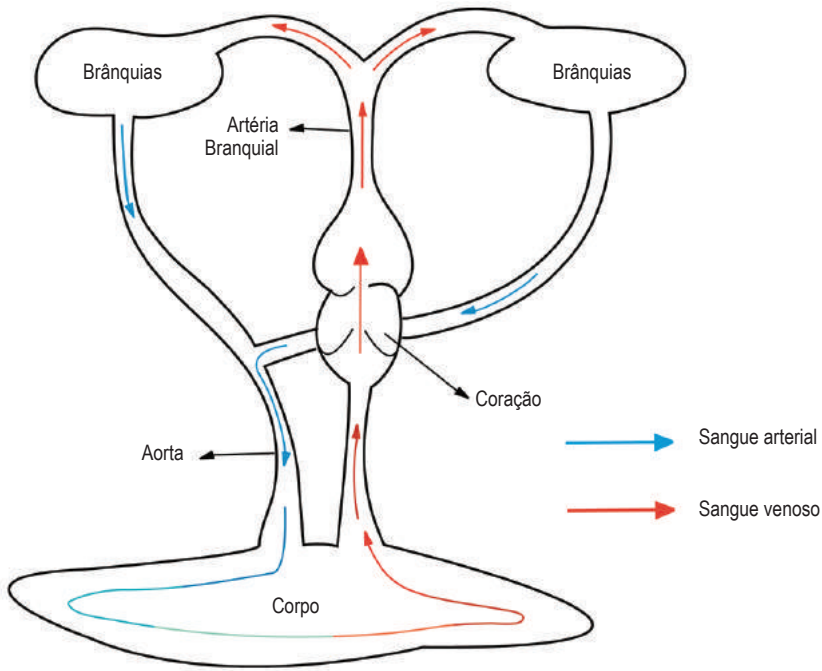


Figura 3. Representação esquemática do sistema circulatório dos peixes.

7. Sistema excretor

O sistema excretor dos peixes é responsável por eliminar os resíduos do metabolismo e do alimento não digerido, como fezes, nitrogênio, sais, água e ureia (Figura 4). Dentre os compostos excretados, os nitrogenados são os mais tóxicos aos animais. Dependendo da disponibilidade de água do meio para diluir e excretar os compostos nitrogenados, eles são excretados de diferentes formas pelos diversos grupos de animais. A amônia é a forma mais tóxica delas e exige grandes quantidades de água para sua diluição, sendo a mais utilizada pelos peixes devido à disponibilidade de água que possuem em seu habitat. A ureia é menos tóxica que a amônia, sendo utilizada principalmente pelos mamíferos, ao passo que o ácido úrico é menos tóxico ainda, sendo o principal produto da excreção de aves e répteis.

Quanto menor for a toxicidade do composto nitrogenado excretado pelo animal, maior será a energia gasta para produzi-lo. Dos produtos nitrogenados excretados pelos peixes, cerca de 70% estão na forma de amônia, liberada passivamente pelas brânquias para a água. O restante é excretado pela vesícula urinária na forma de glutamina ou ureia. Assim, por viverem em um ambiente onde a disponibilidade de água

é suficientemente grande para diluir os compostos nitrogenados, os peixes gastam menos energia para excretar esses metabólitos e isto permite que esses compostos sejam excretados na forma mais tóxica, quando comparado com outros animais.

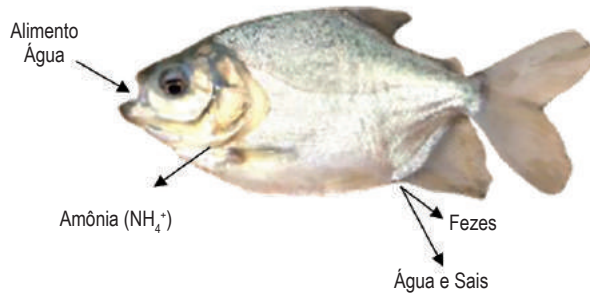


Figura 4. Esquema simplificado da excreção em peixes.

A amônia excretada sai das brânquias dos peixes diretamente para a água, através de difusão passiva. Os peixes de cultivo estão constantemente difundindo esse composto para a água dos tanques, o que pode ser letal a esses animais, caso a concentração atinja níveis tóxicos. A quantidade de amônia excretada está diretamente relacionada com o estado nutricional, fisiológico momentâneo, temperatura do meio (maior apetite e, conseqüentemente, maior ingestão de alimento e degradação de aminoácidos), concentração de amônia e pH do meio (quando o pH citoplasmático estiver menor que o do meio, haverá uma retenção da amônia na circulação sanguínea). Concentrações de amônia letais para os peixes estão entre 9,4 e 64,7 $\mu\text{mol/L}$, e essas concentrações variam entre as espécies, conforme mencionado no capítulo “Monitoramento e manejo da qualidade da água”. Níveis letais de amônia causam um aumento do fluxo de água nas brânquias devido a maior movimentação dos opérculos, seguida de convulsões, coma e, por fim, morte. Animais que estão vivendo em um ambiente com concentrações altas de amônia por um longo período, tal como em um viveiro eutrofizado, podem apresentar uma redução no crescimento, aumento nos níveis de cortisol sanguíneo, com conseqüente redução no apetite, imunossupressão, comportamentos respiratórios e de locomoção irregular.

Outro fator importante relacionado à excreção dos peixes é a sua interação com a regulação osmótica. Os peixes de água doce tendem a “ganhar” água do meio ambiente por osmose. Por esse motivo, os rins dessas espécies filtram essa água e formam uma urina bastante diluída, eliminando o excesso de água por meio da vesícula urinária. Os rins dos peixes adultos ficam localizados na região superior da cavidade abdominal, logo acima da bexiga natatória, e são subdivididos em duas regiões com funções diferentes: porção anterior (principal órgão hematopoiético dos peixes) e porção posterior (dedicado principalmente ao processo de excreção).

8. Sistema respiratório

O sistema respiratório dos peixes é intimamente relacionado com o excretor, pois a troca gasosa ocorre, na maioria das espécies, por meio das brânquias. Estas são compostas por quatro arcos branquiais que possuem duas fileiras de filamentos branquiais. Cada um destes é composto por inúmeras lamelas branquiais, onde ocorre a troca gasosa (Figura 5). O fluxo sanguíneo nessas lamelas é contrário ao de água, o que permite uma eficiência de 90% na troca gasosa, enquanto, se o fluxo ocorresse no mesmo sentido, teria eficiência de apenas 50%. O interior das lamelas branquiais é composto por canais extremamente pequenos, que quase permitem a passagem de uma célula sanguínea por vez; condição esta que também permite uma troca gasosa eficiente.

Comparado com o ar, o ambiente aquático possui uma concentração de oxigênio inferior. Enquanto a água possui uma concentração média de 4% de oxigênio, a concentração de oxigênio no ar atmosférico está em torno de 20%. Ao longo da evolução dos peixes ósseos, a baixa concentração de oxigênio do meio aquático contribuiu para o desenvolvimento de brânquias com maior área superficial e consequente aumento da eficiência de trocas gasosas, bem como para o surgimento de órgãos adaptados para respiração aérea e regulação do equilíbrio ácido-base, com maior dependência da concentração de íons do que da ventilação das brânquias. Diversos fatores afetam a taxa respiratória dos peixes, dentre estes, podemos citar diminuição de oxigênio no meio, a realização de movimentos natatórios rápidos como em fugas, a ingestão de alimentos, o estresse, a poluição da água, dentre outros.

A forma como os peixes respiram varia de acordo com a fase da vida em que se encontram. Em relação à respiração larval, esta pode ser classificada de duas maneiras. A primeira diz respeito às espécies que possuem ovos grandes (tais como salmões e cascudos), cujas larvas nascem em estágios de desenvolvimento mais avançado, com o sistema respiratório já formado, podendo já possuir as brânquias, sistema circulatório formado e hemoglobina circulando no sangue. Na segunda classificação, que engloba a maioria dos peixes, as larvas dependem da respiração cutânea no início da vida e não possuem hemoglobina circulante.

Após o período larval, os peixes podem realizar respiração aquática e/ou aérea. A de primeiro tipo utiliza o oxigênio da água e é feita pelas brânquias, sendo a mais comum na maioria das linhagens. Os que nadam grandes distâncias em altas velocidades, como forma de aumentar a eficiência do processo respiratório, mantêm a boca aberta o tempo todo e a água entra e passa pelas brânquias constantemente,

melhorando as trocas gasosas. Já os que nadam lentamente ou que, para fugir, realizam movimentos operculares e da boca, dependendo da situação, podem manter a boca aberta durante uma fuga ou um período maior de esforço natatório.

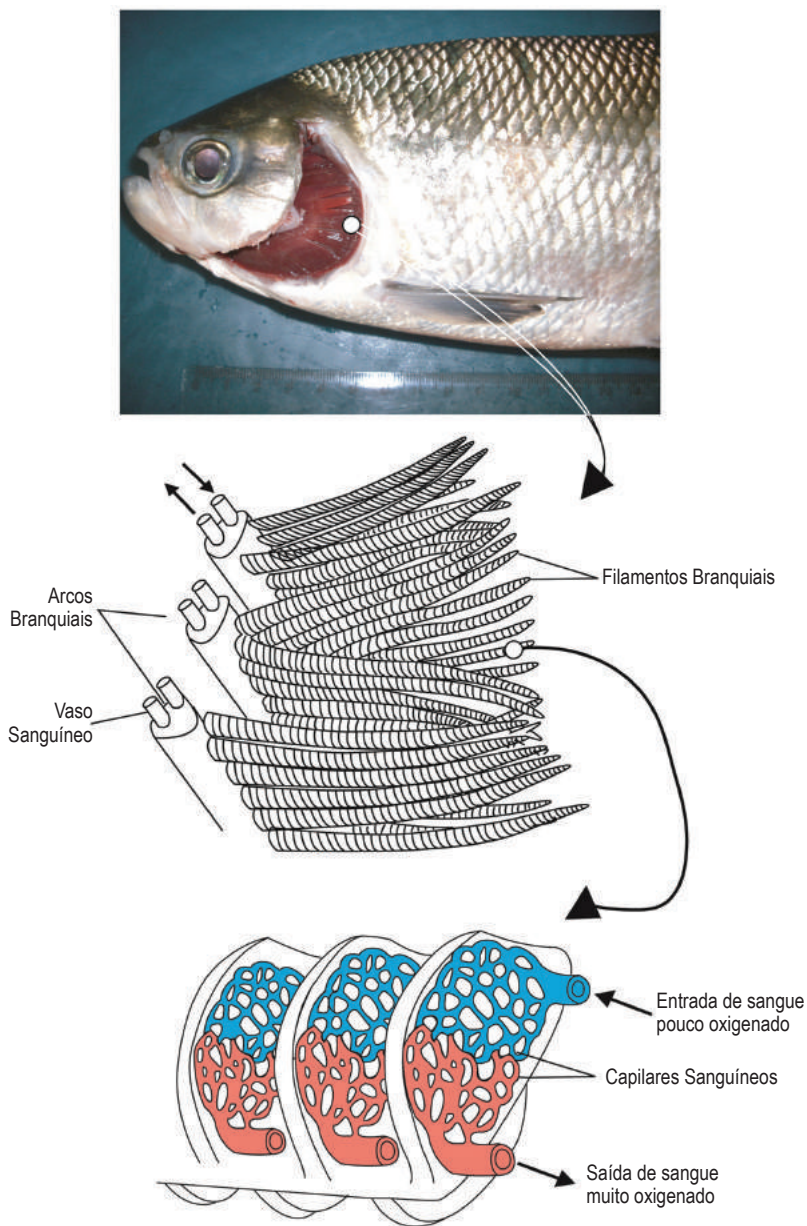


Figura 5. Esquema do sistema respiratório dos peixes.

Na respiração aérea, o peixe utiliza o oxigênio atmosférico. Esta é realizada por algumas espécies que possuem adaptações no órgão respiratório, na bexiga natatória ou apresentam pulmões modificados. Por exemplo, o “peixe de briga” *Betta splendens* possui uma modificação nas brânquias, que forma um sistema chamado labirinto. Este permite a remoção do oxigênio atmosférico com a captura do ar pela boca, o qual irá passar pelo sistema de labirinto e será novamente expelido pela boca. Outro exemplo é o pirarucu, que possui bexiga natatória modificada em pulmão. Nas chamadas “boiadas”, o pirarucu enche o pulmão com ar atmosférico. Ainda, existem algumas espécies que apresentam pulmões rudimentares, como o peixe pulmonado australiano (*Neoceratodus forsteri*) e o africano (*Protopterus annectens*). Essas adaptações fornecem vantagens para as espécies citadas, como: capacidade de explorar locais com baixa ou nenhuma disponibilidade de oxigênio; possibilidade de transitar entre um lago e outro quando o alimento é escasso ou o lago seca; capacidade de viver em tocas úmidas quando em longos períodos de estiagem.

9. Sistema nervoso

O sistema nervoso dos peixes é dividido em central (SNC), o qual recebe, analisa e integra informações, e periférico (SNP), que transmite as informações dos órgãos sensoriais para o central, bem como aquelas do sistema nervoso central para os órgãos. O SNP, por sua vez, é subdividido em três tipos:

SNP autônomo simpático, que é responsável por:

- Aceleração dos batimentos cardíacos;
- Aumento da pressão arterial;
- Aumento da concentração de glicose no sangue;
- Ativação do metabolismo geral do corpo;
- Vasoconstrição;
- Liberação do neurotransmissor norepinefrina.

SNP autônomo parassimpático, que é responsável por:

- Redução do ritmo cardíaco;
- Redução da pressão arterial;
- Estimula principalmente atividades relaxantes;
- Liberação de acetilcolina.

SNP somático:

- Responsável pela inervação dos músculos sensitivos e motores e, conseqüentemente, pela função de locomoção nos peixes.

O cérebro dos peixes teleósteos possui um tamanho variado dentre as espécies, mas normalmente não ultrapassa 1% da massa corporal total. É subdividido em oito regiões, possuindo em geral 10 pares de nervos craniais (Tabela 1). A interface entre o sistema nervoso central e o endócrino é denominada sistema hipotálamo-hipófise, o qual pode ser dividido em três áreas principais: hipotálamo (parte do diencéfalo), neurohipófise e adenohipófise. Dentre as funções do sistema hipotálamo-hipófise dos peixes, destacam-se: controle das rotas hormonais, síntese de neuro-hormônios pelo hipotálamo, estímulo da hipófise para liberar hormônios tróficos e estímulo de glândulas e órgãos para secretar hormônios periféricos.

Tabela 1. Regiões e pares de nervos cranianos do cérebro e suas respectivas funções.

Região do cérebro		Função
Lobo olfatório		Interpreta os estímulos nervosos do olfato.
Telencéfalo		Memória e função cognitiva.
Lobo óptico		Interpreta as informações da visão.
Nervo óptico		Leva os estímulos visuais para o lobo óptico.
Cerebelo		Centro de coordenação muscular e equilíbrio.
Corde espinhal	Leva e traz informações para o resto do corpo (sistema nervoso periférico).	
Hipotálamo		Secreta hormônios que estimulam a hipófise e regula funções como sono, fome etc.
Hipófise		Importante reguladora do metabolismo, reprodução etc.
Nervo cranial		Função
Par 1		Conexão sensorial dos órgãos nasais e o lobo olfatório.
Par 2		Conexão sensorial dos olhos com o lobo óptico.
Par 3		Conectado aos músculos.
Par 4		Conectado aos músculos; conexão sensorial e muscular.
Par 5		Conectado aos músculos responsáveis pela mastigação; conexão sensorial e muscular. Células sensoriais da língua e narinas.
Par 6		Conectado aos músculos.
Par 7		Conexão sensorial e muscular.
Par 8		Conexões sensoriais entre o cérebro e ouvido interno, importante para o equilíbrio.
Par 9		Conexões sensoriais entre o cérebro, as brânquias e o palato da boca.
Par 10		Conexão com o intestino, brânquias, coração e linha lateral.

10. Sistema de integração

O sistema de integração dos peixes é formado por células receptoras periféricas especializadas que captam os estímulos do ambiente e fornecem informações para o animal. Devido ao meio em que vivem, os peixes possuem uma alta capacidade de sentir sabores e odores, pelas células sensoriais presentes na boca, nos barbilhões e narinas. São sensíveis, também, a vibrações sonoras na água, por meio do ouvido interno, bexiga natatória e linha lateral. Esta última é um órgão de extrema importância para o seu sistema sensorial. É formada por inúmeras células sensoriais denominadas neuromastos, os quais se situam abaixo das escamas ao longo da lateral do corpo, ligando-se ao meio exterior por meio de pequenos poros (Figura 6). Os neuramastos são sensíveis a alterações de pressão e variações na qualidade da água, fornecendo essas informações para o sistema nervoso central.

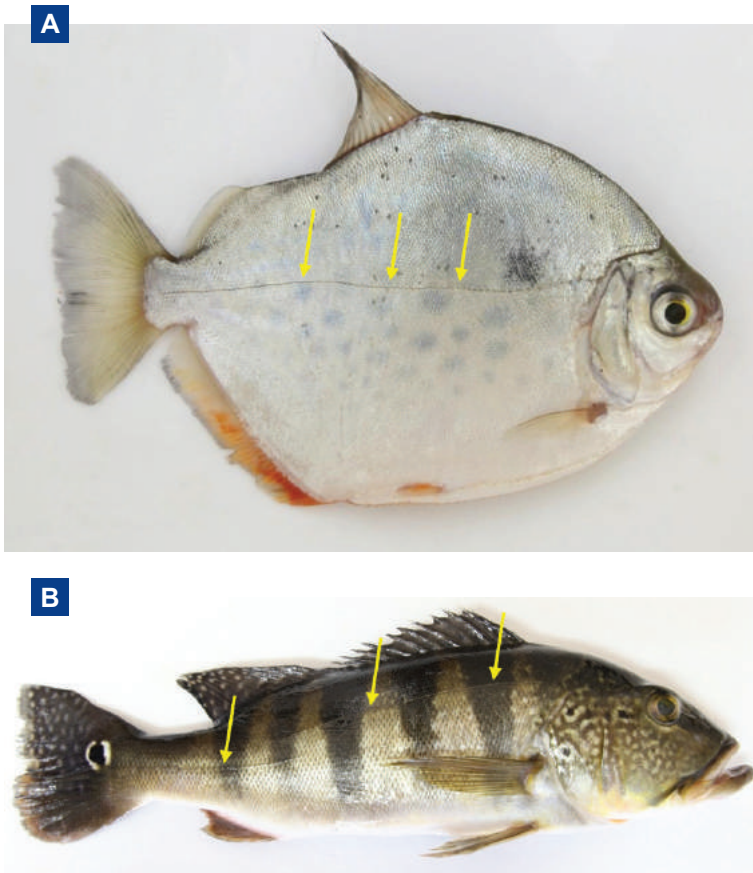


Figura 6. A. Vista lateral de um pacu com linha lateral em evidência (setas). B. Vista lateral de um tucunaré com a linha lateral evidente. Fotos: Jefferson Christofoletti.

A visão dos peixes é variável entre as espécies. As que vivem em águas profundas ou escuras não possuem uma visão aguçada, sendo esse o caso da maioria dos bagres, ao contrário daquelas que vivem em águas claras, tal como a corvina *Plagioscion squamosissimus*. Ao longo da evolução dos peixes, algumas perderam esse órgão de sentido ou possuem olhos extremamente pequenos, capazes de captar apenas alterações na luminosidade (como o peixe cego das cavernas, *Astyanax mexicanus*, e o Candiru-açu, *Cetopsis coecutiens*).

11. Sistema glandular

O sistema glandular dos peixes é representado principalmente pelo hipotálamo-hipófise, tireoide, glândula inter-renal, pâncreas, complexo pineal e glândula ultimobranquial. Na Tabela 2, encontram-se os principais hormônios do sistema glandular dos peixes e suas respectivas funções.

Tabela 2. Principais hormônios secretados pelo sistema glandular em peixes.

Hormônios	Funções
Hipotálamo	
Liberador de Gonadotrofina (GnRH)	Promove a liberação das gonadotrofinas pela hipófise.
Liberador de Tireotrofina (TRH)	Promove a liberação das tireotrofinas.
Liberador de Corticotrofina (CRH)	Promove a liberação de corticoides (cortisol).
Liberador de GH (GHRH)	Promove a liberação do hormônio de crescimento.
Inibidor da Liberação do GH (GHRH)	Inibe a liberação do hormônio de crescimento.
Fator Liberador de MSH (MSHRF)	Promove a liberação dos hormônios melanotróficos.
Fator Inibidor de MSH (MSHIF)	Inibe a liberação dos hormônios melanotróficos.

Hipófise

Antidiurético (ADH) ou vasopressina - Aumenta a absorção de água pelos túbulos coletores dos rins (regulação dos fluidos corporais).

Oxitocina - Atua no comportamento reprodutivo.

Tireoide

Triiodotironina (T3)
Tiroxina (T4) - Incrementam o metabolismo basal.

Glândula ultimobranquial

Calcitonina - Abaixa a concentração de cálcio no soro e supre a reabsorção deste pelos osteoclastos.

Pâncreas

Insulina e glucagon - Controlam a glicemia.

Gastrina - Estimulam a secreção HCl.

Somatostatina - Inibe a ação da insulina e glucagon.

Glândula inter-renal

Adrenalina - Aumenta o ritmo cardíaco e os níveis de glicose no sangue, atua na degradação do glicogênio (glicogenólise).

Noradrenalina - Estimula a vasoconstrição e aumenta a lipólise.

Cortisol - Regula o balanço de fluidos corporais.

Complexo pineal

Melatonina - Regula o ritmo dos processos fisiológicos.

12. Sistema digestório

Os principais órgãos, estruturas e enzimas envolvidos no processo de digestão de alimentos em peixes são apresentados a seguir. Na Figura 7, estão demonstrados e identificados os principais órgãos envolvidos na digestão dos peixes.

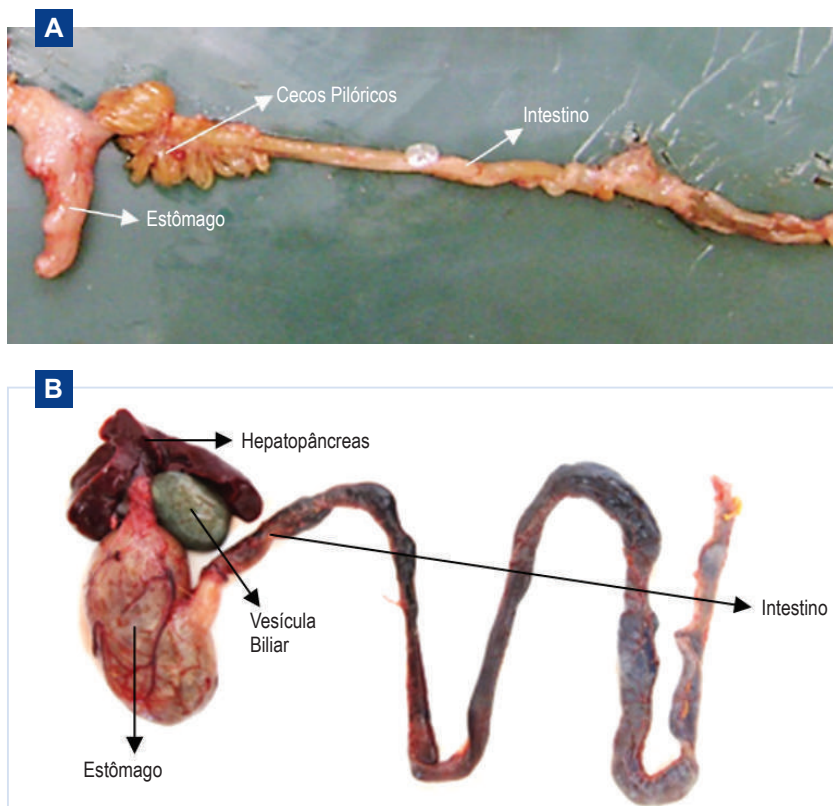


Figura 7. Sistema digestório dos peixes e principais órgãos envolvidos. Fotos: (A) Giovanni V. Moro; (B) Jefferson Christofolletti.

12.1. Cavidade bucal, faringe e esôfago

Na cavidade bucal e faringe, estão os lábios, boca, dentes, língua e arcos branquiais, onde ocorrem os processos de seleção, apreensão e condução do alimento até o esôfago. Tais estruturas apresentam grande relação com o comportamento e preferência alimentar dos peixes na natureza, influenciando na escolha da granulometria e densidade do pélete de ração (flutuante ou não). A presença de lábios volumosos é comum em espécies herbívoras, que realizam pastejo e filtragem. A posição superior da boca é um indicativo de que se alimenta na superfície (aruanã

Osteoglossum bicirrhosum) (Figura 8A). A posição inferior da boca é uma característica típica de peixes que se alimentam de organismos bentônicos (de fundo), como as espécies popularmente conhecidas como cascudos (Figura 8B). Já a posição terminal da boca é comum em espécies cujos itens alimentares não são restritos a uma só direção de captura, como o caso das espécies de tilápias, do tambaqui e do dourado (Figura 8C). Quanto ao tamanho da boca, em espécies predadoras é relativamente grande de forma a permitir a ingestão de presas inteiras (Figura 8C). Já nas espécies que se alimentam de plâncton, bentos e vegetais, a boca é comumente pequena e tubular, permitindo a sucção do alimento na água (Figura 8D). A língua dos peixes é relativamente simples, sendo usualmente rígida e pouco móvel. Os dentes podem

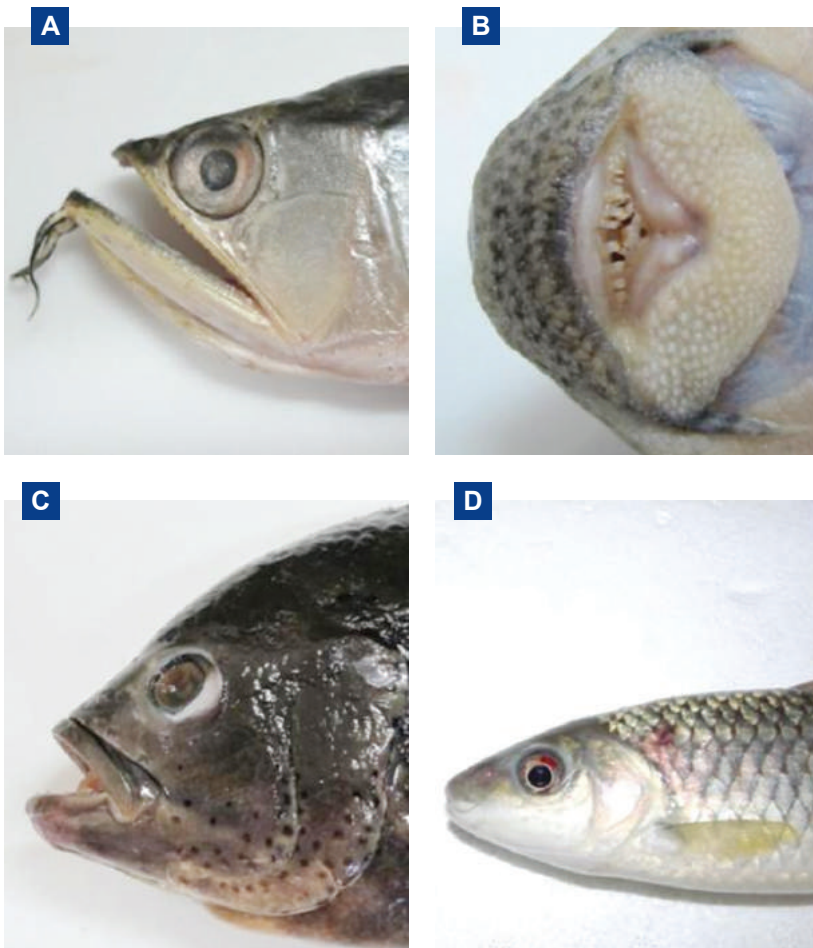


Figura 8. Diferentes especializações da boca em peixes. (A) Boca com posição superior (aruanã *Osteoglossum bicirrhosum*). (B) Boca de exemplar de cascudo com posição inferior. (C) Boca com posição terminal e tamanho grande, típica de peixe predador (apaiari *Astronotus ocellatus*). (D) Boca prostrátil, pequena e tubular (piauí *Leporinus* spp.).

estar localizados nas mandíbulas, boca e faringe e sua função se relaciona com seu formato. Dentes pontiagudos (caninos) auxiliam a perfurar e segurar a presa, como, por exemplo, os dentes das traíras, dourado e a cachorra verdadeira (*Hydrolycus armatus*). Dentes cortantes (incisivos) como os do piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) auxiliam a cortar o alimento em tamanhos menores, enquanto dentes molariformes, presentes no tambaqui, ajudam a esmagar e quebrar alimentos duros.

A faringe é definida pela presença dos arcos branquiais e seu limite com a cavidade bucal é pouco evidente. Em algumas espécies, a faringe apresenta dentes faríngeos (carpa capim *Ctenopharyngodon idella*) ou placas dentígeras (dourado), que auxiliam na trituração do alimento e na apreensão da presa, respectivamente. Os rastros branquiais – projeções ósseas dos arcos branquiais – quando espessos, pontiagudos, afastados entre si e em menor número, também auxiliam na apreensão da presa (Figura 9A). No entanto, quando longos, numerosos e próximos entre si, auxiliam na filtragem de alimento juntamente com o muco das brânquias (Figura 9B). Os rastros também protegem os filamentos branquiais contra partículas ingeridas que possam causar algum tipo de injúria.

O esôfago é um tubo curto e musculoso, que tem por função lubrificar o alimento e transportá-lo para o estômago ou diretamente para o intestino, no caso de espécies sem estômago, como a carpa comum (*Cyprinus carpio*). É bastante elástico e musculoso em espécies que se alimentam de itens de grande tamanho como nos peixes piscívoros predadores.

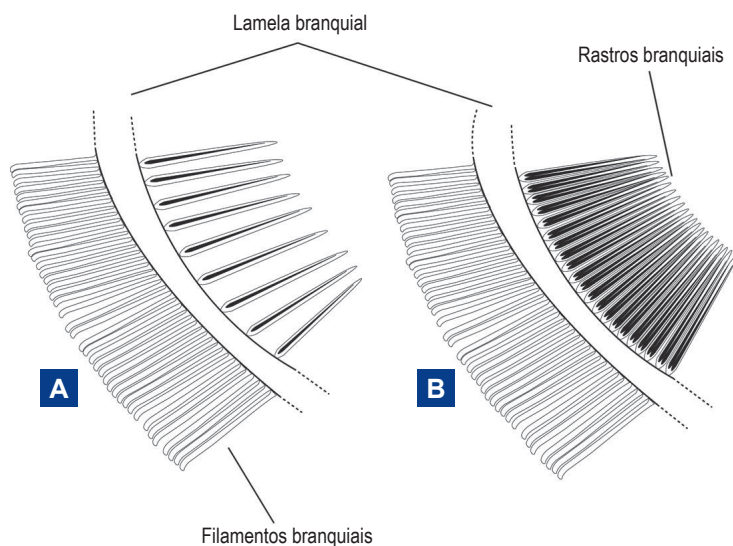


Figura 9. (A) Rastros branquiais espessos, pontiagudos e afastados entre si, típicos de peixes predadores. (B) Rastros branquiais delgados, longos, numerosos e próximos entre si, típico de peixes filtradores.

12.2. Estômago

O estômago é o local de armazenamento temporário do alimento, onde são realizadas funções mecânicas e químicas que auxiliam na trituração do alimento e iniciam o processo digestivo. O seu tamanho geralmente possui relação com a duração entre as refeições e a natureza da dieta. Em espécies que se alimentam de itens grandes como as carnívoras, o estômago é volumoso e elástico. Nessas espécies, a frequência alimentar pode ser menor (de uma a duas refeições diárias), aplicando-se maiores taxas de alimentação por refeição. O contrário ocorre com espécies herbívoras e onívoras que, por consequência, realizam um maior número de refeições diárias e consomem menor quantidade de alimento por refeição. Nas espécies de peixes detritívoras, o estômago possui capacidade de armazenamento limitada, porém é bastante musculoso, auxiliando na fragmentação do alimento. Já em algumas espécies como as carpas, o estômago inexistente.

Entre o estômago e o intestino, encontra-se o esfíncter pilórico ou piloro, estrutura que evita o refluxo do alimento e libera, de forma controlada, o alimento do estômago para o intestino. Em espécies de peixe sem estômago, não existe o piloro e o retorno do alimento do intestino é prevenido pela musculatura do esôfago.

12.3. Intestino

O intestino é o local onde predomina a digestão química e onde ocorre grande parte da absorção dos nutrientes, íons e água da dieta. A região proximal do intestino possui maior capacidade de digestão e absorção de nutrientes, enquanto a porção mais distal é relacionada com a absorção de íons e água, além de exercer importante função imunológica nos peixes.

O intestino possui uma enorme diversidade estrutural até mesmo entre espécies com o mesmo hábito alimentar. Geralmente, intestinos mais longos são característicos de espécies herbívoras ou detritívoras. Nessas espécies, a densidade nutricional e a digestibilidade do alimento são baixas. Dessa forma, o intestino longo constitui uma adaptação que permite aumentar o tempo de contato entre o alimento e as enzimas digestivas e, com isso, o aproveitamento dos nutrientes. Intestinos mais curtos, por sua vez, são encontrados em espécies carnívoras que se alimentam de itens nutricionalmente concentrados e de digestão lenta. Já em peixes onívoros, o comprimento intestinal é intermediário.

Algumas espécies apresentam cecos pilóricos no início do intestino, que são projeções em formato de saco, cuja função é aumentar a superfície de digestão e absorção de nutrientes. Estes ocorrem principalmente em peixes carnívoros e onívoros, como o pirarucu, o tambaqui e o dourado. O número, formato e tamanho dos cecos variam entre as espécies de peixe e entre indivíduos de uma mesma espécie.

12.4. Fígado, pâncreas e vesícula biliar

O fígado é o órgão produtor da bile, substância digestiva armazenada na vesícula biliar e responsável pela emulsificação das gorduras e neutralização da acidez do quimo intestinal. O fígado recebe os nutrientes absorvidos pelo trato gastrintestinal via corrente sanguínea, processando-os e distribuindo-os para outros tecidos do corpo. Localizada entre o fígado e o intestino, a vesícula biliar é um saco de parede fina e coloração que varia entre o amarelo e verde, sendo responsável por excretar a bile no intestino quando o alimento nele chega.

Na maioria dos peixes, o pâncreas não é um órgão único, sendo difícil de ser distinguido a olho nu por se encontrar espalhado no mesentério e/ou fígado (formando o hepatopâncreas). É responsável pela secreção de insulina e glucagon e pela produção de enzimas digestivas (Tabela 3) e bicarbonato, que auxiliam no processo de digestão realizado no intestino.

Tabela 3. Principais enzimas digestivas dos peixes, suas funções e características.

Enzimas digestivas	Funções e características
	- Quebra o amido em glicose e maltose;
Amilase	- Possui menor atividade em espécies carnívoras e de água marinha e fria, o que explica a menor capacidade de utilização de carboidratos dessas espécies.
Pepsina	- Produzida no estômago, inicia a digestão proteica.
Tripsina, quimotripsina e carboxipeptidase	- Atuam na digestão de proteínas; - Possuem maior atividade em espécies carnívoras.
Lipase e fosfolipase	- Atuam na digestão de lipídios.

13. Sistema imunológico

A estrutura e forma dos órgãos que compõem o sistema imunológico diferem entre peixes e os demais grupos de vertebrados, embora algumas células e moléculas sejam similares. Os peixes não apresentam medula óssea nem linfonodos, sendo o rim o principal órgão linfoide, seguido pelo timo, baço e tecido linfoide associado à mucosa.

13.1. Rim

Nos peixes teleósteos, o rim é um órgão único e desempenha papel semelhante ao da medula óssea dos vertebrados superiores, possuindo função hematopoiética, juntamente com o baço. Esse órgão é subdividido em rim anterior e posterior, sendo que a função hematopoiética ocorre quase exclusivamente na sua porção anterior. A região posterior é responsável por filtrar e retirar compostos tóxicos do sangue, exercendo função similar a do rim dos mamíferos.

13.2. Baço

O baço é um órgão de coloração vermelho escuro e localizado na cavidade abdominal, adjacente à parede do intestino. Trata-se do principal órgão de identificação e remoção de células sanguíneas enfraquecidas pela idade ou infecções. Um aumento no tamanho do baço pode indicar uma possível infecção sistêmica por fungos ou bactérias (ver capítulo “Princípios básicos de sanidade de peixes”). Em peixes teleósteos, além da função hematopoiética, o baço tem função imunológica similar à dos linfonodos de mamíferos, que é de remover possíveis agentes patogênicos da linfa.

13.3. Tecido linfoide associado à mucosa

A pele, o intestino e as brânquias dos peixes são estruturas constantemente em contato com o meio externo e são protegidos pelo tecido linfoide associado à mucosa, representado principalmente por leucócitos, muco e tecido epitelial. Alguns estudos demonstram que o muco produzido no epitélio dos peixes contém moléculas de ação imune, como lisozima, complemento e imunoglobulinas.

A adição de alguns micro-organismos à dieta ou ao meio aquático vem sendo utilizada devido ao papel que exercem na resposta imune no intestino. Quando

adequados, protege o hospedeiro, pois passarão a coexistir em um equilíbrio dinâmico, ou seja, os micro-organismos irão compor a microbiota intestinal e isso trará benefícios para o peixe. Esses micro-organismos são chamados de probióticos.

14. Sistema reprodutor

O sistema reprodutor dos peixes é bastante simples e composto apenas de ovários nas fêmeas e testículos nos machos.

14.1. Ovários

Os peixes possuem um par de ovários, cuja forma e dimensão são variáveis de acordo com a espécie e estágio de desenvolvimento. Em algumas espécies, um dos ovários não é funcional, encontrando-se atrofiado. Os ovários localizam-se longitudinal e ventralmente à bexiga natatória (Figura 10). Seu peso e dimensão variam conforme a idade, o estágio de desenvolvimento e a maturidade sexual dos peixes, estando ainda diretamente relacionados com a condição nutricional da fêmea. Os ovários se comunicam com o meio externo pelo oviduto, cuja dimensão e função variam de acordo com a espécie, podendo apresentar função de deposição, incubação ou simplesmente condução dos óvulos. Os ovidutos podem ainda apresentar-se degenerados em algumas espécies. Quando presente, o oviduto termina no poro urogenital.

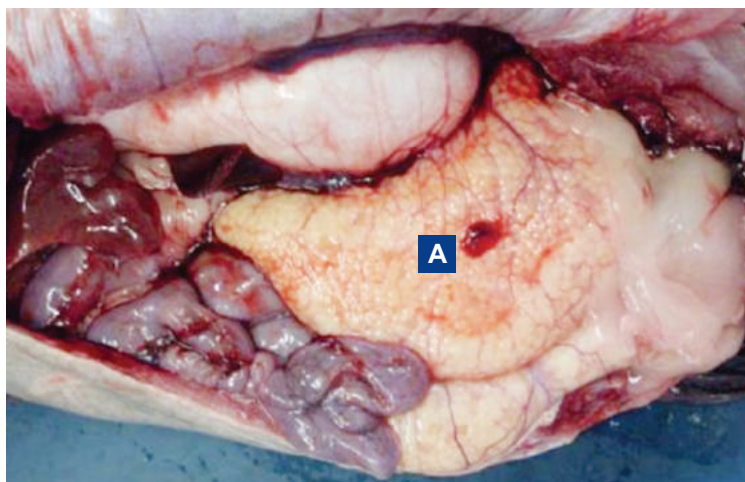


Figura 10. Ovário de carpa comum (A). Foto: Giovanni V. Moro.

Os óvulos variam em número, tamanho, forma e cor, conforme a espécie. A coloração depende principalmente da composição nutricional do vitelo, proporção de água do óvulo e diferenças entre as espécies. O vitelo constitui a fonte de nutrientes do embrião desde a fecundação até o início da alimentação exógena da larva de forma efetiva. Na face externa do óvulo, encontra-se a micrópila, orifício onde ocorre a fecundação pelo espermatozoide. O tempo de desenvolvimento dos ovários e maturação dos óvulos varia em função da espécie, condição nutricional da fêmea, temperatura da água e fotoperíodo. Esses fatores quando não adequados para o animal podem promover a atresia folicular dos óvulos, não ocorrendo a desova.

14.2. Testículos

Os testículos geralmente são em número par, mas em algumas espécies de peixes eles podem ser fundidos ou um deles atrofiado. Geralmente, são estruturas alongadas e podem ser lobulares ou tubulares. São compactos, regulares e localizados da mesma forma que os ovários (Figura 11). O seu tamanho, forma e peso variam conforme o peso do peixe e o estágio de maturação das gônadas.

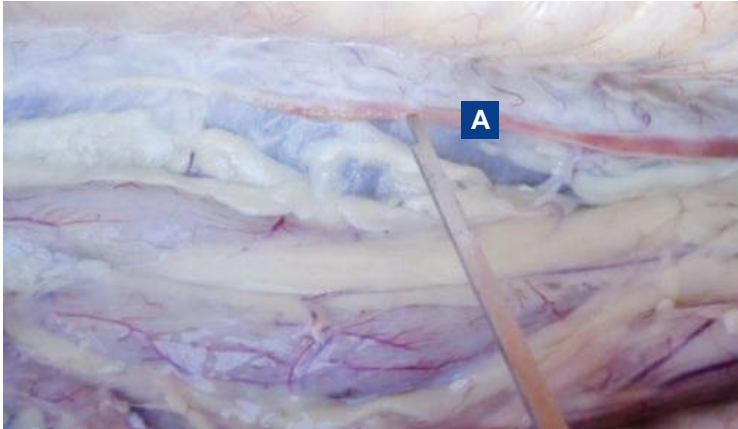


Figura 11. Testículo de pirarucu (A). Foto: Jefferson Christofoletti.

Quando os testículos estão maduros, os espermatozoides são liberados e seguem pelo ducto espermático para serem liberados para o meio externo por meio da abertura urogenital (para mais detalhes, vide capítulo de “Reprodução e alevinagem de peixes”). Ainda no ducto espermático, os espermatozoides encontram-se inativos devido à alta concentração de potássio do sêmen. Ao entrar em contato com a água,

o potássio é diluído e os espermatozoides tornam-se ativos, e apenas quando ativos irão fecundar os óvulos. Após ativos, com o passar do tempo, a motilidade diminui e a capacidade de fecundação fica reduzida.

O formato dos espermatozoides pode diferir entre as espécies. Normalmente, a forma da cabeça varia de curta a alongada com uma porção intermediária conectando-a a cauda. São liberados em grandes quantidades e podem sobreviver no meio externo de 23 segundos a 5 minutos, de acordo com a espécie e as condições do meio aquático.

Recomendações Técnicas

- 1.** É importante entender a forma corporal dos peixes para adequar os sistemas de produção e manejo alimentar de acordo com a espécie;
- 2.** Peixes que retiram o oxigênio da atmosfera não necessitam de manejo para aumentar o oxigênio dissolvido na água;
- 3.** No manejo reprodutivo das espécies migradoras, o sistema glandular não irá funcionar adequadamente quando os peixes forem mantidos em cativeiro, por isso, a utilização de hormônios externos é essencial para o sucesso reprodutivo;
- 4.** Os rastros branquiais, quando espessos, pontiagudos, afastados entre si e em menor número também auxiliam na apreensão da presa (Figura 9A). No entanto, quando longos, numerosos e próximos entre si, auxiliam na filtragem de alimento juntamente com o muco das brânquias (Figura 9B). Os rastros também protegem os filamentos branquiais contra partículas ingeridas que possam causar algum tipo de injúria;
- 5.** Conhecer o sistema digestório dos peixes e suas variações, de acordo com o hábito alimentar, é importante para que seja adequado o manejo alimentar, e o tipo e tamanho de alimento a ser fornecido. Por exemplo, peixes carnívoros normalmente se beneficiam de menos alimentações diárias do que peixes onívoros, principalmente devido ao tamanho de seu estômago. Peixes com bocas pequenas precisam receber uma dieta adequada ao tamanho de sua boca. Peixes com órgão adaptados a digerir alimentos de baixa digestibilidade podem receber uma ração composta de ingredientes menos digestíveis.

15. Bibliografia consultada e recomendada

- BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. 2.ed. Santa Maria: Editora UFSM, 2009. 352 p.
- BUDDINGTON, R.K.; KROGDAHL, Å; BAKKE-MCKELLER, A.M. The intestines of carnivorous fish: structure and functions and the relations with diet. **Acta Physiologica Scandinavica**, v. 161, p. 67-80, 1997.
- JUTFELT, F. Barrier function of the gut. In: FARRELL, T.P. (Ed.). **Encyclopedia of fish physiology: from genome to environment**. V. 2, Gas exchange, internal homeostatis, and food uptake. Italy: Academic Press, 2011. p. 1322-1331.
- KAPOOR, B.G.; SMIT, H.; VERIGHINA, I.A. The alimentary canal and digestion in teleosts. **Advances in Marine Biology**, v. 13, p. 109-239, 1975.
- MOREIRA, H.L.M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R.P.; ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da moderna aquicultura**. Canoas: Ed. Ulbra, 2001. 200 p.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL (NRC). **Nutrient requeriments of fish and shrimp**. Washington, DC, USA: The National Academic Press, 2011. 376 p.
- POWELL, D.B. Immune system. In: OSTRANDER, G.K. (Ed.). **The handbook of experimental animals**. The laboratory fish. Great Britain: Academic Press, 2000. p. 219-222.
- REIFEL, C.W.; TRAVILL, A.A. Structure and carbohydrate histochemistry of the intestine in ten teleostean species. **Journal of Morphology**, v. 162, p. 343-360, 1979.
- ROMBOUT, J.H.W.M.; ABELLI, L.; PICCHIETTI, S.; SCAPIGLIATI, G.; KIRON, V. Teleost intestinal immunology. **Fish & Shellfish Immunology**, v. 31, p. 616-626, 2011.
- ROTTA, M.A. **Aspectos gerais da fisiologia e estrutura do sistema digestivo dos peixes relacionados à piscicultura**. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2003. 48 p. (Embrapa Pantanal – Documentos, 53).
- RUST, M.B. Nutritional Physiology. In: HALVER, J.E.; HARDY, R.W. (Ed.). **Fish Nutrition**. San Diego, CA, USA: Academic Press, 2002. p. 367-505.
- TAKASHIMA, F.; HIBIYA, T. **An atlas of fish histology** – normal and pathological features. 2.ed. Tokyo: Kodansha Ltda., 1995. 195 p.
- TIZARD, I.R. **Imunologia veterinária: uma introdução**. São Paulo: Roca, 2002. 532 p.
- VOLPATO, G.L.; TRAJANO, E. Biological rhythms. In: VAL, A.L.; ALMEIDA-VAL, V.M.F.; DAVID J. RANDALL, D.J. (Ed.). **The physiology of tropical fishes**. Fish Physiology Series, v. 21. Academic Press. 2005. p. 101-153.
- ZAPATA, A.G. Lymphoid organs of teleost fish. II. Ultrastructure of renal lymphoid tissue of *Rutilus rutilus* and *Gobio gobio*. **Developmental & Comparative Immunology**, v. 5, p. 685-690, 1981.
- ZAPATA, A.G. Ultrastructural study of the teleost fish kidney. **Developmental & Comparative Immunology**, v. 3, p. 55-65, 1979.
- ZAPATA, A.G.; CHIBA, A.; VARAS, A. Cells and tissues of the immune system of fish. In: IWAMA, G.; NAKANISHI, T. **The fish immune system**. London: Academic Press, 1996. p. 1-62.

Capítulo 3

Sistemas de produção de peixes

Adriana Ferreira Lima

1. Introdução

A definição de sistema de produção é extremamente ampla e pode ser utilizada para diversas áreas de conhecimento, como ciências agrárias e engenharia. Um sistema de produção pode ser entendido como um conjunto de elementos que se inter-relacionam com o objetivo de transformar entradas (insumos) em saídas (produtos), através de um processo pré-definido (sistema de produção). Fazendo um paralelo com a piscicultura, seria um conjunto de fatores ou elementos (infraestrutura, água, meio ambiente) que são manejados para transformar entradas (água, peixes, adubos, ração) em saídas (peixes de tamanho comercial, resíduos e água de descarte). Esses sistemas variam de acordo com a infraestrutura utilizada, a dependência dos animais em relação à ração ofertada, a densidade de cultivo, o manejo despendido, entre outros aspectos (Figura 1).

A classificação dos sistemas de produção tem por objetivo facilitar a compreensão de suas características e relações com as atividades de planejamento e manejo. Na piscicultura, essa classificação indica, dentre outros aspectos, o nível de tecnificação da atividade, a necessidade de água do sistema e a densidade de animais.

Os sistemas de produção aquícolas podem ser classificados (1) quanto ao uso da água, (2) quanto à intensificação da produção ou (3) quanto à utilização das espécies. A seguir, cada uma dessas classificações dos sistemas de produção é descrita detalhadamente.

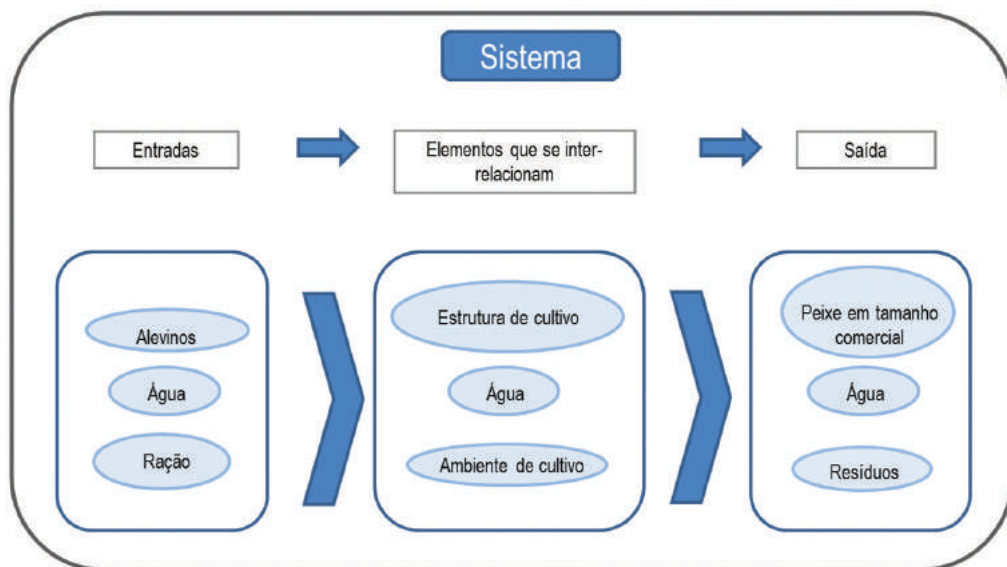


Figura 1. Esquema explicativo sobre sistema de produção na piscicultura.

2. Classificação do sistema de produção quanto ao uso da água

Considerando a problemática de escassez de água cada vez mais crescente no mundo, a classificação do sistema de produção em relação ao uso de água permite uma visão da sustentabilidade da atividade e do seu alinhamento à tendência do uso eficiente da água. Sendo assim, os sistemas de produção podem ser classificados quanto ao uso da água em:

2.1. Sistema de água parada ou estático

Nestes sistemas, não existe renovação de água durante o cultivo (Figura 2). A água é utilizada para o enchimento do sistema e posteriormente, se disponível, apenas para repor as perdas por infiltrações ou evaporação. A água do cultivo pode ser utilizada em um ou mais ciclos de cultivo. Devido a essas características, são utilizadas baixas densidades de estocagem (cerca de 4 a 12 t/ha). É comum o cultivo em sistemas de água parada em locais onde o seu suprimento é limitado ou onde existe a necessidade de seu bombeamento, uma vez que este eleva os custos de produção.



Figura 2. Barragem utilizada para produção de peixes em sistema estático, com abastecimento por captação da água da chuva. Foto: Adriana F. Lima.

2.2. Sistema com renovação de água

Enquadra-se nesta classificação uma grande variedade de estruturas utilizadas para produção. Geralmente, a produção em sistemas com renovação é realizada em locais com adequada disponibilidade de água e onde o abastecimento pode ser feito por gravidade, não elevando os custos de produção. Esse sistema pode ainda ser subdividido em sistemas com renovação de água contínua, onde a troca de água é realizada continuamente, e em sistemas com renovação intermitente, onde só é realizada a renovação de água de forma periódica.

Diversas estruturas podem ser utilizadas como unidade de cultivo no sistema com renovação de água, a saber:

- Viveiros e barragens com renovação de água (Figuras 3A e B) - A renovação pode ser constante ou intermitente, suportando uma densidade de estocagem maior (10 a 30 t/ha) que aquelas do sistema estático. Essa possibilidade de utilizar maior estocagem é resultado da renovação de água no sistema, que permite uma diminuição na concentração de resíduos provenientes da ração e do metabolismo dos peixes, com menor probabilidade de eutrofização da água de cultivo. Entretanto, nessa estrutura, pode ser necessário o uso de aeradores.

- Tanques-rede (Figura 3C) - Apesar de sua estrutura ser fixa em um local no corpo d'água, é necessário que haja uma renovação constante de água no seu interior, carreando metabólitos e resíduos e trazendo água com maior teor de oxigênio dissolvido, pois só assim será possível a utilização de altas densidades nesta estrutura. É importante ressaltar que diferentes densidades são suportadas neste sistema, apresentando uma correlação positiva com a qualidade de água e a velocidade da corrente que passa pela estrutura de cultivo, podendo produzir até 150 kg/m³/ciclo. Além disso, os valores de densidade em tanques-rede também podem variar em função da espécie que está sendo cultivada.

- Tanques de alto fluxo ou *raceways* (Figura 3D) - Nestas estruturas, é necessária uma alta taxa de renovação da água, chegando a até três trocas do volume total da estrutura de criação por hora, o que possibilita a utilização de densidades de estocagem elevadas (até 150 kg/m³).



Figura 3. Viveiros utilizados para produção com renovação de água (A e B); Tanques-rede de pequeno volume, utilizados para produção de peixes (C); *Raceways* utilizados para produção de tilápia na região Nordeste do Brasil (D). Fotos: Adriana F. Lima.

2.3. Sistema com recirculação de água

Esse sistema de produção já é muito utilizado em países onde existe pouca disponibilidade de água. É utilizado quando se objetiva produzir um volume elevado de peixes, em situações onde não há grande disponibilidade de área e água para o cultivo. Outro fator que tem levado à sua adoção é a possibilidade de minimizar ou eliminar o lançamento de efluentes da atividade no meio ambiente.

Naturalmente, durante a produção piscícola, existe um elevado acúmulo de resíduos na água, advindos do metabolismo do animal e sobras da ração. Neste sistema, a água circula constantemente na estrutura de cultivo, sendo tratada em um sistema de filtragem (mecânico, químico e biológico) e retornando para a estrutura de cultivo com qualidade adequada para a produção. Para isso, é necessária a utilização de um sistema de filtragem eficiente, sendo este um ponto crítico. Esse sistema suporta produzir até 70 kg/m³/ciclo. Dentre as vantagens do uso da recirculação da água na piscicultura, têm-se (1) redução significativa da quantidade de água necessária para o cultivo, sendo necessário água para o abastecimento inicial do sistema e para reposição das perdas por evaporação; (2) possibilidade de minimizar ou até eliminar o lançamento dos efluentes da piscicultura; (3) maior controle da qualidade da água e de doenças. Entretanto, apresenta desvantagens como o alto custo de implantação e produção, além de total dependência de ração como alimento.

3. Classificação do sistema de produção quanto à intensificação da produção

Essa classificação é a mais utilizada pelos produtores e reflete o nível de tecnologia e produtividade utilizado na atividade. São considerados parâmetros indicativos nesta classificação a densidade de estocagem, a dependência de ração pelos peixes, a utilização do alimento natural, o nível de manejo empregado, os custos de produção e a suscetibilidade a doenças. Sob essas perspectivas, os sistemas de produção podem ser classificados em:

3.1. Sistema extensivo

No sistema extensivo, é praticamente inexistente a intervenção do homem no processo de produção. Açudes, barragens e represas são as estruturas mais utilizadas e, em geral, não é realizado qualquer manejo de fertilização do corpo d'água, nem alimentação dos peixes durante todo o ciclo (Figura 2). Dessa forma, a alimentação

disponível para os peixes é oriunda da produtividade natural do corpo d'água, variando de acordo com a disponibilidade de nutrientes disponíveis no meio. Portanto, é recomendada baixa densidade de estocagem com consequente baixa produtividade (entre 150 a 500 kg/ha/ciclo). As trocas de água, quando existentes, são geralmente limitadas ao período de chuvas e a despesca geralmente acontece sem o esgotamento total da estrutura de cultivo, utilizando-se rede de arrasto. Podem ser incluídos neste grupo, também, os sistemas em que há alimentação eventual dos peixes.

A adoção deste sistema é muito comum em propriedades que possuem estrutura de cultivo, mas a piscicultura não é uma atividade prioritária. Portanto, em geral, apenas realiza-se o povoamento com alevinos e, após algum tempo, faz-se a despesca. O tempo para que os animais alcancem o tamanho comercial neste sistema costuma ser maior, devido a pouca disponibilidade de alimento para os peixes.

Existem ainda produtores, principalmente na região Sul do país, especificamente nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, que produzem no sistema extensivo, sem utilização de ração, mas com oferta de subprodutos agrícolas ou dejetos de animais, elevando a produtividade do sistema para até 5.000 kg/ha/ciclo (Modelo Alto Vale do Itajaí de Piscicultura Integrada). Nesses sistemas, é necessário um acompanhamento cuidadoso da produção, devido às maiores variações na qualidade de água, principalmente quando são adicionados subprodutos e dejetos de animais ao sistema, que podem ocasionar perdas e prejuízos à produção.

Os custos de produção no sistema extensivo são baixos e a suscetibilidade dos animais a doenças também, devido principalmente à similaridade das condições de cultivo com aquelas do ambiente natural, com baixas densidades de estocagem e inexistência de manejo ao longo do ciclo de produção, com consequente redução de estresse para os animais.

3.2. Sistema semi-intensivo

O sistema semi-intensivo ainda é o mais utilizado pelos produtores do Brasil. A intervenção do homem no processo de produção é maior que no extensivo. Viveiros (Figuras 3A e B) e barragens (Figura 2), geralmente de pequeno volume, são as estruturas mais utilizadas para o cultivo semi-intensivo. Nesse sistema, a fertilização é realizada como forma de aumentar a produtividade primária da água, sendo esta uma das fontes de alimento para os peixes cultivados. Paralelamente, também é necessário o fornecimento de ração balanceada, para complementar a alimentação. Dessa forma, no sistema semi-intensivo, há um somatório de ração e alimento natural (fito e zooplâncton). Nele é necessário o acompanhamento da qualidade da água,

com monitoramento diário da temperatura, transparência, pH e oxigênio dissolvido e acompanhamento periódico da amônia, nitrito e nitrato. Suporta maiores densidades de estocagem que o extensivo, com produtividade final variando entre 2.500 a 12.500 kg/ha/ciclo (o ciclo varia de acordo com a espécie cultivada e, em geral, para as espécies produzidas no Brasil, pode durar de 4 a 12 meses nesse sistema).

O sistema semi-intensivo de produção pode ser conduzido em sistemas estáticos ou com renovação de água, sendo este último o mais comum, com trocas que podem variar de 5 a 10% do volume total por dia. Por ter maiores taxas de estocagem, é comum que haja perdas na produção, quando não é feito o acompanhamento da qualidade de água durante o cultivo. Quanto maior a produtividade final do sistema, maiores são as necessidades de manejo e acompanhamento técnico da produção. Os custos são maiores que no sistema extensivo, contudo a produtividade também é bem maior. Com o aumento da densidade de estocagem e de manejos ao longo da produção, que são fatores estressantes para os peixes, aumenta-se também a suscetibilidade dos animais a doenças.

3.3. Sistema intensivo

A produção em sistema intensivo é a maior potencialidade do Brasil, apesar de ainda não ser o modelo de cultivo dominante em todo o país. Nesse sistema, a intervenção do homem é fator decisivo para o sucesso do cultivo, com intensificação do manejo de produção, que vai desde a maior oferta de ração até classificações de indivíduos por tamanho, repicagem ao longo do ciclo e acompanhamento constante da qualidade de água.

Devido às altas densidades de estocagem suportadas nesse sistema, são verificadas altas produtividades, podendo alcançar até 150 kg/m³/ciclo, dependendo da espécie e da estrutura utilizada. O alimento natural presente na água de cultivo não atende a demanda nutricional dos peixes estocados, com pouca ou nenhuma contribuição para o processo de produção, daí a grande importância de se utilizar rações de qualidade e em quantidades adequadas durante o processo produtivo. Além disso, são necessárias trocas de água com maior intensidade, devido ao grande volume de resíduos liberados, seja advindo da alimentação ou dos processos metabólicos dos animais.

A produção pode ser desenvolvida em diversas estruturas, dentre elas viveiros com uso de aeradores, tanques-rede, tanques de alto fluxo (*raceways*), canais de irrigação e canais de igarapé (Figuras 3C, 3D e 4). Os custos de produção e a produtividade desse sistema são, em geral, elevados. Problemas como estresse devido

ao manejo, práticas incorretas de alimentação, deterioração da qualidade da água e surtos de doenças são mais comuns em sistemas intensivos. As doenças podem afetar rapidamente todos os peixes do cultivo, devido às altas densidades utilizadas.



Figura 4. Produção de peixes em canais de irrigação (A) e em canais de Igarapé (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Adriano Prysthon.

4. Classificação do sistema de produção quanto à utilização de espécies

Outra classificação que pode ser considerada para o sistema de produção é baseada no consórcio da produção com outras atividades agropecuárias ou na utilização de uma ou mais espécies no mesmo cultivo. É comum a confusão entre os termos cultivo consorciado ou policultivo. Dessa forma, são apresentadas abaixo as descrições do sistema de produção consorciado, policultivo e monocultivo.

4.1. Cultivos consorciados

No cultivo consorciado, um ou mais organismo aquático é produzido em associação com organismos terrestres, que podem ser animais (suínos, aves etc.) ou vegetais (arroz, hortaliças etc.). O fluxo de subprodutos entre os cultivos é o que caracteriza o consorciamento. A produtividade dos sistemas de piscicultura consorciada com animais está ligada diretamente à permanente disponibilidade de um subproduto oriundo da produção do animal terrestre (principalmente dejetos de suínos e aves), ao manejo dispensado ao cultivo e ao uso complementar de rações artificiais. No consórcio entre piscicultura e produção de vegetais, como, por exemplo, na rizipiscicultura (produção de arroz irrigado consorciada com a produção de peixes)

e aquaponia (combinação da produção de pescado com hidroponia¹), os subprodutos (dejetos e sobras de alimento) oriundos da produção de peixes contribuem para a produção do vegetal. Sendo assim, no consórcio com animais terrestres, a piscicultura é beneficiada pelo subproduto gerado na produção do animal terrestre, já no consórcio com vegetais, ocorre o contrário.

No consórcio com animais terrestres, os produtores têm alcançado produtividade que varia de 1.400 a 5.000 kg/ha/ciclo, com excelentes resultados econômicos. O principal consórcio empregado na piscicultura nacional envolve a piscicultura e a suinocultura, mas este pode acontecer também com patos e frangos. O estado em que esse tipo de atividade mais se destaca é Santa Catarina, embora os consórcios possam ser encontrados em diversas regiões brasileiras.

O uso de subprodutos agrícolas (principalmente adubos orgânicos) é uma forma econômica de fertilizar viveiros, pois possui alto teor de matéria orgânica, a qual pode atuar como fonte alimentar dos peixes de três formas: consumo direto de partículas, consumo dos micro-organismos responsáveis pela decomposição da matéria orgânica e consumo do plâncton produzido a partir dos nutrientes liberados na decomposição da matéria orgânica. Esse sistema de cultivo pode ser aplicado na produção de uma (monocultivo) ou várias espécies (policultivo). Entretanto, em geral, é utilizado em policultivos, o que tem gerado constante confusão sobre os termos cultivo consorciado ou policultivo. Sendo assim, o cultivo consorciado com animais terrestres depende basicamente de um subproduto da produção de outro animal, independente se está acontecendo o cultivo de uma ou mais espécies no ambiente aquático.

O consórcio da piscicultura com a produção de vegetais é menos difundido no país. A aquaponia ainda se encontra em níveis experimentais, com poucas iniciativas de caráter comercial. Já a rizipiscicultura apresenta adeptos, mas ainda não há grande expressividade em produção. Nesses modelos de consórcio, a integração da atividade de piscicultura com a produção vegetal gera benefício para as duas atividades, na medida em que existe um consumo dos nutrientes dissolvidos na água para a produção dos vegetais com redução dos custos com insumos na produção destes, resultando na liberação de efluentes com menores teores nutrientes e consequente diminuição do impacto dos efluentes de piscicultura. Na rizipiscicultura, ainda existe um benefício adicional da piscicultura, que é a contribuição de algumas espécies de peixes para o preparo do solo, com o consumo de plantas invasoras, como a carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), e de insetos e sementes invasoras, como a tilápia (*Oreochromis niloticus*) e a carpa húngara (*Cyprinus carpio*).

¹ É a produção de plantas sem o uso do solo como substrato. As raízes das plantas recebem os nutrientes necessários para o desenvolvimento através da água.

4.2. Policultivo

É considerado policultivo a produção simultânea de duas ou mais espécies aquáticas no mesmo viveiro. Os mais comuns são os que produzem simultaneamente diversos peixes, mas estes também podem ser entre peixes e camarões ou outros organismos aquáticos, como algas e moluscos. O objetivo principal desse tipo de produção é o aproveitamento máximo do ambiente de cultivo, com a combinação de organismos que possuam diferentes nichos tróficos, podendo assim aproveitar os diversos alimentos naturais disponíveis no ambiente de cultivo e utilizar eficientemente o espaço da coluna d'água. O policultivo de peixes mais comum no Brasil é o realizado na produção de carpas, tecnologia já utilizada há muitos anos pelos chineses, na qual geralmente se produz a carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), cabeça grande (*Aristichthys nobilis*) e comum (*Cyprinus carpio*), que utilizam diferentes fontes de alimento natural, em densidades que variam de acordo com a disponibilidade de alimento natural em cada viveiro. Alguns estudos já apresentam, também, a produção de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) e do camarão (*Litopenaeus vannamei*) como uma possibilidade de policultivo. Contudo, ainda são escassos estudos que proponham um modelo de policultivo tão eficiente e detalhado como o das carpas para os peixes brasileiros ou para o policultivo de peixe e camarão. Muitos produtores têm iniciado a produção em policultivo de espécies de peixes nativos. No entanto, nem sempre observam o conceito mais importante desse sistema: produzir espécies que atuem em diferentes nichos tróficos, para que não haja uma competição entre elas e sim um aproveitamento eficiente do alimento natural e da camada de água disponível para a produção.

4.3. Monocultivo

O monocultivo é a forma mais tradicional de produção de peixes, na qual é utilizada uma única espécie no sistema. Essa forma de produção não aproveita todas as fontes de alimento natural disponível no ambiente de cultivo, nem toda a coluna d'água. Entretanto, apresenta facilidade em relação ao manejo, por se trabalhar apenas com uma espécie, além da facilidade na aquisição de alevinos e na comercialização de apenas um tipo de produto, em volume maior.

Outra consideração importante na escolha entre mono e policultivo é a relação econômica entre as espécies. É interessante que seja observado até que ponto pode ser considerado vantajoso, por exemplo, diminuir a densidade de estocagem de camarão para colocar tilápia se o preço de mercado desses dois produtos é diferente. Outra questão a se considerar é a compatibilidade de tempo de produção que precisa

existir entre as espécies cultivadas, para que não haja um problema relacionado ao manejo. Estes são apenas alguns pontos que precisam ser avaliados pelo produtor no momento da tomada de decisão em se produzir em mono ou policultivo.

Um resumo das principais características, vantagens e desvantagens dos sistemas mencionados neste capítulo é apresentado na Tabela 1.

Tabela 1. Resumo das principais características, vantagens e desvantagens dos sistemas de produção.

Classificação	Ponto forte	Ponto fraco
Quanto ao uso da água		
Estático	Produção em locais com pouca disponibilidade de água	Baixa produtividade
Com renovação	Alta produtividade	Necessidade de disponibilidade de água e liberação de resíduos da produção no meio
Com recirculação	Produção em locais com pouca disponibilidade de água	Produtividade moderada e custo de produção elevado
Quanto à intensificação da produção		
Extensivo	Produção com custo mínimo	Baixa produtividade (150 a 500 kg/ha/ano)
Semi-intensivo	Aproveitamento do alimento natural e produtividade moderada (2.500 a 12.500 kg/ha/ano)	Custo de produção moderado
Intensivo	Alta produtividade (150 kg/m ³ /ciclo)	Dependência completa de ração e custo de produção elevado
Quanto ao uso de espécies		
Consortiado	Aproveitamento de subprodutos	Baixa produtividade e problemas na aceitação do produto pelo mercado consumidor
Policultivo	Aproveitamento dos nichos tróficos e diversificação da produção	Manejo dificultado pela diversidade de espécies, resultando na diversificação com menor volume de cada produto
Monocultivo	Facilidade na alimentação e manejo e grande volume do produto final	Apenas um produto para oferta no mercado

Recomendações Técnicas

1. A produção em sistemas sem renovação de água é recomendada para locais com pouca disponibilidade de água e resulta em baixas produtividades;
2. Se a propriedade possui grande disponibilidade de água, é possível produzir em sistemas com renovação de água, pois estes resultam em maiores produtividades;
3. A produção em sistemas semi-intensivos alia melhores produtividades com baixo custo;
4. O cultivo consorciado é dependente da disponibilidade de subprodutos, os quais podem ser oriundos da piscicultura ou da outra atividade agropecuária;
5. O policultivo maximiza a utilização do ambiente de cultivo, sendo recomendado sempre que possível;
6. O monocultivo tem como vantagens facilidade no manejo e alimentação e maior volume do produto final, contudo deixa o produtor suscetível a variações de preço no mercado, por possuir apenas um tipo de produto para comercialização.

5. Bibliografia consultada

- BORGHETTI, J.R.; SILVA, U.A.T. Principais sistemas produtivos empregados comercialmente. In: OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J.R.; SOTO, D. **Aquicultura no Brasil: o desafio é crescer**. Brasília: Ministério da Pesca e Aquicultura, 2008. cap. 2, p. 73-94.
- CREPALDI, D.V.; TEIXEIRA, E.A.; FARIA, P.M.C.; RIBEIRO, L.P.; MELO, D.C.; CARVALHO, D.; SOUSA, A.B.; SATURNINO, H.M. Sistemas de produção na piscicultura. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v.30, n.3/4, p.86-99, 2006.
- KUBITZA, F. Qualidade da água na produção de peixes - parte I. **Panorama da Aquicultura**, v.8, p. 36-41, 1998.
- WOYNAROVICH, E. **Manual de piscicultura**. Brasília: CODEVASF, 1993. 69p.
- ZIMMERMANN, S.; FITZSIMMONS, K. Tilapicultura intensiva. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.) **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. cap. 9, p. 239-266.

6. Bibliografia recomendada

- CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. 533p.

Capítulo 4

Implantação de piscicultura em viveiros escavados e tanques-rede

*Fabício Pereira Rezende
Giovani Taffarel Bergamin*

1. Introdução

As instalações para produção de peixes representam item de maior investimento em uma piscicultura, tanto para a produção em viveiros escavados quanto em tanques-rede. O custo de construção ou implantação das estruturas pode variar de acordo com as características da área (fatores climáticos, topografia, tipo de solo, cobertura vegetal e necessidade de drenagem), o desenho das estruturas, a estratégia de construção dos viveiros e demais instalações, entre outros. Para minimizar esse custo, é necessário o adequado planejamento das ações e das etapas de implantação do empreendimento.

Dentro do planejamento, o primeiro ponto a ser observado diz respeito à prospecção de canais de mercado: apuração de demanda por tipo de produto, preços e apresentação do produto final. Uma vez determinado o que será produzido, devem ser definidas as estratégias de produção e a elaboração do plano de negócio, com estudo da viabilidade econômica do projeto, planejamento da produção e necessidades de investimentos e capital de giro. O ciclo de cultivo e a escala de produção devem ser definidos nessa etapa. Após o estudo detalhado desses pontos, procede-se à busca por fontes de recursos financeiros e seleção de áreas aptas à produção. Na etapa de implantação propriamente dita, é importante observar a possibilidade de se montar uma estrutura versátil, que seja capaz de receber diferentes fases de criação, espécies e intensidades de cultivo, diminuindo riscos futuros relacionados a mudanças de mercado e técnicas de produção.

A proximidade e facilidade de acesso a vários mercados são fatores decisivos na seleção dos locais. O adequado posicionamento logístico permite reduzir o custo de transporte dos produtos e insumos, diversificar os mercados e reduzir os riscos de comercialização, melhorando a competitividade do empreendimento.

2. Requisitos para construção de viveiros

2.1. Clima

O clima é decisivo para a produtividade e redução de riscos da atividade. É desejável, na escolha do local, que o clima seja o mais compatível possível com a faixa de conforto térmico das espécies a serem produzidas e que as variações climáticas ao longo do ano sejam baixas. Muitas pisciculturas convivem com o risco de perda de peixes devido a variações de temperatura. Em tais regiões, as espécies produzidas devem ser adaptadas a essas condições. Em pisciculturas que realizam a fase de recria e terminação, o produtor deve estar ciente de que o crescimento de peixes tropicais, em períodos de inverno, será reduzido e o risco de mortalidade aumentado, especialmente quando ocorrerem frequentes oscilações diurnas bruscas na temperatura ou longos períodos com baixas temperaturas. Tal fato, também, influenciará na duração do ciclo de cultivo e deve ser considerado no planejamento da produção. A temperatura também é importante para a implantação de estações de alevinagem de espécies de clima temperado, as quais necessitam passar por um período de inverno bem definido para que atinjam condição adequada para a reprodução. Outras não dependem tanto da temperatura da água, mas do fotoperíodo e do regime de chuvas.

2.2. Restrições ambientais

Devem ser observadas as restrições quanto ao desmatamento e à preservação das áreas de proteção ambiental e das matas ciliares. Também devem ser levadas em conta as restrições no uso dos recursos hídricos, principalmente quanto ao volume de água que pode ser captado e ao lançamento da água de drenagem dos viveiros (efluente) nos corpos hídricos naturais. Assim, é fundamental conhecer as regulamentações federais, estaduais e municipais quanto ao uso dos recursos naturais e os procedimentos para a obtenção das licenças ambientais do empreendimento.

2.3. Infraestrutura básica, mão de obra, insumos e serviços

As condições das estradas, disponibilidade de energia, proximidade dos aeroportos e portos, dentre outras facilidades em infraestrutura, são fatores decisivos na seleção dos locais. Deve-se considerar, também, a facilidade de recrutamento de mão de obra temporária e permanente, de aquisição dos insumos básicos (ração, alevinos, corretivos, fertilizantes, entre outros) e de oferta de serviços de apoio, como terraplenagem, manutenção de veículos e outros equipamentos, instalação e manutenção de redes elétricas, galpões e outras estruturas, transporte de cargas, confecção de embalagens, dentre outros.

2.4. Topografia

Existem técnicas de engenharia que permitem a utilização de quase todo tipo de terreno para piscicultura, contudo, deve-se dar preferência a planos ou com declividade suave (não superior a 2 m de desnível a cada 100 m de distância, ou seja, 2%). Esse tipo de terreno permite a construção de viveiros e represas com movimentação mínima de terra, bem como o estabelecimento de uma rede de abastecimento e escoamento dos viveiros por gravidade, barateando os custos de construção e facilitando o controle de enchentes e enxurradas.

A montagem de um sistema de abastecimento por gravidade dependerá da existência de diferença de nível entre a fonte de água para abastecimento em relação ao nível dos viveiros. Em situações onde não há essa possibilidade, o abastecimento de água dos viveiros dependerá do bombeamento de água.

Altas declividades (acima de 4%) dificultam principalmente a construção de viveiros de grande porte, por exigirem maior movimentação de terra, em comparação a viveiros menores. De maneira geral, áreas com relevo declivoso podem ser utilizadas para a produção de espécies destinadas à ornamentação. Terrenos com declividades de até 40% são aceitáveis em empreendimentos de pequeno porte que produzem espécies ornamentais, uma vez que utilizam viveiros de menor tamanho e fornecem maior retorno econômico, justificando maiores custos de investimento.

2.5. Tipo de solo

Os solos são basicamente compostos por 45% de elementos minerais, 25% de ar, 25% de água e 5% de material orgânico. Sua fração sólida caracteriza-se pela composição de elementos minerais e orgânicos, como cascalho, areia, silte, argila e

partículas orgânicas da decomposição de vegetais e animais. As suas condições de fertilidade e acidez são importantes, mas não decisivas para a construção de viveiros, pelas possibilidades de recuperação ou correção do solo.

As áreas selecionadas para implantação de pisciculturas devem ser detalhadamente investigadas, abrindo-se trincheiras ou realizando-se tradagens (coleta de amostras do solo em diversas profundidades com a ajuda de um trado) ao longo de toda a área, de forma que se conheçam as características do solo para a construção dos viveiros, taludes e diques. As investigações do perfil do solo devem se estender por pelo menos 60 cm abaixo da cota prevista para o fundo dos viveiros.

As áreas mais indicadas para construção de viveiros são aquelas que apresentam solos de baixa permeabilidade, por possibilitarem a construção de taludes mais estáveis. No entanto, existem soluções que podem viabilizar tecnicamente a implantação de viveiros até mesmo em solos de alta permeabilidade, sendo a mais comum o revestimento com lonas plásticas. Contudo, a impermeabilização eleva o custo do projeto com sua implantação e manutenção, além de aumentar a demanda hídrica, pelo fato de não haver contato direto da água com o solo, o qual é essencial para ciclagem de nutrientes e manutenção da qualidade da água. Normalmente, quando se trabalha com impermeabilização do solo, a espécie de peixe utilizada deve apresentar alto valor de mercado, justificando o investimento adicional.

Solos mais argilosos e profundos apresentam melhor retenção de água, sendo os mais indicados para piscicultura. Os rochosos, por sua vez, dificultam a escavação dos viveiros, inviabilizando sua construção na maioria das vezes. Os arenosos ou com grande quantidade de cascalho geralmente apresentam infiltração, demandando maior uso de água. Estes solos, ainda, são pouco estáveis e mais suscetíveis à erosão. Já os argilosos apresentam maior plasticidade (facilidade em ser modelado) com fácil acomodação do material, resistência à erosão, menor suscetibilidade à percolação de água e menor capacidade de conduzir a água pelos seus poros (capilaridade). Além disso, contribui para custos menores com manutenção de taludes e canais de abastecimento e escoamento, em médio e longo prazo. Embora esses tipos de solo sejam os mais indicados para instalações aquícolas, solos excessivamente argilosos podem apresentar rachaduras quando expostos ao sol, causando vazamentos ou infiltrações. Com isso, procuram-se os de textura média (em torno de 30 a 40% de argila).

A modelagem em forma da letra “S” é uma prática de campo para saber se o solo é mais ou menos apropriado para abertura de viveiros escavados. O sistema considera três tipos, de acordo com sua textura: arenoso, de textura média e argiloso. Para fazer o teste, pegue um pouco de terra nas mãos, umedeça e tente formar uma letra “S” (Figura 1). Caso não seja possível lhe dar forma, é arenoso (menos de 15% de argila). Uma vez moldado em forma alongada, dobrando-se ao meio, se a forma

quebrar ou rachar, trata-se de textura média (15 a 35% de argila). Argilosos (mais de 35% de argila) permitem a formação da letra “S”. A identificação a campo, contudo, não exclui a necessidade de se fazer análise em laboratório para a sua exata identificação.

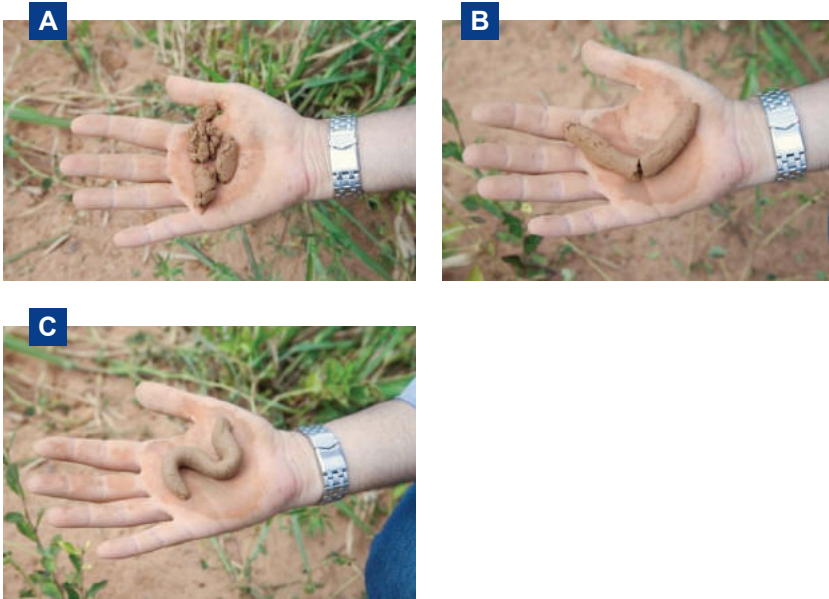


Figura 1. Teste da letra “S” para identificação da textura do solo a campo: (A) arenoso (menos de 15% de argila); (B) de textura média (15 a 35% de argila); (C) argiloso (mais de 35% de argila, permite a formação da letra “S”). Fotos: Jefferson Christofolletti.

A construção de viveiros não deve ser feita em hipótese alguma com o solo excessivamente molhado ou seco, sob o risco de vazamento no talude ou até desmoronamento. Solos excessivamente molhados dificultam a captação e distribuição de material durante a construção. Além disso, quando o solo do talude secar, haverá a formação de rachaduras ou canais por onde podem iniciar infiltrações. No caso de solos muito secos, há dificuldade na compactação, podendo também causar problemas de infiltração. É possível umedecer o solo para compactação, contudo custos com mão de obra e o tempo de serviço aumentam. Neste caso, a cada 20 cm de deposição de solo, este deve ser umedecido com o uso de mangueiras ou caminhão pipa e compactado com rolo, repetindo-se a operação em seguida.

2.6. Qualidade e disponibilidade de água

As áreas selecionadas para piscicultura devem dispor de fontes de água de boa qualidade, sem riscos de contaminação por poluentes e em quantidade mínima para abastecer a demanda da produção. A quantidade necessária irá depender da área dos viveiros, das taxas de infiltração e evaporação, da renovação exigida no manejo da produção, do número de vezes que os viveiros serão drenados por ano, do uso de estratégias de seu reaproveitamento, da precipitação anual que a incorporará aos viveiros e reservatórios de abastecimento, dentre outros fatores. A sua taxa de infiltração depende principalmente das características do solo dos viveiros e barragens, da eficiência do trabalho de compactação, do uso de estratégias para amenizar a infiltração e do tempo de uso dos viveiros (a infiltração tende a diminuir gradativamente quando o solo atinge a capacidade de campo). Já a evaporação da água dos viveiros varia de acordo com os meses do ano, sendo acentuada pelas altas temperaturas, pela baixa umidade do ar e pela ação contínua dos ventos.

Podem ser utilizadas como fonte de água para piscicultura: rios, córregos, represas, açudes, minas, poços e até mesmo a captada das chuvas, observando-se a legislação vigente. Dentre as características das fontes para piscicultura que devem ser observadas, destacam-se:

- Variações da vazão ao longo do ano, principalmente nos períodos de estiagem. Normalmente, recomendam-se vazões entre 10 e 20 litros/segundo (36 a 72 m³/h) para cada hectare (10.000 m²) de lâmina d'água. No entanto, na maioria das pisciculturas, vazões inferiores a 10 litros/s/ha são suficientes para a reposição das perdas de água por evaporação e infiltração, exceto em áreas que apresentam excessiva infiltração;
- Variações na temperatura da água ao longo do ano;
- Concentração de oxigênio dissolvido e gás carbônico da água;
- Alcalinidade, pH e dureza da água são importantes parâmetros para a sua estabilidade química, mas não são determinantes, podendo ser corrigidos ao longo do cultivo (Tabela 1). Entretanto, quando seus valores são muito distantes dos desejáveis, a correção torna-se complexa e há necessidade de utilização de espécies de peixe adaptadas a tais condições;
- Risco de contaminação da fonte de água por produtos químicos ou esgoto de origem agropecuária, urbana ou industrial. Nesse sentido, é importante prever a possibilidade de expansão urbana e industrial nas proximidades;

- Risco de contaminação da fonte por patógenos ou outros organismos indesejáveis provenientes da água de drenagem de outras pisciculturas à montante;
- Turbidez da água, principalmente durante os períodos chuvosos.

Tabela 1. Parâmetros físicos e químicos da água para o cultivo de peixes tropicais em viveiros (Adaptado de Ono e Kubitza (2002)).

Parâmetro	Faixa ideal
Temperatura	26 a 30°C
pH*	6,5 a 8,0
Oxigênio dissolvido*	Acima de 5,0 mg/L
Gás carbônico	Abaixo de 10 mg/L
Alcalinidade total	Acima de 30 mg/L
Dureza total	Acima de 30 mg/L
Amônia tóxica	Abaixo de 0,2 mg/L
Nitrito	Abaixo de 0,3 mg/L
Salinidade	Em geral, abaixo de 12 ppm, porém, depende da espécie

* Muitas espécies de peixes amazônicos que são utilizadas na piscicultura estão adaptadas a viver em águas com pH mais ácido, além de possuírem órgãos auxiliares para a respiração em condições de baixos níveis de oxigênio na água.

Amostras da fonte de água devem ser enviadas a laboratórios especializados para análise. Entretanto, avaliações preliminares podem ser feitas diretamente no campo, com o uso de kits colorimétricos, oxímetros, peagômetros, entre outros equipamentos portáteis. Os valores recomendados para os principais parâmetros de qualidade da água para o cultivo de peixes tropicais podem ser observados na Tabela 1. Muitos desses parâmetros podem ser corrigidos ao longo do cultivo, principalmente em viveiros com baixa renovação de água. Na Tabela 2, são resumidas as principais medidas de correção da sua qualidade empregadas nesses sistemas (conforme será abordado em detalhes no capítulo sobre “Monitoramento e manejo da qualidade de água”). Por outro lado, a correção da qualidade é muitas vezes impraticável em viveiros com alta renovação de água ou em *raceways* (tanques com alto fluxo de água que operam com uma ou mais trocas totais do volume por hora), devido ao grande volume que precisa ser tratado. Assim, a água para uso em sistemas intensivos que empregam alta renovação deve ser necessariamente adequada ao cultivo das espécies desejadas.

Tabela 2. Medidas para correção da qualidade da água (Adaptado de Ono e Kubitzka (2002)).

Problema detectado	Medida
Águas ácidas ou com baixa alcalinidade e dureza total	- Calagem com calcário agrícola; - Dose varia de 1 a 4 toneladas por hectare.
Peixes indesejáveis na água de abastecimento	- Instalação de filtros na rede de abastecimento e na entrada de água dos viveiros; - Controle da população de peixes no reservatório de abastecimento.
Águas turvas (turbidez argilosa)	- Adoção de práticas de controle de erosão do solo, como terraceamento, cobertura vegetal dos taludes e da área em torno dos viveiros, canais para controle de enxurradas em terrenos declivosos etc.
Águas de poços e minas, pobres em oxigênio e ricas em gás carbônico	- Aeração antes do uso da água para a incubação de ovos, depuração, estocagem de reprodutores, transporte e durante a recia e a terminação.

O uso de aeração e medidas de conservação (acúmulo da água de chuva, aproveitamento da água de drenagem para o abastecimento de outros viveiros e planejamento do cultivo) possibilitam otimizar o uso de água e minimizar o descarte de efluentes por tonelada de peixe produzida.

Recomendações Técnicas

1. Escolher espécies adaptadas ao clima do local onde se pretende instalar a piscicultura;
2. Dar preferência a terrenos com baixa declividade, para diminuir o custo com movimentação de terra;
3. Examinar cuidadosamente a estrutura do solo, utilizando preferencialmente solos de textura média;
4. Suspender a movimentação e compactação do solo quando o mesmo estiver excessivamente molhado ou seco;
5. Realizar detalhada investigação da vazão, dos parâmetros de qualidade e dos fatores de risco associados à fonte de água a ser utilizada.

3. Infraestrutura de viveiros escavados e açudes

3.1. Dimensionamento das estruturas de cultivo

Os viveiros escavados destinados à atividade de piscicultura podem ser utilizados para a produção de alevinos, recria e terminação de peixes, produção, seleção e manutenção de matrizes ou produção de peixes ornamentais. Com vistas a otimizar a produção de peixes, o empreendedor deve dimensionar a quantidade e o tamanho das estruturas de cultivo, de forma que não existam estruturas ociosas ao longo do ano, possibilitando o fluxo contínuo da produção. Um exemplo seria a utilização de viveiros menores para o período de recria e maiores para a terminação dos animais.

Para empreendimentos voltados à produção de alevinos, é necessário dimensionar a construção de galpão com incubadoras para a larvicultura e de viveiros para a manutenção de reprodutores (normalmente entre 250 e 2.000 m² de área) e alevinagem (de 200 a 1.000 m² de lâmina d'água ou mais, dependendo da escala de produção e do manejo adotado). Viveiros muito grandes não são recomendados para alevinagem por apresentarem maior risco de perda de alevinos quando houver infestação por parasitas ou doenças. Se pós-larvas e/ou alevinos estiverem distribuídos em viveiros menores, o controle sanitário será mais eficiente, e a perda de animais em caso de enfermidades será menor, podendo-se isolar o viveiro afetado. Além disso, os menores facilitam o manejo e a despesca dos animais nessa fase do cultivo.

Já em viveiros destinados à terminação de peixes, as dimensões são maiores, variando geralmente em torno de 2.000 a 10.000 m². Os com dimensões superiores a um hectare (10.000 m²) demandam maior mão de obra durante o processo de despesca, mas podem ser uma opção quando as características da propriedade só permitirem estruturas de maior volume. Nesses viveiros, pelo fato da declividade do fundo ser mais suave em comparação a viveiros menores, mesmo após a drenagem completa, é comum a formação de áreas alagadas. Tal situação dificulta o manejo de despesca e a desinfecção do viveiro, contribuindo para a permanência de predadores e agentes patogênicos que possam causar prejuízos ao próximo ciclo de produção. Assim, é de extrema importância o correto trabalho de topografia e movimentação de terra, respeitando a declividade e os níveis previstos em projeto.

Os viveiros escavados, sempre que possível, devem apresentar formato retangular, com proporção 1:4 em largura e comprimento (Figura 2). Esse formato permite melhor fluxo de água e maior facilidade nas operações de manejo e despesca. Quanto à disposição dos viveiros no terreno, a utilização das curvas de nível pode contribuir para menor movimentação de terra durante a construção das estruturas. É

importante salientar que viveiros pequenos apresentam maior custo e ocupam maior área em comparação a maiores, devido à área ocupada pelos taludes. Além disso, deve-se fazer o possível para padronizar o seu tamanho, a fim de facilitar o manejo de despesca, povoamento, adubação, calagem etc. A profundidade deve variar entre 1,0 e 1,3 m na parte mais rasa e 1,5 e 1,7 m na mais profunda, de forma que o manejo possa ser realizado mesmo que o viveiro esteja completamente cheio. Essa profundidade também contribui para a manutenção da qualidade da água, pois evita a estratificação¹ do ambiente aquático, mantendo a qualidade ao longo de toda a coluna d'água.



Figura 2. Proporção ideal entre largura e comprimento (1:4) dos viveiros (A); Máquinas trabalhando na construção de viveiros (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Giovani T. Bergamin.

As pisciculturas destinadas ao propósito de produção de peixes ornamentais apresentam alta diversidade de modelos, formatos, dimensões e tipos de materiais utilizados na construção dos tanques e estufas. Tendo em vista o menor volume relativo de produção e a grande variedade de espécies cultivadas em um único empreendimento, os tanques são construídos com dimensões de 2 a 50 m², sendo revestidos com manta plástica ou alvenaria (Figura 3).

Os empreendimentos voltados à recria e terminação de peixes em viveiros, barragens e açudes podem prever a construção de um ou mais viveiros de depuração, os quais se destinam à permanência dos peixes após o término do ciclo de cultivo, para que o animal esvazie o trato digestório e elimine substâncias que eventualmente possam conferir características indesejáveis à carne, como odor e/ou sabor de mofo ou barro (*off-flavor*)². O viveiro de depuração deve ser completamente revestido por manta plástica ou cimento e ter abastecimento de água com alta vazão para renovação constante. Em todos os tipos de empreendimentos, a construção de tanques para

¹ Mais informações sobre a estratificação da água estão no capítulo “Monitoramento e manejo da qualidade da água”.

² Mais informações sobre o que ocasiona *off-flavor* em peixes estão no capítulo “Despesca e abate de peixes”.



Figura 3. Viveiros revestidos com manta plástica e protegidos por cobertura plástica (A) e tela sombrite (B) para o cultivo de peixes ornamentais. Fotos: Fabrício P. Rezende.

quarentena³ faz-se necessária, como medida de prevenção de problemas de ordem sanitária quando são adquiridos peixes de outras pisciculturas. Cuidado especial deve ser tomado quanto à água de descarte desses tanques a fim de evitar a disseminação de doenças e agentes patogênicos aos peixes no empreendimento.

3.2. Estimativa de vazão de água para abastecimento

A vazão (Q) é o volume de água (V, litros ou metros cúbicos) que escoar por um conduto em um período de tempo (t, segundo ou hora) ($Q = V/t$). O cálculo da estimativa de vazão da água é de primordial importância para garantir o sucesso do empreendimento, haja vista que possibilita dimensionar a área de viveiros e infraestruturas anexas conforme a disponibilidade de água do local. A vazão aceita como ideal para dimensionamento de área alagada é de dez litros por segundo por hectare (10 L/s/ha), ressaltando que a estimativa de vazão deve ser realizada no período de estiagem, quando os níveis de água nos mananciais se encontram em suas cotas mínimas.

A estimativa de vazão em condutos fechados pode ser realizada com auxílio de balde (ou recipiente de volume conhecido), cronômetro (ou relógio que disponha de marcador de segundos), papel e lápis (ou qualquer outro dispositivo em que seja possível registrar as marcações de tempo). A vazão em condutos fechados (tubulação) pode ser aferida ao encher um volume conhecido e cronometrar o tempo necessário por três vezes (Figura 4). Em seguida, tira-se a média das três medidas de tempo.

³ Informações mais detalhadas sobre quarentena estão no capítulo “Princípios básicos de sanidade de peixes”.



Figura 4. Método de estimativa de vazão de água em tubulação. Foto: Fabrício P. Rezende.

Exemplo 1:

- Tempos marcados para o completo enchimento de um balde de 50 L: 3 s, 2 s e 2 s (média de tempo igual a 2,3 s);
- $Q = 50 \text{ L} / 2,3 \text{ s} = 21,7 \text{ L/s}$;
- Se a vazão aceitável para 1 hectare de lâmina d'água é 10 L/s/ha, logo, é possível estimar que a vazão vertente nessa tubulação é capaz de abastecer cerca de 2 hectares de lâmina de água.

A estimativa de vazão em condutos abertos (canal, ribeirão ou riacho) pode ser realizada com auxílio de uma trena (ou fita métrica), uma haste graduada (escala métrica), um flutuador (ou garrafa de refrigerante com 3/4 do seu volume preenchido com água), cronômetro, papel e lápis. Preferencialmente, deve-se escolher um trecho do canal que seja mais uniforme para o monitoramento do deslocamento do flutuador. A velocidade de deslocamento da água é variável nos condutos devido à rugosidade do perímetro molhado, tal característica faz com que haja diferença na velocidade da água em relação à distância da parede do conduto. A velocidade média na vertical ocorre a cerca de 60% da profundidade, sendo que a velocidade média de deslocamento da água equivale a cerca de 80 a 90% da velocidade da água na superfície (Figura 5).

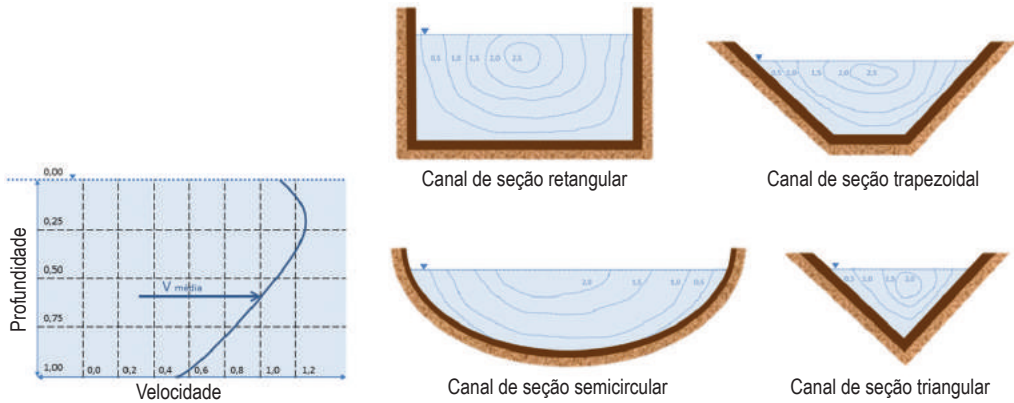


Figura 5. Distribuição de velocidades em diferentes seções transversais. Ilustração: Fabrício P. Rezende.

Deve-se medir a área de seção do conduto aberto pelo método dos trapézios (Figura 6), ou seja, calcular a área da seção em dois pontos distantes dez metros entre si. Com a média dessas áreas, calcula-se o volume de água na seção do canal de dez metros. Em seguida, coloca-se o flutuador (boia) na correnteza do canal a cerca de cinco metros antes da primeira marca para que atinja a mesma velocidade de deslocamento da água. Basta cronometrar o tempo necessário para que o flutuador percorra a distância entre as duas marcas para se obter a vazão de água no canal.

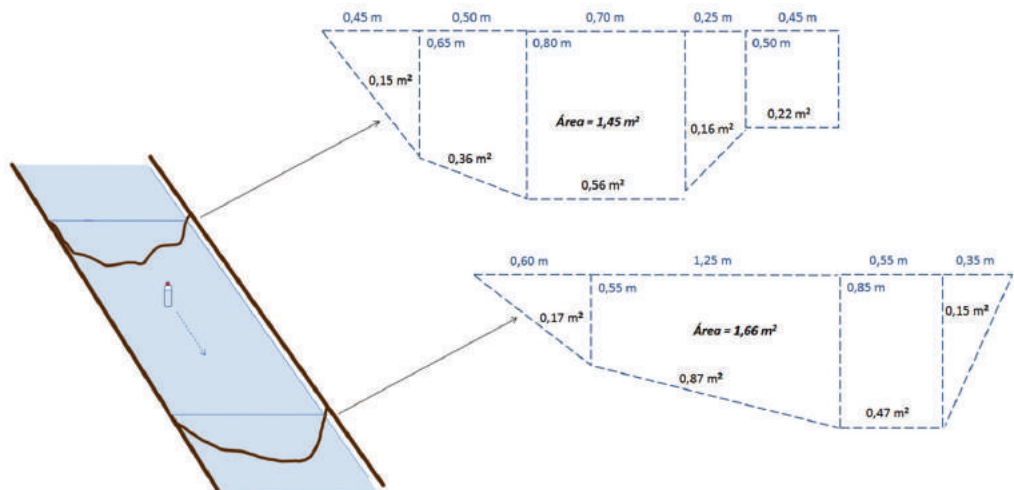


Figura 6. Esquema de método de estimativa de vazão de água em canais abertos. Ilustração: Fabrício P. Rezende.

Exemplo 2 (vide Figura 6):

- Realizar as medidas e calcular a área da seção de canal na marca inicial ($1,45 \text{ m}^2$) e na final ($1,66 \text{ m}^2$). Com a média da área da seção do canal ($1,55 \text{ m}^2$) e a distância de 10 m entre ambas as marcas, obtém-se o volume de água nesse trecho do canal ($1,55 \times 10 = 15,5 \text{ m}^3$);
- O tempo para o deslocamento do flutuador entre as duas marcas deve ser monitorado, repetidamente, por três vezes (23 s, 26 s e 28 s; média igual a 25,6 s);
- $Q = 15,5 \text{ m}^3 / 25,6 \text{ s} = 0,605 \text{ m}^3/\text{s} = 605 \text{ L/s}$, no entanto, deve-se multiplicar esse valor por 0,85 para desconsiderar o efeito da rugosidade do fundo do canal e estimar a vazão com maior precisão: $Q = 0,85 \times 605 \text{ L/s} = 514 \text{ L/s}$;
- Se a vazão aceitável para 1 hectare de lâmina d'água é 10 L/s, logo, é possível estimar que a vazão vertente nesse canal é capaz de abastecer cerca de 51 ha de lâmina de água.

Apesar de haver limitação na velocidade do deslocamento da água devido à rugosidade do fundo do canal, a proposta aqui se refere exclusivamente a uma estimativa de vazão, para visualizar a viabilidade técnica de área alagada na construção de viveiros. Caso a água seja drenada ou bombeada de um manancial, é importante ressaltar que, para regularização do empreendimento, o processo de outorga do uso de água deverá obedecer às normas e regras estabelecidas pela legislação junto ao órgão competente.

3.3. Construção de viveiros escavados

Após a obtenção do licenciamento ambiental, levantamento topográfico e planialtimétrico da área e estabelecimento das cotas de níveis para abastecimento e drenagem, deve-se realizar a limpeza do terreno antes de iniciar a construção do viveiro. Tal limpeza compreende a retirada de tocos, pedaços de raízes e pedras, os quais, quando em excesso, comprometerão a qualidade do viveiro e dificultarão as operações de despesca ao se entrelaçarem na rede. Em situações onde a vegetação não foi retirada, a despesca parcial fica impossibilitada e a total dificultada por uso de rede de arrasto (Figura 7). Quanto maior a vegetação presente (tamanho e densidade), maior será o custo de sua remoção. Em áreas com vegetação arbustiva ou rasteira, a retirada de uma camada de 10 até 30 cm abaixo do nível do solo é suficiente (Figura 8). Nesse processo, normalmente é utilizado trator de esteira.



Figura 7. Açude em que a vegetação não foi retirada, impossibilitando despesas parciais (A); Viveiro corretamente construído, com imagem de despesa parcial (B). Fotos: (A) Cátia A. Veiverberg; (B) Marcela Mataveli.



Figura 8. Preparo da área, com decapagem do material vegetal da camada superior do solo. Fotos: Giovani T. Bergamin.

No processo de construção, é necessário que o fundo dos viveiros apresente leve inclinação (0,5 a 3%) entre o lado onde ocorre o abastecimento e o lado onde se encontra o sistema de escoamento da água (Figura 9A), o que permitirá a drenagem e facilitará a desinfecção do viveiro. A inclinação dos taludes dependerá da estrutura e coesão do solo (Tabela 3). A largura da crista do talude (Figura 9B) deve ser construída levando-se em consideração a altura do dique (Tabela 3). Nas situações em que houver necessidade de trânsito de veículos, a crista deverá ter largura superior a 3,0 m.

O sistema de abastecimento de água da piscicultura deve estar localizado no lado oposto ao de escoamento para facilitar a renovação de água, sendo que cada viveiro deverá possuir entrada e saída de água individuais (Figura 10). O abastecimento deve ser feito preferencialmente por gravidade, evitando-se ao máximo o gasto de energia com a utilização de bombas hidráulicas. Contudo, dependendo das características do empreendimento, tal prática precisa ser aplicada, devendo ser detalhadamente estudada na etapa de planejamento.

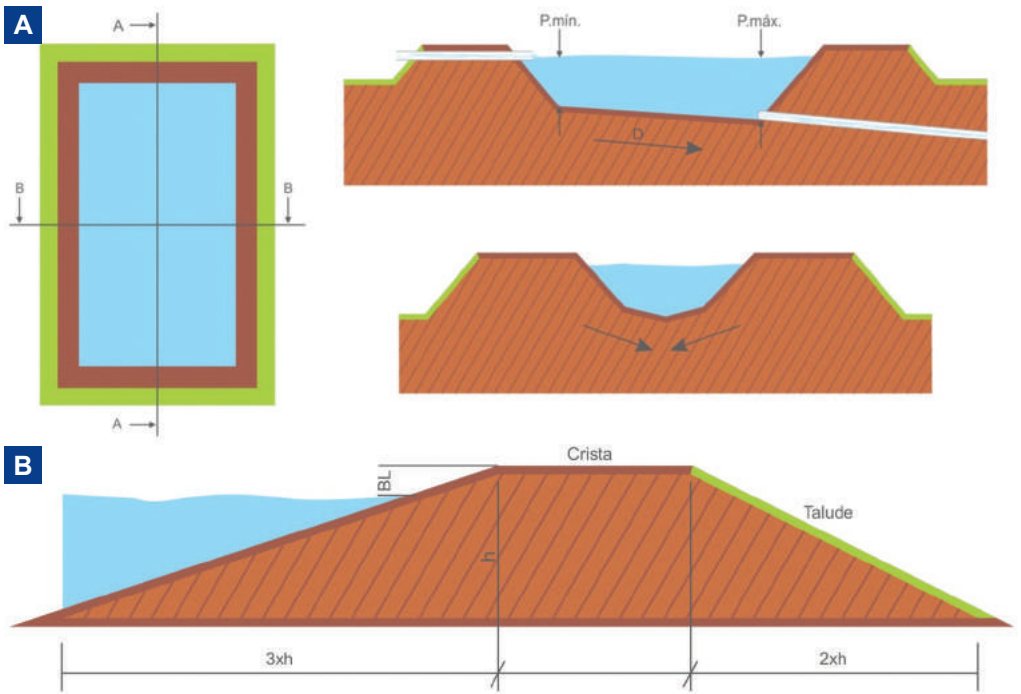


Figura 9. Inclinação do fundo do viveiro e posicionamento dos sistemas de abastecimento e drenagem em lados opostos (A); Detalhe de corte transversal de talude de viveiro (B). Ilustrações: Jefferson Christofoletti.

Tabela 3. Dimensionamento dos taludes em função da profundidade do viveiro e do tipo de solo (Adaptado de Proença e Bittencourt (1994)).

Profundidade do viveiro (m)				
	1,0 a 1,5	1,5 a 1,7	1,7 a 2,0	2,0 a 2,5
Largura da crista (m)	1,8 a 2,0	2,0 a 2,5	2,5 a 3,0	3,0 a 5,0
Borda livre (m)	0,3 a 0,4	0,4 a 0,5	0,5 a 0,6	0,5 a 0,6
Tipo de solo				
	Areno-argiloso	Silto-argiloso	Argiloso	
Talude interno	3:1 a 2,5:1	2,5:1 a 2:1	2:1 a 1:1	
Talude externo	2:1 a 1,5:1	1,5:1 a 1:1	1:1	

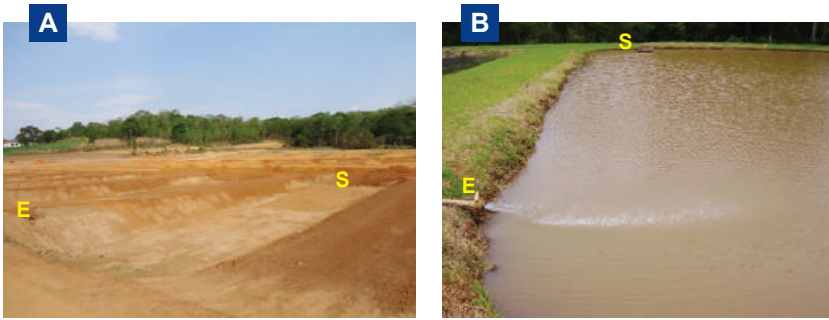


Figura 10. Vista de viveiro vazio (letra E indica a entrada e letra S indica a saída de água) (A); Vista de viveiro cheio (letra E indica a entrada e letra S indica a saída de água) (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Giovani T. Bergamin.

Custos com instalação, manutenção e consumo de energia da estação de bombeamento devem ser levantados, sob pena de inviabilizar a atividade. Esses custos variam de acordo com a distância do ponto de captação, a diferença de nível e a vazão necessária. O uso de bombas pode ser justificado, por exemplo, para casos de emergência, quando a fonte principal de água utilizada por gravidade se esgotar ou variar ao longo do ano, fazendo-se necessária a captação em outro corpo d'água. Nos casos de dependência contínua de bombeamento de água, deve ser prevista a instalação de estruturas de emergência como forma de prevenção a situações de queda de energia ou avaria mecânica.

O abastecimento da água pode ser feito por canaletas a céu aberto (Figura 11) com ou sem revestimento, que pode ser em alvenaria, lonas plásticas, cimento pré-fabricado ou por tubulação subterrânea (Figura 12A), podendo ser em polietileno rígido (PVC) ou polietileno de alta densidade (PEAD).

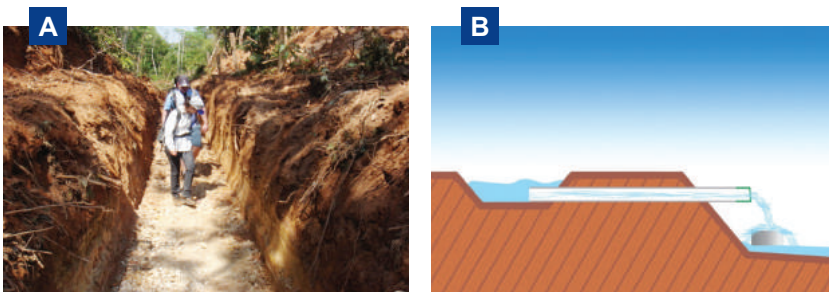


Figura 11. Sistema de abastecimento de água por canaleta a céu aberto (A); Detalhe de corte transversal da canaleta e tubo para abastecimento do viveiro (B). Foto: Fabrício P. Rezende; Ilustração: Jefferson Christofletti.

Normalmente, recomenda-se que os canais principais sejam construídos na forma de canaletas a céu aberto e que apenas a derivação destes para os viveiros seja feita por tubulação subterrânea. O controle da passagem de água do canal principal para a tubulação individual do viveiro pode ser feito com a construção de pequenas caixas de inspeção utilizando “curva” ou “joelho” de controle de nível ou registro para controle de água, sendo essa última a solução considerada mais prática (Figura 12B).



Figura 12. Sistema de abastecimento de água por tubulação de PVC Ocre (A); Caixas de inspeção e distribuição de água (B). Fotos: (A) Giovani T. Bergamin; (B) Fabrício P. Rezende.

O acesso para manutenção, limpeza, instalação de comportas ou ampliação das estruturas é mais simples em canaletas a céu aberto, comparando-se a tubulações subterrâneas. Esse último sistema é mais recomendado para o uso em instalações onde a vazão de água é alta. Em pisciculturas onde o fluxo na rede de abastecimento é pequeno, há o risco de deposição de matéria orgânica na rede hidráulica, podendo até mesmo obstruir totalmente a tubulação, gerando altos custos de manutenção das estruturas.

Os canais de abastecimento a céu aberto podem também ser construídos sem revestimento, se a estrutura do solo for coesa. Nesse caso, embora o custo de construção seja muito menor, em geral, a manutenção dos canais deve ocorrer com maior frequência. A vazão de água ao longo do ano, o tipo de solo, a inclinação das paredes da canaleta e a cobertura vegetal têm influência direta na durabilidade desse tipo de estrutura.

A água de abastecimento deve passar por sistema de filtragem para evitar entrada de sujidades e organismos indesejáveis. Os filtros podem ser instalados no início do canal de abastecimento, na entrada de água de cada viveiro ou em ambos (ideal). Como primeira barreira de proteção, devem ser instaladas telas para evitar que material grosseiro como galhos, folhas e peixes invasores de maior porte entre na rede de abastecimento. Após essa primeira tela, pode ser construído um filtro

principal em alvenaria, contendo cascalho ou areia grossa para evitar a passagem de pequenos peixes invasores e resíduos de menor tamanho. Recomenda-se, também, a instalação de tela de malha fina do tipo “mosquiteiro” (2 mm) na extremidade do cano de abastecimento de cada viveiro, principalmente naqueles destinados às atividades de larvicultura e alevinagem.

Existem sistemas de escoamento de água com diferentes arranjos e capacidades de drenagem (Tabela 4). A escolha de um deles dependerá de diversos fatores, como tamanho do viveiro, taxa de renovação, necessidade de retirada de água do fundo ou da superfície, entre outros. A principal característica de um sistema de escoamento bem dimensionado é a possibilidade de completa retirada da água do fundo do viveiro. Para tanto, o tubo de escoamento deve ser posicionado na porção mais baixa do viveiro, coincidindo com a declividade adequada obtida durante a sua construção (Figuras 13, 14 e 15).

Tabela 4. Diâmetro de tubulação para drenagem de viveiros com diferentes áreas, com profundidade entre 1,4 m e 1,8 m, considerando três tempos para escoamento 12h, 24h e 36h (Adaptado de Ono et al. (2002)).

Área do Viveiro (m ²)	Comprimento da linha de drenagem					
	12 m			300 m		
	12 h	24 h	36 h	12 h	24 h	36 h
Diâmetro (mm)						
40.000	600	450	400	1.200	900	750
20.000	450	300	250	900	750	600
10.000	300	250	200	750	600	450
5.000	250	200	150	600	450	300
3.000	200	150	150	450	300	250
1.000	150	100	100	250	200	150



Figura 13. Corte para instalação da tubulação de escoamento (A) e alocação do tubo na cota mais baixa do viveiro (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Giovani T. Bergamin.

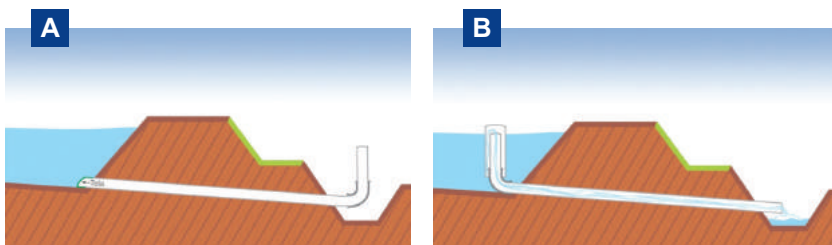


Figura 14. Corte longitudinal mostrando sistema de escoamento de água tipo cachimbo: (A) instalação na parte externa, (B) instalação na parte interna do viveiro. Ilustrações: Jefferson Christofletti.

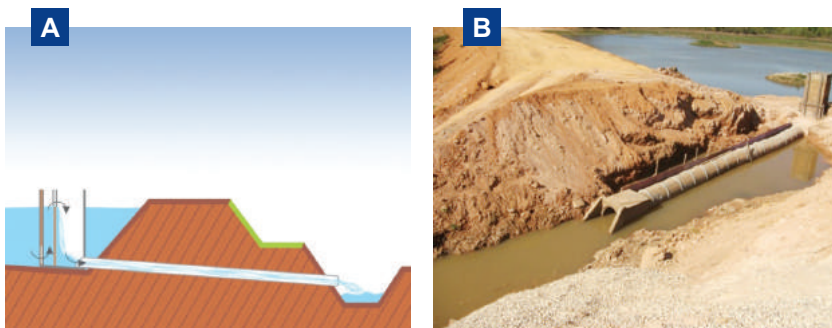


Figura 15. Corte longitudinal mostrando sistema de escoamento de água tipo monge (A); Monge em processo de construção (B). Ilustração: Jefferson Christofletti; Foto: Guilherme Yoshizawa.

Os sistemas de escoamento mais utilizados são dois: de joelho articulado, também conhecido como “cachimbo”, e sistema de “monge” em alvenaria e concreto. O de primeiro tipo utiliza tubulação em PVC ou PEAD, sendo indicado para viveiros de pequeno porte (até 2.000 m²). É o sistema com menor custo de instalação, pois utiliza apenas tubos, não necessitando de construção de estruturas. Para o controle do nível da água, basta movimentar a articulação, sendo possível retirar a água do fundo ou da superfície, dependendo da configuração dos tubos. O sistema de segundo tipo (Figura 15) é mais utilizado em viveiros ou açudes de grande porte (acima de 2.000 m²), nos quais a profundidade e o volume de água dificultariam o manejo do sistema de cachimbo, fazendo-se necessária a utilização de tubulações de maior diâmetro. Existem vários modelos de monge que possibilitam a retirada de água tanto do fundo, quanto da superfície, conforme a necessidade. Os monges são construídos em alvenaria, sobre uma base firme de concreto, apresentando maior custo de instalação em relação ao sistema de cachimbo. O monge deve ser construído com altura equivalente à crista do talude. Em viveiros ou açudes de grande porte, além do monge, deve ser prevista a construção de um vertedouro capaz de permitir o escoamento do excedente de águas das chuvas sem comprometer a estrutura do dique e sem provocar inundação ou transbordamento aos viveiros de produção (Figura 16). O monge deve ficar posicionado na porção mais profunda do viveiro e consiste basicamente em uma estrutura com três paredes de alvenaria em forma de “U” sobre uma base sólida e bem presa ao solo para suportar o empuxo da água, sendo a base da tubulação posicionada cerca de 10 cm abaixo do nível do fundo do viveiro, para assegurar a retirada completa da água (Figuras 15B e 17). Nas duas paredes paralelas do monge, devem ser construídos três pares de fissuras internas, nas quais são posicionadas placas de madeira e de tela que, dependendo do seu arranjo, possibilitam maior ou menor nível de retenção de água no viveiro (Figura 17).



Figura 16. Detalhe do vertedouro em barragem de grande porte: vista em período de estiagem (A); vista à montante no período das chuvas (B). Fotos: (A) Guilherme Yoshizawa; (B) Cátia A. Veiverberg.



Figura 17. Bateria de viveiros, mostrando sistema de escoamento total da água por monges (setas) (A); Detalhe de monge com três frisos possibilitando o controle e escoamento e renovação de água (B). Fotos: (A) Giovani T. Bergamin; (B) Fabrício P. Rezende.

No sistema de drenagem tipo monge, para escoar a água do fundo (menos oxigenada e com maior nível de resíduos orgânicos), deve-se realizar o seguinte procedimento: nos dois pares de frisos posicionados mais internamente, são colocadas placas de madeira até a altura em que se deseja manter o nível da água, sendo o espaço entre elas preenchido com barro ou serragem para reter eficientemente a água. No friso que fica na parte mais externa, colocam-se placas de tela na parte inferior (cerca de 20 a 40 cm de altura) e, após isso, são colocadas placas de madeira. Dessa forma, a água passará pela parte inferior do friso com a tela e, posteriormente, será escoada pela parte superior delimitada pelas placas nos frisos mais internos (Figura 17B). As placas de tela servem para conter a fuga de peixes durante a drenagem da água para despesca. No caso de barragens utilizadas para abastecimento dos viveiros de cultivo, a água a ser utilizada deve ser a de melhor qualidade. Dessa forma, a água a ser drenada deve ser a da superfície da barragem abastecedora.

A tubulação de escoamento deve possibilitar a completa drenagem da caixa de coleta. Nas situações em que o solo do fundo dos viveiros for muito úmido e com atoleiros, faz-se necessário o acréscimo de uma camada de 20 a 30 cm de cascalho sobre o fundo, para permitir que as atividades de manejo e despesca sejam facilitadas (Figura 18).

3.4. Proteção de taludes em viveiros escavados

Após a construção dos viveiros, é recomendado o plantio de grama, de forma a cobrir toda a crista e a borda livre dos taludes até o nível da água (Figuras 19 e 20B). A proteção dos taludes dos viveiros deverá ser realizada com o objetivo de reduzir as despesas com manutenção, uma vez que a drenagem da água das chuvas que ocorre

sobre o próprio talude em médio prazo danificará a sua estrutura (Figura 20). A erosão dos taludes provoca o assoreamento do fundo dos viveiros e, com isso, a necessidade de gastos com manutenção e reparos.



Figura 18. Viveiro com fundo lamacento (A) e viveiro com camada de cascalho compactado (B). Fotos: (A) Fabrício P. Rezende; (B) Giovani T. Bergamin.



Figura 19. Talude de viveiros protegido com grama-batatais para evitar erosão. Foto: Fabrício P. Rezende.



Figura 20. Talude de viveiros sem cobertura vegetal erodido pela chuva (A) e talude com plantio de grama-batatais em fase inicial de vegetação (B). Fotos: Fabrício P. Rezende.

A vegetação preferencial para uso nesse tipo de solo são as gramíneas (Figura 19 e 20B). Deve-se utilizar preferencialmente a grama-batatais (*Paspalum notatum*), a capim-bermuda (*Cynodon dactylon*) ou a grama-esmeralda (*Zoysia japonica*). A escolha de qualquer uma das três opções será certa e irá depender da disponibilidade de mudas na região e do quanto se está disposto a gastar, pois cada grama tem um custo diferente para formação. O ideal é não utilizar as que sejam de porte médio a grande, que vegetam muito ou que formam touceiras, uma vez que a manutenção com podas será frequente (de duas a oito vezes ao ano) o que irá onerar os custos com a manutenção.

Recomendações Técnicas

1. Viveiros para manutenção de matrizes e reprodutores podem ter área entre 250 e 2.000 m²;
2. Para larvicultura, alevinagem e recria, recomenda-se a construção de viveiros com até 1.000 m²;
3. Viveiros para recria e terminação de peixes com tamanho superior a um hectare (10.000 m²) podem dificultar a despesca e aumentar os custos com mão de obra;
4. Sempre que possível, construir viveiros em formato retangular, na proporção 1:4 em largura e comprimento;
5. A profundidade dos viveiros deve variar entre 1,0 e 1,3 m na parte mais rasa e 1,5 e 1,7 m na parte mais profunda, de forma que o manejo dos peixes possa ser realizado mesmo que o viveiro esteja completamente cheio;
6. Cada viveiro deve possuir sua entrada e saída de água, as quais devem se situar em lados opostos;
7. A construção de viveiros pequenos é mais onerosa e ocupa mais espaço em relação a grandes viveiros;
8. Cachimbo são recomendados para estruturas de até 2.000 m². Para estruturas maiores, recomendam-se monges.

4. Requisitos para instalação de tanques-rede

Assim como na construção de pisciculturas em viveiros escavados, o empreendedor que deseja produzir peixes em sistema de tanques-rede deve realizar o estudo da viabilidade técnica e econômica da atividade. Questões como tipo de produto, quantidade demandada pelo mercado, preço, capital de investimento e operacional, ciclo de cultivo, escala de produção, fonte de recursos e proximidade

do mercado consumidor necessitam ser consideradas para o planejamento de uma piscicultura em tanque-rede.

4.1. Áreas de Criação

Uma vez feito o detalhamento do plano estratégico de produção, ainda são vários os pontos a serem considerados durante a fase de escolha da área a ser utilizada. A facilidade de acesso aos tanques-rede é essencial para diminuir os custos e facilitar as atividades de manejo (arraçoamento, biometrias, despesca e acompanhamento geral da produção). Recomendam-se áreas próximas a estradas em bom estado de conservação e fácil acesso da margem à área de criação.

A criação de peixes em tanques-rede se diferencia por mantê-los confinados em alta densidade de estocagem, procurando-se, como já dito, tornar o manejo o mais simples possível, com alta produção em pequena área de cultivo. Assim, cuidado com a segurança do local de cultivo deve ser redobrado, uma vez que os animais estão facilmente sujeitos à ação de furtos. Como esse sistema geralmente é feito em corpos d'água de grande volume, atenção deve ser dada aos múltiplos usos da água, bem como à área do entorno. Devem ser evitadas áreas próximas a culturas agrícolas, cidades, indústrias ou onde ocorra navegação. A área também deve ser protegida de corredores de ventos e correntes fortes de água (a velocidade ideal da corrente de água para sistemas em tanque-rede deve estar entre 0,05 e 0,20 m/s). A incidência de ventos fortes gera dificuldade na alimentação e na despesca, muitas vezes impedindo a realização das atividades de rotina da piscicultura.

As áreas escolhidas devem preferencialmente apresentar baixa produtividade primária (planctônica) com alta transparência (acima de 2 m são consideradas ideais para produção em tanques-rede). Esse tipo de ambiente confere menores variações diárias nos parâmetros físico-químicos da água. Como os animais são confinados e não podem buscar áreas de conforto térmico no ambiente, dependendo da amplitude de variação térmica, podem ocorrer problemas de estresse, diminuição do crescimento, perda de peso e, não raro, mortalidade. Da mesma forma, deve-se evitar a instalação de tanques-rede em ambientes eutrofizados, onde as variações na qualidade de água são mais frequentes e em maior amplitude.

4.2. Instalação de tanques-rede

Quanto ao posicionamento, os tanques-rede devem ser distribuídos em linhas, perpendicularmente à corrente de água predominante, para facilitar a troca de água

do seu interior (Figura 21A). A distância entre um tanque-rede e outro deve ser de, no mínimo, a largura de um tanque-rede (Figura 21B). Evitar a instalação em locais nos quais o fundo do tanque-rede fique próximo ao fundo da barragem, onde os nutrientes produzidos são depositados e decompostos, podendo haver produção de compostos tóxicos para os peixes. A profundidade do local de sua de alocação deve ser igual ou superior ao dobro da profundidade deste, por exemplo, se o tanque-rede tiver 1,2 m de altura, a profundidade mínima no local de instalação deverá ser igual a 2,4 m. No caso de águas levemente eutrofizadas, deve-se evitar a instalação em locais onde a profundidade seja maior que 3,0 m, essa prática ameniza problemas relacionados à inversão térmica e consequente queda na qualidade da água devido ao aumento de gás carbônico e outros gases (metano e sulfídrico), amônia e nitrito e redução nos níveis de oxigênio dissolvido.

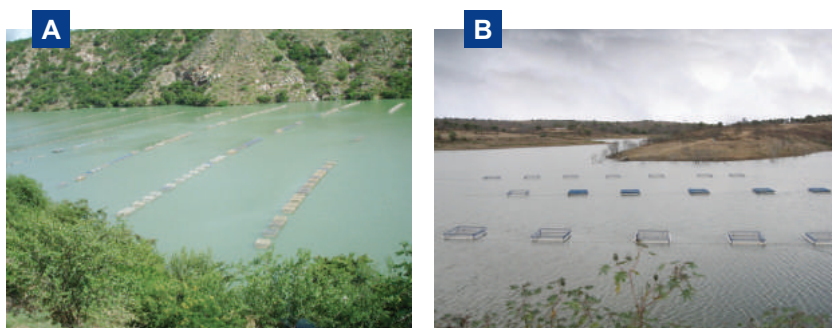


Figura 21. Posicionamento dos tanques-rede em alinhamento paralelo, fixados por sistemas de ancoragem perpendicularmente à corrente de água, o que contribui para a renovação da água no seu interior (A). Vista frontal dos alinhamentos mostrando espaçamento de, no mínimo, a largura de um tanque, entre os tanques-rede (B). Fotos: Adriana F. Lima.

Para fixação das estruturas, é feita a ancoragem, com o uso de cordas ou cabos e um peso (poita) para fixação no fundo do corpo d'água. Diversas formas de ancoragem são utilizadas, sendo possível a fixação das duas extremidades da linha no fundo, uma delas ou ambas na margem do reservatório. É de extrema importância o conhecimento da variação do nível da água do reservatório ao longo do ano. Se o comprimento do cabo for subdimensionado, os tanques-rede podem ficar submersos por dias, trazendo vários transtornos ao produtor. A incidência de ventos também deve ser conhecida, para que sejam utilizadas âncoras de dimensões adequadas a fim de evitar que a linha de tanques-rede seja “arrastada” pelo vento. Após a fixação das linhas, deve-se proceder à sinalização da área (normas da marinha) para evitar acidentes com embarcações e delimitar o espaço de produção.

5. Infraestrutura de tanques-rede

5.1. Componentes básicos

Os tanques-rede são compostos basicamente pelos seguintes componentes: estrutura de sustentação, flutuadores, tela para contenção dos peixes, tela de proteção superficial e comedouro (Figuras 22 e 23). As estruturas de sustentação devem ser resistentes à corrosão e à fadiga decorrente do esforço mecânico ocasionado pela movimentação da água e pelo manejo dos peixes. A utilização de materiais leves, como o alumínio, facilita a operacionalização do manejo, além de reduzir os custos com flutuadores e apresentar alta durabilidade no ambiente aquático; sendo o material mais utilizado e indicado para a confecção das estruturas de sustentação. A tela de contenção dos peixes deve ser feita em material leve, resistente à corrosão e ao ataque de grandes predadores, como jacarés e lontras. Deve-se evitar o uso de telas plásticas de baixa resistência mecânica e telas metálicas com farpas que possam causar injúrias aos peixes. Usar, preferencialmente, materiais que possibilitem fácil manutenção e reparos rápidos e que exerçam baixa resistência à passagem da água. As telas de arame galvanizado revestidos com PVC de alta aderência são as mais utilizadas para este fim. Os diâmetros de telas mais comumente utilizados para a produção de tilápias (*Oreochromis niloticus*) em tanques-rede são:

- Peixes com peso médio de 1 a 5 g: 5 mm;
- Peixes com peso médio de 5 a 30 g: 10 mm;
- Peixes com peso médio de 30 a 200 g: 13 mm;
- Peixes com peso médio de 200 a 500 g: 25 mm;
- Peixes com peso médio de 500 g até a atingirem o peso de terminação: 25 a 32 mm;
- Diâmetros acima de 25 mm aumentam o risco de entrada de peixes invasores, como lambari (*Astyanax spp.*) e piranha (*Pygocentrus spp.*).

Os flutuadores devem permitir a plena sustentação da estrutura do tanque-rede, sendo posicionados de maneira que a sua borda fique acima do nível da água, especialmente se este for de pequeno volume (até 9 m³), no qual os peixes são mantidos em elevadas densidades (acima de 100 kg/m³). Os de pequeno volume necessitam ser tampados com tela para evitar a fuga dos peixes ou a entrada de predadores.

O uso de comedouros (Figura 23) é necessário para minimizar perdas de ração do interior do tanque-rede para o ambiente, devido à movimentação dos peixes no momento do arraçoamento. O diâmetro da malha do comedouro varia, dependendo do tipo de ração, em torno de 2 a 5 mm; e, por ser relativamente fina, é comum a ocorrência de colmatagem, dificultando a circulação de água. Assim, a preocupação com a limpeza dos comedouros deve ser constante. Todo tanque-rede deve ser protegido na superfície por uma tela anti-pássaros (Figura 23), para evitar prejuízos pela predação dos peixes, além da possibilidade de uso de sombrite para reduzir a incidência de radiação solar nos peixes em locais onde a água tenha elevada transparência.



Figura 22. Detalhes da estrutura de tanques-rede (A) retangular e (B) circular: flutuadores, armação, tela de contenção. Fotos: Adriana F. Lima.



Figura 23. Detalhes da estrutura de tanques-rede circular com anel de alimentação (tela de cor verde, no interior do tanque-rede) (A) e retangular com tela de proteção (em cor azul, na superfície do tanque-rede) (B). Fotos: Adriana F. Lima.

5.2. Tamanho e formato dos tanques-rede

Os tanques-rede mais utilizados em pisciculturas de água doce no Brasil ainda são de pequeno volume, com formato quadrado (2x2 m ou 3x3 m; volume útil de 6 m³ e 18 m³, respectivamente) ou retangular (2x3 m; volume útil de 9 m³). Quanto menor o tamanho do tanque-rede, mais rapidamente ocorre a troca de água em seu interior, possibilitando a utilização de maiores densidades de estocagem em comparação aos de grande porte. Contudo, os custos com aquisição e manutenção desses tanques-rede menores são mais elevados.

Os tanques-rede de grande volume (acima de 60 m³), em geral, utilizam anéis de PEAD, que funcionam tanto como estrutura de sustentação quanto como flutuadores (Figura 24). A borda livre acima da superfície da água é maior (entre 0,6 e 1,2 m) e as densidades de estocagem raramente podem ultrapassar o valor de 35 kg/m³, uma vez que a taxa de renovação de água no interior do tanque-rede de grande volume é menos eficiente quando comparada àquela observada nos de pequeno volume. Apesar de o custo inicial por unidade ser maior e a densidade de estocagem menor, os de grande volume possibilitam maior economia com mão de obra, além de maior facilidade para as atividades de arraçoamento, manejo e despesca dos peixes, reduzindo o custo de produção por unidade de cultivo. Para reduzir perdas por predadores, todos os tipos de tanque-rede devem ter uma cobertura com tela antipássaros (rever Figura 23).

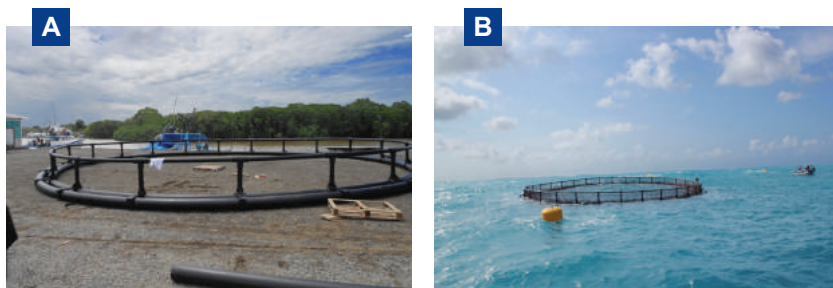


Figura 24. Tanque-rede de grande volume com flutuadores em anéis PEAD.
Fotos: Renata M. Barroso.

O manejo dos peixes em tanques-rede durante o cultivo (distribuição dos animais, repicagem ou classificação, biometrias e despesca) exige a utilização de estruturas adaptadas ao sistema. Normalmente, são utilizadas balsas com sistemas de içamento dos tanques-rede (Figura 25) para facilitar o manejo, principalmente na despesca, quando a biomassa de peixes é elevada.

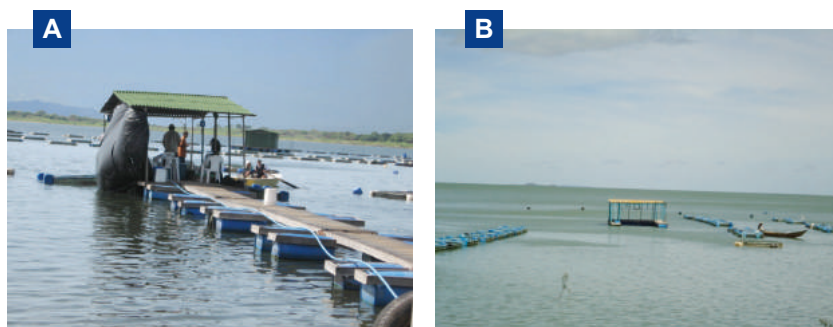


Figura 25. Sistema de acesso aos tanques-rede por passarela (A) e balsa com sistema de içamento de tanques-rede (B). Fotos: Adriana F. Lima.

Recomendações Técnicas

1. Para a implantação de tanques-rede, deve-se ter conhecimento dos usos múltiplos da água do reservatório: utilizar áreas de fácil acesso e tomar medidas de segurança contra roubos;
2. Utilizar preferencialmente áreas pouco eutrofizadas (transparência acima de 2 m);
3. Procurar adquirir tanques-rede leves e resistentes à ação do sol e da água;
4. Quanto menor o tamanho do tanque-rede, mais rapidamente ocorre a troca de água em seu interior, possibilitando a utilização de maiores densidades de estocagem em comparação a tanques-rede de grande porte. Contudo, os custos com aquisição e manutenção desses tanques-rede são mais elevados.

6. Bibliografia consultada e recomendada

- GOMES, L.C.; ROUBACH, R.; LOURENÇO, J.N.P.; CHAGAS, E.C. **Critérios para seleção de local para piscicultura em tanque-rede na Amazônia**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2002. 13p. (Embrapa Amazônia Ocidental - Documentos, n.22).
- CASTAGNOLLI, N. **Criação de peixes de água doce**. Jaboticabal: FUNEP, 1992, 189p.
- HUET, M. **Tratado de piscicultura**. Madrid: Mundi-Prensa, 1978, 745p.
- ITAIPIU BINACIONAL. **Boas práticas de manejo em aquicultura**. Toledo: GFM editora, 2006, 108p.
- CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE. **Resoluções do CONAMA**: resoluções vigentes publicadas entre setembro de 1984 e janeiro de 2012. Brasília: MMA, 2012, 1126p.

- NOGUEIRA, A.C.; RODRIGUES, T. **Criação de tilápias em tanque-rede**. Salvador: SEBRAE-BA, 2007, 23p.
- OLIVEIRA, M.A. **Engenharia para a aquicultura**. Fortaleza/CE: D&F Gráfica e Editora Ltda. 2005. 240p.
- ONO, E.A.; KUBITZA, F. **Cultivo de peixes em tanques-rede**. 3. ed. Jundiaí, 2003, 126p.
- ONO, E.A.; KUBITZA, F. Construção de viveiros e de estruturas hidráulicas para o cultivo de peixes. **Panorama da Aquicultura**, v.12, n.72, p.35-48, 2002.
- ONO, E.A.; CAMPOS, J.; KUBITZA, F. Construção de viveiros e de estruturas hidráulicas para o cultivo de peixes. **Revista Panorama da Aquicultura**, v.12, n.74, p.15-29, 2002.
- OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998, 211p.
- PROENÇA, C.E.M.; BITTENCOURT, P.R.L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994, 196p.
- ROLIM, P.R. A infra-estrutura básica para criação de peixes no Amazonas. In: VAL, A.L.; HONCZARYK, A. (Eds.). **Criando peixes na Amazônia**. Manaus: INPA/MCT, 1995. v.2, p.7-16.
- SHEPHERD, J. **Aquaculture systems**. In: BROWN, L. (Ed.). **Aquaculture for veterinarians: fish husbandry and medicine**, New York: Pergamon Press, 1993. v.3, p.43-56.
- SOUSA, E.C.P.M.; TEIXEIRA-JÚNIOR, A.R. **Piscicultura fundamental**. São Paulo: Nobel, 1985, 88p.
- TOMAZELLI-JR., O.; CASACA, J.M.; SMANIOTTO, M.J. Construção de viveiros para piscicultura. In: POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDREATTA, E.R.A.; BELTRAME, E. (Org.). **Aquicultura: experiências brasileiras**. 1 ed. Florianópolis: Editora UFSC, 2005. v.1, p.199-220.
- VALENTI, W.C. **Aquicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável**. Brasília: CNPQ, 2000, 399p.

Capítulo 5

Monitoramento e manejo da qualidade da água em pisciculturas

*Giovanni Vitti Moro
Lucas Simon Torati
Danielle de Bem Luiz
Flávia Tavares de Matos*

1. Introdução

No planeta Terra, 97,5% da água existente está nos oceanos, sendo, portanto, salgada. Dos 2,5% de água doce restante, 68,9% estão congelados nas calotas polares, 29,9% estão armazenados em águas subterrâneas e somente 1,2% está disponível na forma de lagos e rios. Cerca de 25% da água doce disponível no mundo encontra-se na América do Sul. O homem a emprega para diversas finalidades, como agricultura, abastecimento público, geração de hidroeletricidade, transporte e mineração. A piscicultura é mais um usuário desse recurso, contudo, depende fortemente da sua qualidade para obter o seu sucesso.

Na atividade de piscicultura, a disponibilidade e qualidade da água são fatores fundamentais. Apesar de aparentemente óbvio, o ambiente aquático é o meio onde os peixes vivem e desenvolvem-se, estão em constante contato com a água, utilizando-a para a obtenção de oxigênio e liberação de gás carbônico, além de resíduos nitrogenados e outras substâncias de excreção. Dada a importância da água para os peixes, algumas conclusões também podem ser feitas. A primeira delas é que estes necessitam da água em condições específicas para que possam se reproduzir, alimentar-se e crescer. Uma vez que também são os objetivos da piscicultura, o controle da qualidade da água nas condições adequadas passa a ser fundamental para o sucesso dessa atividade produtiva. A história da piscicultura tem mostrado diversos casos de perdas econômicas relacionadas ao descuido de produtores com relação à qualidade de água. Quando existe descuido no manejo da qualidade da água, mortalidades podem ocorrer gerando perdas incalculáveis.

Dessa forma, este capítulo pretende abordar os parâmetros físicos, químicos e biológicos da água. Considera-se que o entendimento desses parâmetros e também dos fatores que os influenciam são vitais para que o piscicultor possa ter o máximo de controle da qualidade da água em seu viveiro. Juntamente com esse entendimento, serão abordadas as principais práticas de manejo utilizadas para o controle dos parâmetros de qualidade da água em níveis adequados tanto para as espécies da piscicultura, quanto para a liberação de efluentes no meio ambiente.

2. Limnologia e práticas de piscicultura

A limnologia é o campo do conhecimento que se dedica a estudar as águas interiores, os fluxos de matéria e energia e as comunidades bióticas desses ambientes. Ela se divide em ambientes lóticos e lênticos. Os primeiros são caracterizados pela presença de águas correntes, tais como rios, nascentes e riachos. Os ambientes lênticos, por sua vez, são caracterizados por águas paradas, como lagos e lagoas. Estes possuem características e dinâmicas muito diferentes. Ambientes de piscicultura, dependendo do sistema de produção adotado, podem ser considerados lênticos, como barragens sem renovação de água, ou uma transição entre um ambiente lêntico e lótico, variando de acordo com o volume de renovação de água utilizado, como cultivos em tanques do tipo *raceways*.

Além dos peixes cultivados, outras formas de vida habitam o ambiente de piscicultura, como larvas de insetos, peixes invasores, microcrustáceos e algas. De acordo com a posição que ocupam na coluna d'água e o grau de mobilidade, estes organismos podem ser classificados em plâncton, nécton, bentos e perifíton. O plâncton compreende o conjunto de organismos que possui limitada capacidade de locomoção ao longo da coluna d'água, ao passo que o nécton compreende os organismos capazes de se locomover na água, dado que possuem estruturas morfológicas que os permitem facilmente vencer a resistência imposta pelo meio aquático (nadadeiras, apêndices, barbatanas, dentre outras). Neste grupo, estão diversas espécies de peixes, além de insetos, aves e mamíferos. Os organismos que habitam o substrato do fundo são chamados de bentônicos, os quais podem viver fixos ao substrato ou não. Alguns grupos de invertebrados, como muitas espécies de insetos aquáticos, são bentônicos em seus estágios larvais. Por fim, o perifíton consiste em uma fina camada de micro-organismos que fica aderida à superfície de rochas, folhas, caules e quaisquer outras superfícies que possam existir nos viveiros ou barragens.

O plâncton também pode ser dividido quanto ao nível trófico que os seus componentes ocupam. O fitoplâncton corresponde a uma enorme diversidade de formas de algas, bactérias e cianobactérias¹ (algas azuis), que possuem em comum a capacidade de realizar fotossíntese, sendo, portanto, organismos produtores na cadeia trófica. Por sua vez, o zooplâncton corresponde ao conjunto de organismos que não possui capacidade fotossintética e que por isso podem se alimentar do fitoplâncton, atuando como consumidores primários, secundários, terciários e também detritívoros (nos casos em que há o consumo de organismos mortos). Outra divisão pode ser feita entre aqueles que possuem todo seu ciclo de vida como organismo planctônico (holoplâncton), como é o caso de muitos crustáceos, e aqueles em que apenas parte do ciclo de vida é planctônico (meroplâncton), como muitas espécies de peixes.

Algumas espécies de peixe são capazes de filtrar e aproveitar o plâncton como alimento. A Figura 1 ilustra a teia alimentar envolvendo o fitoplâncton, o zooplâncton e os peixes em um ambiente de cultivo. Por esse motivo, existem as práticas de adubação² dos viveiros, que objetivam fornecer nutrientes para a proliferação de fitoplâncton. Dado que grande parte do zooplâncton se alimenta do fitoplâncton, o aumento na quantidade deste em um viveiro conseqüentemente ocasiona um aumento na quantidade daquele. Algumas espécies de peixes, como, por exemplo, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o mapará (*Hypophthalmus marginatus*), consomem zooplâncton até a fase adulta. Dessa forma, é importante ressaltar que a manutenção de viveiros adequadamente adubados proporciona um aproveitamento do alimento natural na engorda, o que permite reduzir os gastos com ração.

¹ O capítulo de “Despesca e abate de peixes” aborda a influência das cianobactérias na qualidade do pescado (*off flavor*).

² Informações sobre práticas de desinfecção, adubação e calagem de viveiros são encontradas no capítulo de “Engorda de peixes”.

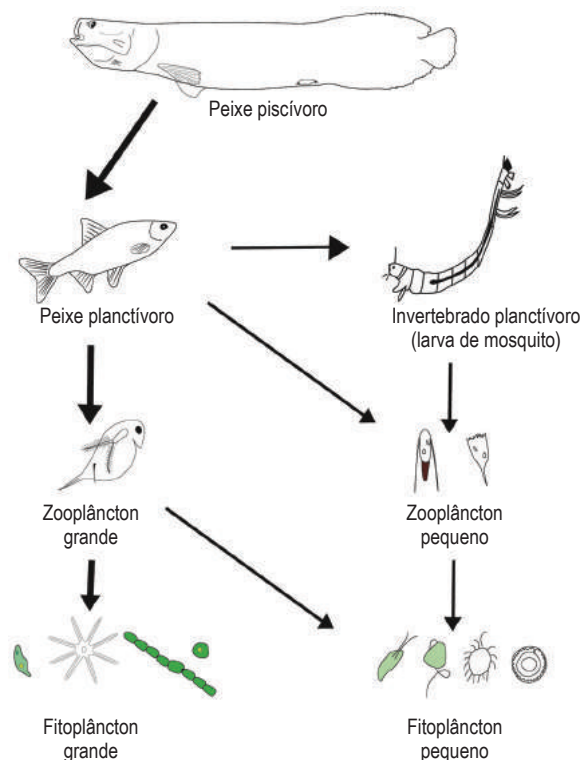


Figura 1. Teia alimentar hipotética para um ambiente aquático de água doce. Seguindo a lógica desse esquema, é possível entender por que o incremento no fitoplâncton em níveis adequados proporciona um fluxo energético maior para organismos do topo da cadeia trófica. Adaptado de Brönmark e Hansson (2005).

3. Principais parâmetros de qualidade da água medidos em piscicultura

3.1. Turbidez e transparência

A luz é uma forma de radiação eletromagnética, e sua velocidade de propagação é diferente na água e no ar atmosférico. Ela é utilizada por plantas terrestres e aquáticas, bem como pelo fitoplâncton para a realização da fotossíntese. Nesse fenômeno bioquímico, a energia luminosa é transformada pelos organismos em matéria orgânica, havendo a liberação do gás oxigênio. Ao incidir sobre um corpo d'água, dependendo do ângulo de incidência, a luz tanto pode ser refletida quanto penetrar na água. Quando penetra, sua intensidade é atenuada pelos fenômenos da absorção e dispersão. A absorção transforma a energia luminosa em calor, ao passo que a dispersão, ao mudar a direção da luz, contribui para a redução da sua intensidade (Figura 2).

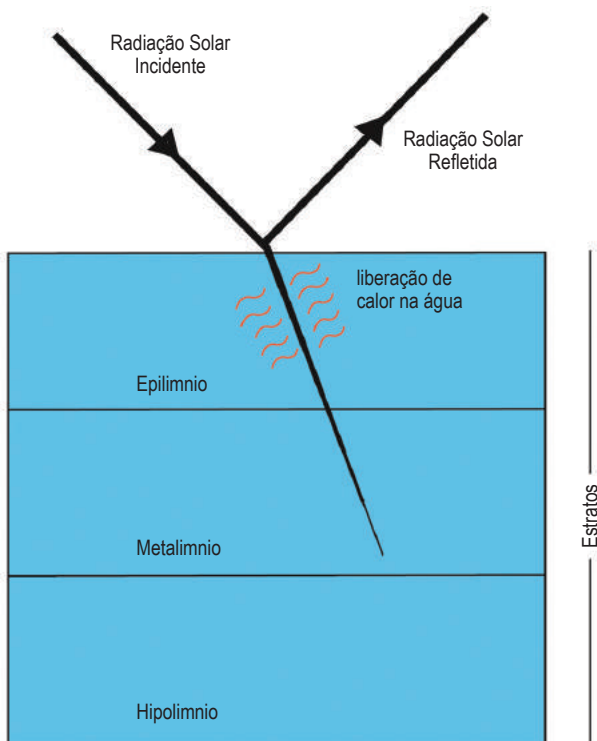


Figura 2. Desenho esquemático da incidência da luz em um corpo d'água hipotético, mostrando como os fenômenos de absorção e dispersão contribuem para redução da sua intensidade ao mudar de meio e a formação dos diferentes estratos.

A turbidez deve ser entendida como o grau de atenuação na intensidade que um feixe de luz sofre quando atravessa a água, devido à presença de sólidos em suspensão (silte, argila, sílica, coloides), matéria orgânica, algas e organismos microscópicos. Dessa forma, uma água com alto nível de turbidez oferece grande resistência à passagem da luz, sendo por isso de baixa transparência, parâmetro que representa a medida de penetração da luz na água.

Um equipamento bastante simples, chamado de disco de Secchi (Figura 3), é utilizado para medir a transparência da água em centímetros. Trata-se de um disco com dois quadrantes pretos e dois brancos, acoplado a um chumbo e uma fita métrica. Uma vez colocado na água, é possível medir a profundidade na qual não se pode mais distinguir entre as partes brancas e pretas do disco, sendo essa a profundidade que a luz consegue penetrar na coluna d' água. Considerando a turbidez planctônica, o ideal para ambientes de cultivo é que a transparência esteja entre 40 e 60 cm. É importante não confundir a turbidez planctônica com a argilosa, que é aquela causada

por sólidos em suspensão e que não reflete a presença de plâncton na água. A turbidez argilosa geralmente ocorre em dias chuvosos, quando os ventos e a agitação da água perturbam as partículas sólidas assentadas no fundo dos viveiros.



Figura 3. Disco de Secchi. O contraste entre as partes brancas e pretas deve ser observado até o momento em que as duas cores não podem mais ser distinguidas sob a água. Nesse momento, utiliza-se a fita métrica acoplada ao disco para medir o grau de transparência da água, dado em centímetros.

Como no período noturno não existe produção de oxigênio pelo fitoplâncton, mas liberação de gás carbônico pela respiração de todos os organismos vivos no viveiro, torna-se importante monitorar a transparência da água pelo menos uma vez por semana. Caso esta fique em níveis inferiores a 40 cm, existe o risco de o nível de oxigênio chegar a níveis muito baixos para os peixes, o que geralmente irá ocorrer no período noturno ou logo nas primeiras horas do dia, quando a incidência luminosa é ainda baixa. A Figura 4 ilustra a concentração de oxigênio e gás carbônico na água de um tanque de piscicultura ao longo do dia. Essa variação, como mencionado, é explicada pela atividade de fotossíntese e respiração dos organismos aquáticos. Por outro lado, a água com uma transparência muito alta, acima de 60 cm, pode permitir a proliferação de vegetais aquáticos no fundo dos viveiros onde a luz é capaz de penetrar (Figura 5B).

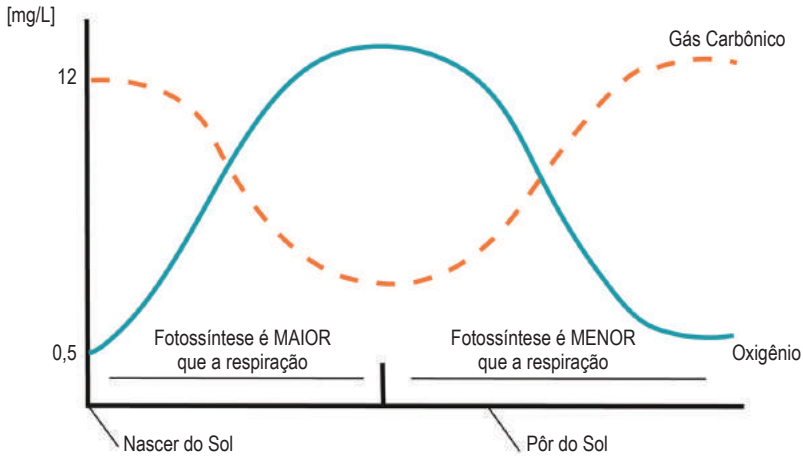


Figura 4. Variação diária na concentração de oxigênio e gás carbônico em tanques de cultivo.



Figura 5. A. Viveiros eutrofizados. B. Viveiros excessivamente transparentes e com proliferação de vegetais aquáticos no fundo.

3.2. Temperatura

Existe uma faixa de conforto térmico adequada para os peixes, a qual varia dependendo da espécie e do estágio de desenvolvimento em que se encontram. Temperaturas acima ou abaixo dessa faixa inibem o apetite e crescimento dos peixes, além de favorecer a incidência de doenças. Em ambientes com diferentes faixas de temperatura (grandes profundidades no viveiro, regiões sombreadas, dentre outras possibilidades), a preferência de uma espécie ou população se dará na faixa de temperatura que corresponde ao valor ideal para o seu crescimento e bem estar. Para as espécies de clima tropical, a faixa favorável à prática da piscicultura varia de 26

a 30°C. Para espécies amazônicas, como o tambaqui e o pirarucu (*Arapaima gigas*), temperaturas mais próximas a 28°C são as mais adequadas. Já para espécies do Sul do Brasil, como o jundiá (*Rhamdia quelen*), o cultivo em temperaturas ao redor de 24°C será o mais apropriado.

Além do metabolismo dos peixes, a temperatura influencia outros fatores como alguns parâmetros de qualidade da água, desenvolvimento de micro-organismos, disponibilidade de nutrientes e toxicidade de contaminantes, sendo importante seu constante monitoramento na piscicultura. O monitoramento da temperatura deve ser feito com o uso de um termômetro, o qual deve ser posicionado no meio da coluna d'água para aferição da medida. Isso porque a temperatura na superfície não necessariamente reflete a temperatura do viveiro todo, e a superfície normalmente aquece mais devido à maior incidência e absorção da luz nessa região.

Conforme mencionado, ao atravessar a água, a luz perde energia por meio da absorção. Essa energia perdida se transforma em calor, o que resulta no aumento da temperatura na região, ou seja, na parte superior da coluna d'água. Quando o vento não é capaz de misturar camadas de água com temperaturas diferentes, pode ocorrer um fenômeno conhecido como estratificação térmica. Este geralmente ocorre em lagos ou tanques com profundidade superiores a um metro e meio. A camada superior, por ser mais aquecida, torna-se menos densa (epilimnion) (Figura 2). A inferior, chamada de hipolimnion, é mais fria e por esse motivo é também mais densa, sendo que, entre essas duas camadas, existe um estrato chamado metalimnion (Figura 2). Em corpos d'água em que há estratificação térmica, quando ocorre uma sequência de dias quentes seguida de dias frios, a camada de cima fica com uma temperatura inferior à de baixo e, conseqüentemente, mais densa. Isso faz com que a superior desça e a inferior suba, devido a essa diferença nas densidades e também ao vento. Essa circulação de água pode trazer as substâncias químicas, que estão mais concentradas na porção inferior do corpo d'água, para a superfície. Uma vez que as substâncias químicas do fundo podem conter amônia, gás sulfídrico e metano, essa circulação das camadas da água pode afetar negativamente o desenvolvimento dos peixes.

3.3. Oxigênio (O₂) dissolvido na água

O oxigênio dissolvido na água é um parâmetro de vital importância na piscicultura. A maioria dos peixes o captura por meio de um complexo órgão branquial, e esse gás é utilizado para a respiração celular. Sendo assim, a sua disponibilidade em níveis adequados é essencial para que os peixes possam se alimentar e crescer da forma esperada. Para espécies de águas frias, a concentração de oxigênio dissolvido na água deve ser sempre superior a 5,0 mg/L. Já para os de águas quentes (tropicais) o

ideal é uma concentração acima de 3,0 mg/L. Em situações nas quais a concentração esteja abaixo desses valores, os animais poderão sobreviver, porém isso resultará em desempenho aquém do esperado. Níveis de oxigênio abaixo de 1,0 mg/L são letais para a maioria das espécies, se expostas por muitas horas a essa situação.

De modo geral, existem duas formas de entrada de oxigênio na água. A primeira delas se dá pela atividade de fotossíntese realizada pelos organismos componentes do fitoplâncton, que retiram gás carbônico da água e liberam oxigênio durante o dia. A segunda se dá pela troca de oxigênio na superfície da água em contato direto com o ar. Nesse local, existe uma constante troca entre os gases dissolvidos na água e no ar atmosférico. Em pisciculturas, essa troca pode ser intensificada com o uso de aeradores mecânicos que estão disponíveis no mercado em vários modelos como os de pás, sopradores, injetores de ar, rotativos, com hélice, entre outros (Figura 6). A Figura 6 também ilustra as formas adequadas de sua instalação, bem como o fluxo de água promovido por eles. Além disso, o oxigênio da água dos viveiros pode ser aumentado realizando-se a renovação de água por meio do seu sistema de abastecimento. Essas medidas para elevar a concentração de oxigênio na água devem ser adotadas quando o produtor verificar níveis de oxigênio dissolvido abaixo de 3,0 mg/L, sendo mantida a aeração ou renovação da água até que a concentração retorne a valores adequados, considerando a espécie produzida.

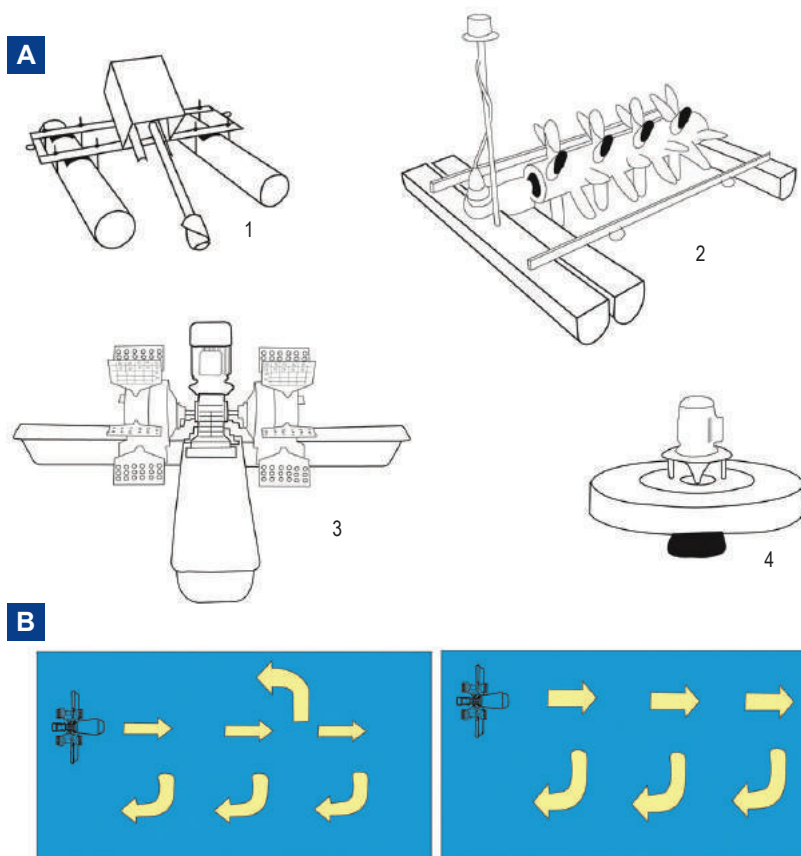


Figura 6. A. Desenho esquemático de diferentes tipos de aeradores: (1) hélice propulsora; (2) pás triangulares; (3) pás (4) fluxo ascendente. B. Esquema de possíveis modos de posicionamento de aeradores. Adaptado de Boyd, 1990.

O processo de respiração celular é feito por todos os organismos aquáticos para obtenção de energia, com retirada do oxigênio dissolvido na água e produção de gás carbônico. Assim, é importante constatar que, no período noturno, quando não existe luz para a realização de fotossíntese e consequente acréscimo de oxigênio na água, os organismos continuam a respirar. Isso resulta em uma concentração de oxigênio dissolvido na água menor no período noturno do que no diurno (Figura 4).

Além da respiração dos organismos, existem também outros fatores que contribuem para a saída de oxigênio da água de um viveiro, tal como a difusão para atmosfera ou a liberação de água oxigenada como efluente. Outro importante fator é a reação química, tal como a óxido-redução de matéria orgânica e íons de ferro e manganês, que consiste em um consumo químico do oxigênio dissolvido na água. Esse processo ocorre em sua grande maioria no fundo dos viveiros onde existe

maior quantidade de matéria orgânica. Por esse motivo, a concentração de oxigênio no fundo costuma ser menor do que na superfície. Além disso, na superfície existe maior incidência de luz solar, essencial para o processo de fotossíntese e produção de oxigênio.

3.4. Potencial hidrogeniônico (pH)

O potencial hidrogeniônico é uma medida da concentração de íons H^+ na água, sendo expresso pela seguinte função: $pH = -\log [H^+]$. Na prática, a mensuração do pH é feita com kits colorimétricos ou peagômetros digitais (Figura 7). A sua medida se dá em uma escala que varia de 0 a 14, de modo que o pH igual a 7 corresponde ao neutro, ou seja, a concentração de íons H^+ é equivalente a de íons OH^- . Se a concentração de íons H^+ na água for superior a de OH^- , o pH será inferior a 7, e a água será ácida. Já se a quantidade de íons H^+ for inferior a de OH^- , a água será básica.

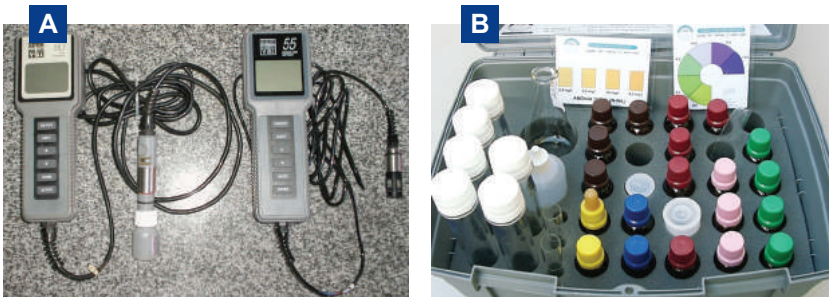


Figura 7. Equipamentos utilizados em pisciculturas para mensuração de parâmetros de qualidade da água. A. pHmetro e oxímetro digital. B. Kit colorimétrico.

O valor ideal de pH varia de acordo com as diferentes espécies de peixe. De forma geral, o valor recomendado para um ótimo desenvolvimento da grande maioria delas varia de 6,5 a 8,5. Valores inferiores a 6,5 ou superiores a 8,5 causam problemas fisiológicos diversos tanto no crescimento quanto na reprodução. O pH na água varia de acordo com outros parâmetros de sua qualidade como a alcalinidade e dureza.

3.5 Alcalinidade, dureza e pH

A alcalinidade é a concentração total de bases tituláveis presentes na água e tem a unidade de medida expressa em equivalentes de carbonato de cálcio (mg de CaCO_3/L). Os íons bicarbonato (HCO_3^-) e carbonato (CO_3^{2-}) são os principais responsáveis pela alcalinidade nas águas dos viveiros de piscicultura. Em tanques com baixa alcalinidade, a eficiência de adubação é reduzida, o que prejudica o desenvolvimento do fitoplâncton. Por isso, nesse tipo de sistema, é importante a aplicação de calcário para elevar a alcalinidade antes da adubação.

Baixa alcalinidade pode proporcionar variações no pH ao longo do dia por proporcionar um meio com baixa capacidade tampão da água (desequilíbrio ácido-base). À noite, cessa-se a fotossíntese, continuando apenas a respiração do fitoplâncton e dos demais animais presentes. Há um aumento da concentração de gás carbônico (CO_2), que reage com a água, formando o ácido carbônico (H_2CO_3). Este se dissocia em bicarbonato e íon de hidrogênio (H^+), o qual pode reduzir o pH do meio. Os íons carbonato livres, principais responsáveis pela alcalinidade, geram em meio aquoso bicarbonato e hidroxila (OH^-), que tem a capacidade de neutralizar o cátion de hidrogênio, regulando o equilíbrio ácido-base. Por conseguinte, o ideal é que as águas de sistemas de piscicultura apresentem uma alcalinidade total maior que 20 mg de CaCO_3/L , sendo o nível ideal em torno de 40 mg de CaCO_3/L por proporcionar adequada capacidade de tampão ou *buffer* da água, evitando a redução do pH devido ao aumento da taxa respiratória nos viveiros.

A dureza da água é uma medida que quantifica a concentração de íons metálicos presentes na água, principalmente de cálcio (Ca^{2+}) e magnésio (Mg^{2+}). Assim como a alcalinidade, a unidade da dureza é expressa em equivalentes de carbonato de cálcio (mg de CaCO_3/L). Porque os íons de cálcio e magnésio normalmente estão ligados aos íons bicarbonato e carbonato responsáveis pela alcalinidade, os valores da alcalinidade total podem se igualar aos de dureza total em tanques de piscicultura. Quando ocorrem diferenças entre os valores, é um indicativo de que os íons bicarbonato e carbonato podem estar associados a outros cátions (como íons de sódio e potássio), ocasionando baixa dureza e alta alcalinidade total. O contrário também pode ocorrer, ou seja, quando os cátions de cálcio e magnésio estiverem em quantidade muito superior aos dos íons bicarbonato e carbonato, estão associados a outros compostos diferentes destes.

Viveiros de piscicultura em que o pH da água encontra-se fora da faixa ideal para os peixes e a alcalinidade e a dureza estão baixas precisam ser manejados com o intuito de adequar esses valores para níveis aceitáveis. Valores de pH, dureza e alcalinidade altos normalmente não causam problemas para os peixes, entretanto valores baixos podem ocasionar sérios problemas nos animais e, em casos extremos,

a morte de todos os peixes. Para a sua correção, recomenda-se a prática da calagem com calcário agrícola, conforme pode-se observar na Tabela 1. Para corrigi-los quando estão em valores abaixo do ideal, é indicada a aplicação de calcário agrícola na proporção de 3 toneladas/ha. Recomendam-se 2 toneladas/ha quando o pH de uma mistura de uma parte de solo do fundo do viveiro mais uma parte de água estiver entre 5 e 6; e 1 tonelada/ha quando o pH dessa mistura estiver entre 6 e 7 (Tabela 1). Esses valores de calcário são mais do que suficientes para adequar diretamente o pH e, indiretamente, a alcalinidade e a dureza dos viveiros.

Tabela 1. Valores de calcário agrícola recomendado para calagem de viveiros (Fonte: Kubitzka, 1998).

pH da mistura solo:água (1:1)	Dose inicial (kg/1000m ²)
	Calcário agrícola
Menor que 5	300
5 a 6	200
6 a 7	100

3.6. Nitrogênio (N), nitrificação, desnitrificação e amonificação

O nitrogênio é um elemento químico fundamental na composição dos organismos vivos, presente nas proteínas, na clorofila, no DNA, nas vitaminas, entre outros compostos biológicos. Dessa forma, participa de muitos processos vitais, como fotossíntese, respiração, síntese proteica e crescimento. Na natureza, pode ser encontrado em diversas formas, e os seres vivos participam de forma significativa no seu ciclo (Figura 8). Nos ambientes de piscicultura, não é diferente, sendo encontrado nas seguintes formas:

- Nitrogênio (N₂): gás na sua forma molecular, cuja concentração depende da pressão parcial na água e na atmosfera, sendo diretamente proporcional à pressão e inversamente proporcional à temperatura e salinidade. Pode ser utilizado por organismos fixadores de nitrogênio (como algumas espécies de bactérias e outros organismos unicelulares e procarióticos);
- Amônia (NH₃): é o produto final da decomposição de matéria orgânica por bactérias heterotróficas;
- Nitrogênio orgânico: incorporado aos seres vivos, ou presente na água na forma dissolvida. Cerca de 30-40% está na forma dos grupos amino (-NH₂);

- Nitrito (NO_2^-): composto intermediário na transformação de amônia em nitrato. Tóxico porque transforma o átomo de ferro da hemoglobina de ferroso (Fe^{+2}) para férrico (Fe^{+3}), tornando-a incapaz de transportar oxigênio;
- Nitrato (NO_3^-): última fase da oxidação do nitrogênio (nitrificação). É a principal fonte de nitrogênio para vegetais junto com a amônia.

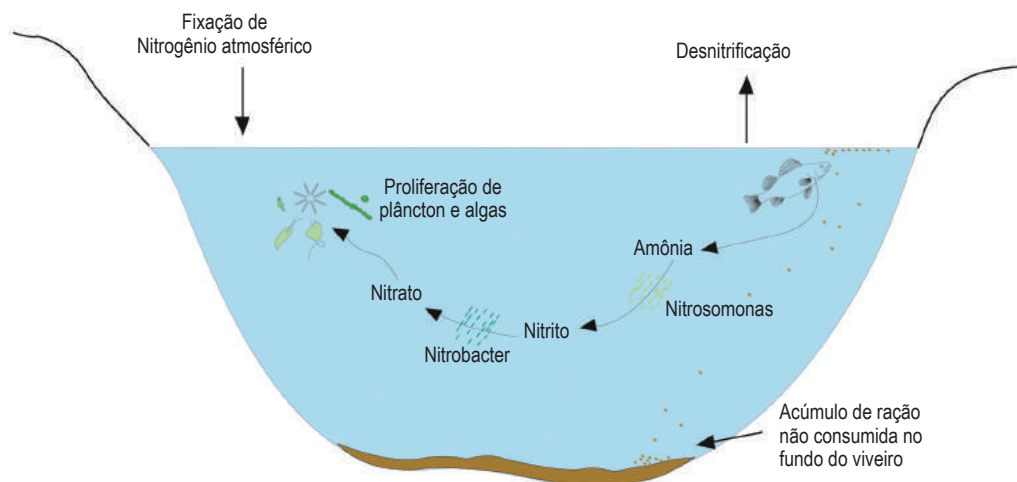


Figura 8. Desenho esquemático das principais etapas do ciclo do nitrogênio.

O nitrogênio presente nos viveiros pode ser de origem orgânica ou inorgânica, pode estar dissolvido ou particulado, sendo oriundo da decomposição de matéria orgânica, ou resultado do intemperismo dos solos. Também pode ter sido incorporado aos tanques de maneira artificial, pela adição de fertilizantes orgânicos e inorgânicos e por águas residuais de atividades pecuárias. É importante verificar que o nitrogênio é também o produto da excreção dos peixes. A Figura 8 ilustra relevantes etapas do ciclo do nitrogênio.

O processo de nitrificação consiste na oxidação biológica dos compostos nitrogenados orgânicos e inorgânicos. Nele as bactérias nitrificantes dos gêneros *Nitrosomonas* e *Nitrobacter* oxidam os compostos para a formação de nitratos. Essa oxidação pode ser de forma auto ou heterotrófica e é aeróbio. Da primeira forma autotrófica (quimiotrófica), as bactérias recebem a energia necessária para a elaboração de sua matéria orgânica da perda de elétrons (oxidação) do nitrogênio. A desnitrificação, por sua vez, é o resultado da redução (ganho de elétrons) do nitrato e outros óxidos de nitrogênio até a forma de nitrogênio molecular (N_2). O nitrato substitui

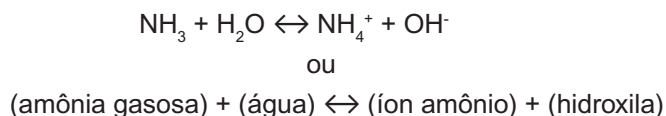
o oxigênio molecular como receptor de elétrons. Esse processo ocorre principalmente em condições anaeróbias (sedimentos) e é importante porque elimina nitrogênio do ambiente após ter sido fixado pelos organismos.

A amonificação é a redução do nitrogênio particulado contido nas substâncias orgânicas heterotróficas, como, por exemplo, a decomposição de organismos mortos. O nitrogênio inorgânico é devolvido ao ambiente a partir da matéria orgânica, como resultado de autólise, putrefação e decomposição da matéria biológica, sendo a amônia a forma principal em que o nitrogênio aparece. Esse processo pode ser tanto aeróbio quanto anaeróbio.

3.7. Toxidez dos compostos nitrogenados

Amônia

A amônia é o principal produto da excreção dos peixes, gerado após a assimilação das proteínas, que são a principal fonte de nitrogênio contida nas rações comerciais. A amônia é um gás extremamente solúvel na água. A ureia é outro composto excretado em quantidade significativa pelos peixes, porém, quando entra em contato com a água, é hidrolisada produzindo amônia e dióxido de carbono. A amônia quando em contato com a água apresenta a seguinte reação de equilíbrio:



Esse equilíbrio depende de pH, temperatura e salinidade. As membranas celulares dos peixes são permeáveis à amônia (NH_3) por apresentarem afinidade com compostos lipofílicos, mas não o são ao amônio (NH_4^+), que é de natureza lipofóbica. Por esse motivo, a forma amônia é tóxica para os peixes, sendo extremamente importante compreender quais fatores contribuem para o seu aumento nos viveiros. Quando o pH da água aumenta, o equilíbrio dessa reação é deslocado para o sentido de formação de amônia, que é incrementado cerca de dez vezes para cada unidade de pH aumentado na água. Dessa forma, o pH tem extrema importância no cálculo da amônia tóxica absorvida pelos peixes. Costumeiramente, chama-se a soma das formas ionizada e não-ionizada ($\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$) de amônia total. Os seus valores letais para os peixes são de 2,0 a 3,0 mg/L e de amônia tóxica, de 0,20 mg/L. Quando a presença de amônia nos viveiros estiver elevada, uma maneira de reduzir essa concentração é realizando a troca de água e ativando os aeradores.

Nitrito

O nitrito (NO_2^-) é um composto intermediário no processo de nitrificação, em que a amônia é oxidada por bactérias formando nitrito e, posteriormente, nitrato (NO_3^-). Quando absorvido pelos peixes, o nitrito causa a oxidação da molécula de hemoglobina do sangue, que se transforma em metahemoglobina. Esta, por sua vez, é incapaz de transportar o oxigênio da forma como a hemoglobina o faz, e por isso o excesso de nitrito na água gera sérios problemas fisiológicos e respiratórios. O valor máximo de nitrito tolerado pela maioria das espécies de peixes é de 0,50 mg/L e valores superiores a este geralmente causam a morte dos peixes. De forma geral, altos níveis de nitrito na água são causados por um manejo alimentar inadequado, quando ocorre excesso de fornecimento de ração, a qual acaba não sendo totalmente consumida, bem como pela combinação ou não de uma adubação excessiva. Assim, os metabólitos da degradação dos compostos nitrogenados tanto pelos peixes quanto pelos micro-organismos do viveiro irão agravar o aumento da concentração de amônia e, conseqüentemente, de nitrito. Isso ocorre quando a água do viveiro não está “maturada” o suficiente para que existam micro-organismos que irão transformar o nitrito em nitrato, forma menos tóxica. Em situações em que o aporte de compostos nitrogenados para a água é muito elevado (por exemplo, altas densidades, adubação incorreta dos viveiros, entre outros), mesmo águas “maturadas” podem apresentar valores elevados de amônia e nitrito. Isto ocorre porque as colônias de bactéria têm a capacidade de lidar com a liberação de compostos nitrogenados até uma concentração limite e em uma velocidade determinada, por isso, quando o sistema de produção ou o de manejo não são adequados, será observado aumento desses compostos na água.

Nitrato

A toxidez do nitrato é mais destacada em sistemas com recirculação de água devido à maior ocorrência de nitrificação, a que foram dedicados poucos estudos. O valor da DL_{50}^3 (96 horas) para a maioria das espécies varia de 1000 a 3000 mg/L. Relata-se que o nitrato também tem a capacidade de oxidar hemoglobina, tendo sido observado danos nos centros hematopoiéticos (tecido conjuntivo especializado na formação dos glóbulos vermelhos e brancos) de algumas espécies devido à exposição a altas concentrações. Níveis altos de nitrato na água são consequência de elevada concentração de amônia, que será convertida em nitrito e este em nitrato.

As doenças em peixes ocasionadas por toxidez de compostos nitrogenados são abordadas no capítulo “Princípios básicos de sanidade de peixes”.

³ Dose letal mediana (DL_{50}) refere-se à dose necessária de uma substância para matar 50% de uma população em teste.

3.8. Fósforo (P)

O fósforo é extremamente importante na produtividade aquática. Está presente nas moléculas que armazenam energia (ATP) e nos fosfolipídios das membranas celulares, sendo um nutriente-chave na fertilização de lagos e viveiros. A sua concentração juntamente com o nitrogênio são fatores limitantes para a concentração do plâncton na água.

As suas principais fontes naturais são as rochas fosfatadas que sofrem intemperismo (desgaste e liberação para o meio), os detritos (matéria orgânica morta e produtos de excreção) e as fezes de animais (aves, répteis e anfíbios) que utilizam os corpos d'água, bem como aquelas produzidas pelos peixes sob cultivo. Dentre as fontes antropogênicas (relacionadas à atividade humana), citam-se a fertilização da terra com fósforo inorgânico (ortofosfato) e a poluição por detergentes (grande quantidade de polifosfatos).

3.9. Carbono inorgânico

O dióxido de carbono, o ácido carbônico e os íons carbonato e bicarbonato são os principais representantes do carbono inorgânico. O dióxido de carbono livre na maioria dos corpos d'água está presente em pequenas quantidades, devido a sua reação de equilíbrio com o complexo carbonato e intercâmbio com a atmosfera. Para a piscicultura, esses compostos estão relacionados com a alcalinidade da água, poder tampão da água e alterações no pH ao longo do dia.

4. Variações dos parâmetros de qualidade de água

No decorrer do dia, alguns fenômenos químicos e biológicos, que ocorrem naturalmente nos tanques de piscicultura, podem propiciar variações em diversos parâmetros de qualidade da água. Por isso a frequência de aferição dos principais parâmetros deve ser feita da seguinte forma: diariamente, antes do nascer do sol e no final da tarde para o oxigênio dissolvido, temperatura, pH e amônia total; e, semanalmente, uma vez no dia para dureza, alcalinidade e transparência. Por exemplo, durante o período de radiação solar mais intensa, o fitoplâncton presente na água aumenta a atividade fotossintética. Isso ocasiona uma diminuição na concentração de gás carbônico e, conseqüentemente, uma elevação na concentração de oxigênio dissolvido na água (Figura 4). De maneira contrária, no período de menor intensidade solar, o inverso acontece. Os níveis de gás carbônico se elevam e os de oxigênio

diminuem (Figura 4). Aliado a esse fator, os animais presentes no tanque estão constantemente respirando e consumindo o oxigênio dissolvido, liberando o gás carbônico. Em tanques onde há um desequilíbrio nas populações de fitoplâncton e uma densidade de estocagem de animais acima daquela que o sistema sustenta, podem ocorrer níveis críticos de oxigênio dissolvido durante a madrugada, o que leva os animais à morte. As equações a seguir demonstram a diferença entre fotossíntese e respiração e os respectivos compostos gerados.

Fotossíntese:

Gás Carbônico (CO_2) + Água (H_2O) + Energia luminosa $\leftrightarrow$ Glicose ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$) + Oxigênio (O_2)

Respiração:

Glicose ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$) + Oxigênio (O_2) $\leftrightarrow$ Gás Carbônico (CO_2) + Água (H_2O) + Energia

Outra alteração que ocorre nos tanques de piscicultura, devido a maior ou menor atividade fotossintética nos períodos de claro e escuro, é a variação dos valores de pH da água (Figura 9). Essa variação está diretamente relacionada com os níveis de oxigênio e gás carbônico presentes na água. Além disso, a sua alcalinidade será responsável por manter os níveis de pH mais constantes durante o dia, independente das variações nas taxas respiratória e fotossintética, o que é denominado de poder tampão da água. Uma baixa alcalinidade nos tanques pode proporcionar variações no pH maiores ao longo do dia, por ser um meio com baixa capacidade tampão da água. Outro ponto importante a ser ressaltado é a influência do pH e da temperatura na concentração de amônia tóxica (NH_3) na água do tanque. Conforme explicado no item referente a esse composto, o nível de amônia tóxica é potencializado pelo aumento no pH da água e na temperatura. Em tanques onde ocorre uma variação de pH brusca ao longo do dia, esses níveis podem se tornar críticos e ocasionar a morte dos animais.

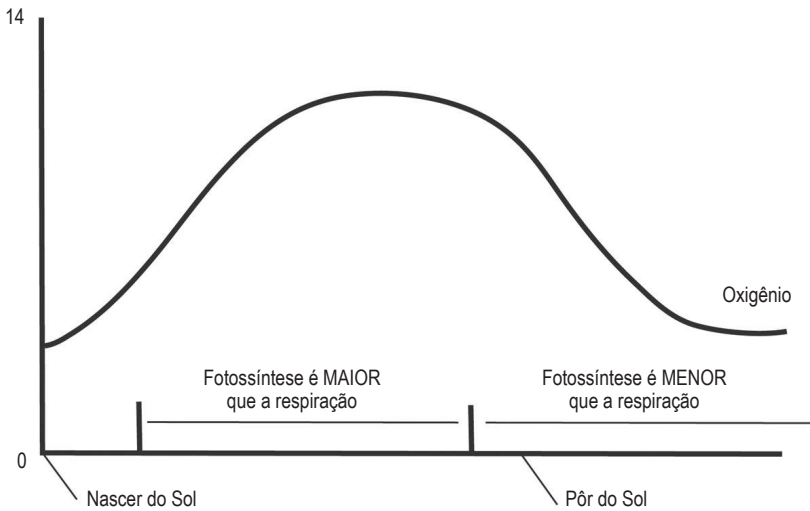


Figura 9. Variação de pH observada em tanques com baixa alcalinidade e reduzido poder tampão.

5. Eutrofização

A eutrofização é ocasionada pelo aumento na concentração de nutrientes em um corpo de água, de forma natural ou artificial. Leva ao crescimento e proliferação massivos de plâncton e subsequente redução na concentração de oxigênio dissolvido na água. Em pisciculturas, é normalmente ocasionada pelo aporte excessivo de nutriente decorrente da utilização de altas taxas de densidade, bem como alimentação e adubação excessivas. Como consequência, há um crescimento elevado e desordenado dos organismos no meio aquático (plâncton, principalmente) e redução na concentração de oxigênio dissolvido, podendo levar à mortalidade do lote de peixes (Figura 5A).

Uma forma de reverter tal situação é aumentar a renovação da água no ambiente de cultivo, o que pode gerar uma descarga desses nutrientes e organismos para o ambiente natural, alterando seu equilíbrio. Essa prática altera o equilíbrio dos ecossistemas adjacentes à piscicultura, principalmente com relação ao aumento da população de plâncton. Com isso, espécies de peixes e outros animais aquáticos que se alimentam desses organismos serão beneficiados pela sua maior disponibilidade, tendo uma vantagem em relação aos demais, fato que pode promover um desequilíbrio e alterar a composição das populações naturais e, em casos extremos, levar ao desaparecimento de algumas espécies que se encontravam em equilíbrio.

6. Práticas de manejo que minimizam os impactos ambientais de uma piscicultura

A preocupação com a sustentabilidade ambiental da piscicultura é crescente. Cada vez mais, os órgãos ambientais exigem que a atividade aquícola exerça a menor influência possível nos corpos d'água e mantenha a diversidade natural e o equilíbrio dos ecossistemas. Para isso, todos os fatores que possam gerar um impacto ao ambiente devem ser manejados corretamente e cuidadosamente. Dentre as práticas de manejo que minimizam tal impacto, as principais são:

- Utilizar rações de alta qualidade, balanceadas, altamente digestíveis e espécie-específicas, reduzindo, assim, o aumento da excreção de nutrientes na água pelos peixes e garantindo a utilização mais eficiente do alimento;
- Fornecer alimento na quantidade adequada para a espécie, evitando sobras na água que serão fontes de nutrientes para os organismos presentes no ambiente de cultivo;
- Utilizar adequadas taxas de lotação (densidade de estocagem) para reduzir a renovação de água e a liberação de excretas nos corpos d'água;
- Utilizar sistemas de tratamento de água, como telas e filtros mecânicos, para reduzir os sólidos na água do efluente (métodos físicos); e lagoas de decantação e estabilização para reduzir os nutrientes do efluente (métodos químicos);
- Utilizar telas nas saídas de água dos tanques para evitar o escape dos animais produzidos para o ambiente natural;
- Utilizar materiais resistentes e realizar manutenção adequada em tanques-rede para reduzir o escape dos animais cultivados;
- Realizar as despesas com cuidado para evitar que os animais escapem e sejam introduzidos no ambiente natural;
- Utilizar espécies nativas dos corpos de água próximos à produção aquícola, pois a introdução desses animais nesses corpos não representaria um impacto real no ecossistema;
- Evitar ao máximo a produção de híbridos interespecíficos de animais nativos e seu escape para o meio;
- Monitorar os parâmetros da qualidade de água com o uso de *kits*, sondas multiparâmetros, disco de Secchi etc. nas condições, frequências e horários ideais para a realização das medidas.

Recomendações técnicas

1. Em condições de variações nos níveis de oxigênio, em que a concentração desse composto chega a menos que 1 mg/L, é necessário utilizar medidas para minimizar esse efeito e adequar os níveis de oxigênio do tanque. Uma solução é utilizar aeradores nos tanques. Outra forma de elevar a concentração de oxigênio da água é aumentar a vazão de entrada de água do viveiro proporcionando uma renovação mais rápida. Essas medidas também são eficazes para reduzir a concentração de amônia, nitrito e nitrato na água;
2. Em tanques com problema na alcalinidade e consequentemente reduzido poder tampão, o ideal é adicionar um composto que seja fonte de íons carbonato e bicarbonato, como, por exemplo, o calcário agrícola. A sua adição ainda é eficaz para elevar a dureza da água, pois nela irá adicionar também cátions de cálcio e magnésio. A dose de calcário recomendada varia de acordo com os níveis de pH, alcalinidade e dureza da água. A adição de aproximadamente 200 kg/1000 m² de calcário nos tanques normalmente é suficiente para adequar os valores desses parâmetros. Em situações extremas, pode ser utilizada a cal virgem no lugar do calcário agrícola. Entretanto, a adição desse produto só eleva o valor do pH da água e possui efeito imediato, durando poucos dias. Já a adição de calcário, na concentração certa, proporciona um efeito mais duradouro, sendo este ideal para corrigir esse tipo de problema;
3. Em tanques que possuem baixa concentração de fito e zooplâncton, o recomendado é realizar a adubação destes para fornecer nutrientes para os organismos planctônicos. Para adubos orgânicos, o recomendado é utilizar em torno de 2500 kg/ha, quando for utilizada a cama de frango, 4000 kg/ha para esterco suíno curtido e 6000 kg/ha para esterco bovino curtido. Para adubação química, o recomendado é utilizar 30 kg/ha de superfosfato simples, 15 kg/ha de cloreto de potássio e 30 kg/ha de ureia aplicados ao mesmo tempo.

7. Caracterização de efluentes de piscicultura

Efluente de piscicultura vem a ser a água resultante de um sistema de produção de peixes que é lançada ao meio ambiente com tratamento prévio ou não. Os efluentes podem ser provenientes da renovação diária de água nos tanques de cultivo ou da despesca dos peixes na fase final do ciclo de cultivo (engorda), quando o volume dos tanques é diminuído para facilitar a captura. Nesse momento, toda a matéria orgânica proveniente da ração não consumida e da excreção dos peixes é lançada no meio ambiente.

Alguns aspectos qualitativos (físicos, químicos e microbiológicos) e quantitativos (concentração de poluentes e vazão) podem alterar os efluentes de piscicultura, como:

- Tipo de sistema de cultivo (*raceways*, viveiros, tanques-rede etc.);
- Biomassa dos organismos;
- Taxas de produção no tempo (kg/tempo);
- Grau de intensificação do cultivo (densidade de estocagem, kg/unidade de espaço);
- Qualidade e quantidade da fonte de água (água de abastecimento);
- Tempo de permanência do efluente dentro dos sistemas de criação (tempo de retenção hidráulica);
- Espécie e idade do peixe cultivado;
- Tipos de ração e taxas de alimentação (qualidade e quantidade dos alimentos fornecidos);
- Práticas de manejo adotadas.

De modo geral, os resíduos de piscicultura são provenientes da ração e excretas dos peixes e podem estar sedimentados, suspensos ou dissolvidos, gerando elevados valores de demanda biológica e química de oxigênio (DBO e DQO, respectivamente), nitrogênio e fósforo. O nitrogênio pode estar como inorgânico e orgânico, amônia, nitrito e nitrato, ao passo que o fósforo pode estar na forma de orto-fosfato e fosfato orgânico. Com tais características, os efluentes podem contribuir para a eutrofização dos corpos d'água receptores, tais como rios, riachos e lagos.

De acordo com cada sistema de produção adotado, as recomendações técnicas para o manejo dos efluentes apresentam grande variação. No entanto, seguem diretrizes gerais que devem ser adotadas para o tratamento e minimização do impacto ambiental da piscicultura, as quais se encontram dispostas no quadro a seguir de Recomendações técnicas.

Recomendações técnicas

- 1.** Evitar drenar os viveiros no momento da despesca, mas, se necessário, manter entre 20 e 25% do volume final da água no viveiro por 2 a 3 dias, para permitir a decantação de sólidos suspensos. Após esse período, efetuar a drenagem do volume restante lentamente;
- 2.** Praticar o reúso da água drenada dos tanques para minimização do consumo de água e diminuição do impacto ambiental causado pelo descarte. Sugere-se utilizar essa água:
 - a) Em outro tanque com ou sem prévio envio para um reservatório (aerado ou não) de água, onde poderia haver a decantação dos sólidos suspensos e o processo natural de autodepuração da água;
 - b) Na irrigação de culturas agrícolas.
- 3.** Tratar o efluente do tanque, com a construção de zonas úmidas (wetlands) com macrófitas enraizadas ou tanques de sedimentação para se tratar o efluente antes do descarte;
- 4.** Instalar filtro mecânico na entrada do canal de abastecimento para evitar a passagem de materiais em suspensão, peixes predadores e hospedeiros de doenças para dentro dos viveiros de criação;
- 5.** Construir canais de abastecimento junto aos tanques para melhorar o controle da água de entrada e saída;
- 6.** A entrada e a saída de água de cada tanque devem ser independentes.

8. Técnicas para tratamento de efluentes de pisciculturas

8.1. Sistemas de policultivo

O sistema de policultivo baseia-se no aproveitamento dos nutrientes e diferentes níveis de água dentro do viveiro, com a utilização de animais com hábitos alimentares distintos, como espécies de peixe filtradoras, detritívoras e iliófagas. Ainda que esse tipo de sistema proporcione melhoras na qualidade do efluente, existe a necessidade de se realizar uma análise prévia da qualidade da água de descarte, para, então, propor as medidas relativas ao seu tratamento.

8.2. Sistema de recirculação

No sistema de recirculação, o efluente dos tanques de produção segue para tratamento em filtros mecânico e biológico, e a água tratada retorna ao sistema por bombeamento. A única água nova que entra no sistema é para repor a parcela que se perde durante os processos de tratamento e por evaporação (de 2 a 10% do volume total). Portanto, esse é um sistema que pode conciliar ganhos econômicos e ambientais, podendo manter alto fluxo de água no sistema com um mínimo de reposição, podendo alcançar zero volume de lançamento de efluente. Esse tipo de sistema de produção é uma alternativa em locais com pouca disponibilidade de água, ou em que haja restrições ambientais para alto consumo de água e lançamento de efluentes, como nas proximidades de regiões metropolitanas e centros consumidores.

8.3. Lagoas de estabilização

O sistema de lagoas de estabilização consiste em lagoas artificiais para o tratamento de efluentes, geralmente arranjadas em série, na seguinte ordem: anaeróbia, facultativa e, por último, de maturação ou de plantas aquáticas (Figura 10). Esta é utilizada para o tratamento terciário do efluente (remoção de nitrogênio e fósforo), sendo localizada na porção final desse sistema.

Esse tipo de sistema é mais apropriado para regiões mais quentes e com alta luminosidade (solar), pois é favorecido pelo crescimento de micro-organismo, que, por sua vez, aumenta a velocidade de decomposição da matéria orgânica residual proveniente da piscicultura. Embora necessite de disponibilidade de grandes extensões de áreas, apresenta simples manutenção e operação.

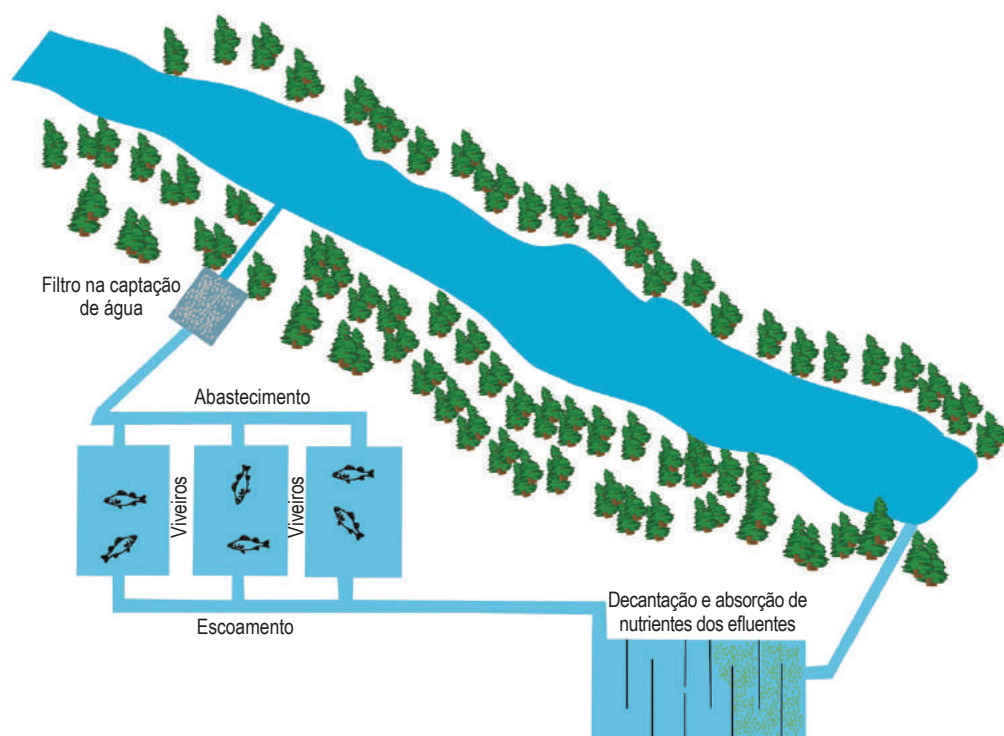


Figura 10. Desenho esquemático de um modelo de sistema de lagoas de estabilização.

8.3.1. Lagoas anaeróbias

As lagoas anaeróbias apresentam profundidades de 3 a 5 m e são indicadas para tratar efluentes com alta concentração de DBO e de sólidos em suspensão, em condições estritamente anaeróbias, ou seja, na ausência de oxigênio dissolvido. O dimensionamento desse tipo de sistema é em função da carga poluidora por unidade de volume da lagoa. A DBO é geralmente tomada como parâmetro de cálculo para o dimensionamento das lagoas.

8.3.2. Lagoas facultativas

Ao contrário das anaeróbias, as facultativas têm menor profundidade, podendo variar de 1,5 a 3 m para permitir processos aeróbios na parte superficial e processos anaeróbios no fundo, e ainda contam com uma zona de transição entre as duas (Figura 11). A zona aeróbia é caracterizada pela fotossíntese realizada pelas algas e a anaeróbia, pela sedimentação da matéria orgânica e ação das bactérias anaeróbias.

Caso não haja oxigênio dissolvido suficiente nas camadas superiores (próximas à superfície), pode haver a liberação de gases com odor desagradável, como o H_2S (sulfeto de hidrogênio), particularmente durante o período noturno, quando há ausência de fotossíntese (Figura 10).

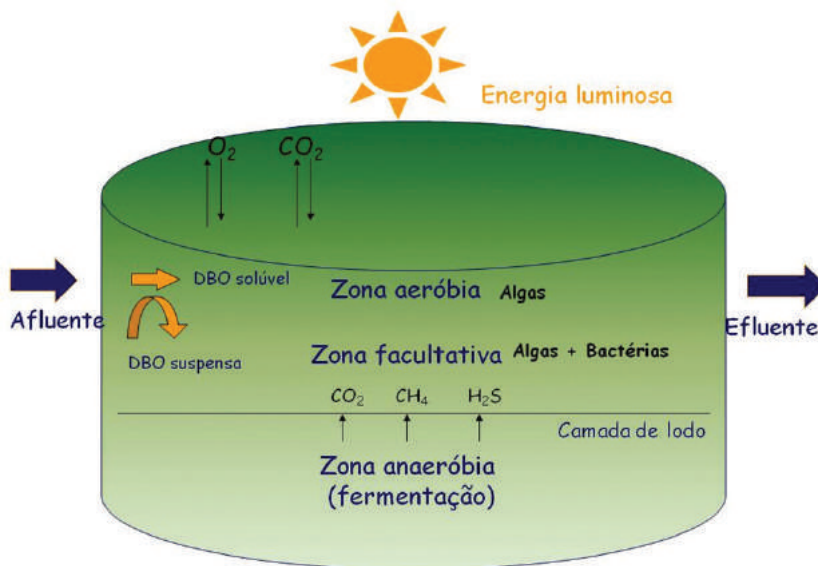


Figura 11. Desenho esquemático de uma lagoa facultativa com as principais reações químicas e biológicas que ocorrem nas zonas aeróbias e anaeróbias. Adaptado de von Sperling, 1996.

8.3.3. Lagoas de maturação

As lagoas de maturação apresentam profundidades menores do que as anaeróbias e facultativas, variando entre 0,8 e 1,5 m. Devido a menor altura de sua coluna d'água, há intensa penetração dos raios solares (radiação) e valores de pH e oxigênio dissolvido mais elevados, características que favorecem a remoção de organismos patogênicos. Portanto, é utilizada para tratar efluentes pré-tratados, ou seja, como uma última etapa, com a finalidade de melhorar sua qualidade ("polimento") após tratamento primário (normalmente para remoção de sólidos suspensos) e secundário (remoção de sólidos dissolvidos, matéria orgânica, nutrientes etc.), sendo, então, um tipo de tratamento terciário. Nesse tipo de lagoa, podem-se incorporar peixes filtradores e com tendência à herbivoria (como tilápias, carpas e tambaquis) para consumirem as algas do efluente, maximizando-se o aproveitamento de nutrientes gerados pelo sistema. Isso evitaria a eutrofização do corpo d'água receptor devido à liberação de nutrientes advindos da decomposição das algas. As algas que estão presentes no efluente de piscicultura tratado nas lagoas de maturação, além de servirem de

alimento para os filtradores, também produzem oxigênio ao realizarem a fotossíntese, tornando o meio oxigenado ideal para a criação de peixes que poderão ser consumidos e comercializados após análise sensorial e sanitária.

8.3.4. Lagoas de macrófitas

O tratamento de efluentes baseado na utilização de macrófitas aquáticas é classificado, de acordo com a localização das plantas no corpo d'água, em: submerso, enraizado e flutuante. As flutuantes pertencem a um grupo de plantas que não são fixas ao substrato, possuindo folhas aéreas e flutuantes. As espécies mais promissoras para o tratamento de efluentes são: *Eichornia crassipes* (aguapé), *Azolla filiculoides* (samambaia d'água) e algumas espécies do gênero *Lemna* spp. (duckweeds). Estas plantas removem eficientemente nutrientes da água, assim como reduzem a concentração de matéria residual em suspensão, podendo, assim, agir como uma lagoa de polimento após prévio tratamento do efluente (com lagoas de estabilização, por exemplo).

Os aguapés podem atuar na remoção de coliformes, cor, turbidez, DBO, nutrientes, algas, sólidos em suspensão, e, inclusive, metais pesados. Contudo a eficiência do processo deve ser avaliada para cada caso, pois é muito suscetível à variação de temperatura (quando amena, a eficiência pode cair), além de haver a desvantagem de alta produção de biomassa, ou seja, alta produção de aguapé durante o tratamento, o que dificulta sua coleta. Quanto à utilização de lemneáceas, as vantagens recaem sobre sua alta capacidade de produção de biomassa, alto teor proteico, baixa quantidade de fibras e possibilidade de utilização da biomassa na alimentação animal (minimizando os custos).

8.3.5. Wetlands construídos (Sistema de tratamento de efluentes com macrófitas enraizadas)

Os wetlands (Figura 12) caracterizam-se pelo tratamento da água/efluente via captação dos nutrientes e demais compostos pelas raízes de plantas aquáticas e ação de bactérias e demais micro-organismos presentes no biofilme microbiano que se desenvolve na rizosfera⁴, raízes e substrato. Assim, a simbiose entre os vegetais,

⁴ Rizosfera é região entre o solo (substrato) e as raízes.

micro-organismos do biofilme microbiano e solo (substrato) permite a formação de um ecossistema equilibrado para a realização de um processo de autodepuração natural do meio aquático que envolve processos químicos, físicos e biológicos, possibilitando a reciclagem dos nutrientes do meio e degradação da matéria orgânica.

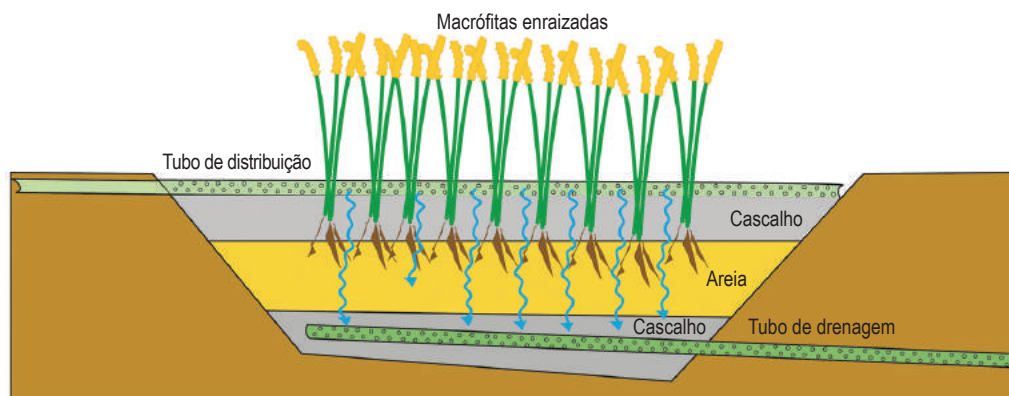


Figura 12. Ilustração de *Wetlands* construídos (sistema de tratamento de efluentes com macrófitas enraizadas). Adaptado de Salati, 2006 e Salati, Salati e Salati, 1999.

Os *wetlands* podem ser naturais ou artificiais (construídos), mas os componentes básicos são os mesmos para ambos:

- **Substrato:** solo, no caso dos *wetlands* naturais, e, no caso dos construídos, pode-se usar resíduos de mineração (como areia, cascalho e brita) e orgânicos. Os espaços vazios presentes nos substratos formam canais de escoamento da água/efluente a ser tratado, cuja vazão dependerá da sua permeabilidade. Para o tratamento de meios aquosos com alta carga poluidora, deve-se prever uma proteção impermeável (como lona, manta, asfalto e argila compactada) sob o substrato para evitar contaminação do solo e lençol freático;
- **Macrófitas aquáticas:** as espécies nativas de macrófitas da região de construção do *wetland* podem ser usadas, desde que sejam próprias para crescimento em locais alagados. Dentre as funções que devem exercer, destacam-se: captação de nutrientes e outras substâncias presentes no meio aquoso pelas raízes e incorporação de ar pelas folhas, que são distribuídos aos rizomas e raízes;
- **Biofilme microbiano:** desenvolve-se na rizosfera, raízes e substrato e é composto por micro-organismos (como bactérias e protozoários) que utilizam a matéria orgânica como substrato, degradando-a em sais inorgânicos e demais nutrientes mais assimiláveis e disponíveis a serem captados pelas raízes dos vegetais (macrófitas);

- **Meio aquoso a ser tratado:** a água ou efluente a ser tratado deve ser facilmente distribuído pelo sistema, que, por sua vez, deverá ser de fácil manutenção e operação. Há diferentes formas de construção das estruturas de entrada e saída de água, contudo deve-se ter o cuidado de escolher um método que não afete as raízes nem o biofilme pela correnteza formada, garantindo fluxo ideal para o tratamento, ou seja, abaixo e perto da superfície do substrato (fluxo sub-superficial), alcançando todo o sistema de raízes, rizosfera e biofilme.

9. Bibliografia consultada

- BOYD, C. Water Quality in Ponds for Aquaculture. 1990. Auburn University, Alabama. Birmingham Publishing Co. Alabama, 482p.
- BRÖNNMARK, C.; HANSSON, L.A. **The biology of lakes and ponds**. 2. ed. New York: Oxford University Press. 2005. 285 p.
- COSTA, L.L.; CEBALLOS, B.S.O.; MEIRA, C.M.B.S.; Cavalcanti, M.L.F. Eficiência de Wetlands construídos com dez dias de detenção hidráulica na remoção de colifagos e bacteriófagos. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 3, n.1, 2003.
- KUBITZA, F. Qualidade da água na produção de peixes. Parte II. **Panorama da Aquicultura**, março/abril, p. 35-41, 1998.
- OLIVEIRA, A.M.B.M.S. **Qualidade da água na produção de peixes**. Disponível em: <http://www.pisciculturapaulista.com.br/pdf/qualidade_agua.pdf>. Acesso em: 05 ago. 2012.
- POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDREATA, E.; BELTRAME, E. **Aquicultura: experiências brasileiras**. 1. ed. Florianópolis, SC: Multitarefa Editora, 2004. 455 p.
- RUSSEL, J.B. **Química geral**. 2. ed. Vol. 1 e 2. São Paulo: Makron Books, 1994. 895 p.
- SALATI, E. Jr; SALATI, Eneida; SALATI, E. Wetland projects developed in Brazil. **Water Science Technology**, v. 40, n. 3, p. 19-25, 1999.
- SALATI, E. Controle de qualidade de água através de sistemas de wetlands construídos. Fundação brasileira para o desenvolvimento sustentável, Rio de Janeiro, 2006. Disponível em: <http://www.fbds.org.br/Apresentacoes/Controle_Qualid_Agua_Wetlands_ES_out06.pdf>. Acesso em: set. 2012.
- VON SPERLING, M. **Lagoas de estabilização**. Belo Horizonte: Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental, Universidade Federal de Minas Gerais, 1996. 140 p.

10. Bibliografia recomendada

- AYROSA, L.M.S. **Piscicultura**. Campinas: CATI, 2011. 246 p. (CATI - Manual Técnico, 79).

Capítulo 6

Nutrição e alimentação de peixes

Ana Paula Oeda Rodrigues

Giovani Taffarel Bergamin

Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos

1. Introdução

A nutrição e alimentação de peixes reservam particularidades importantes de serem consideradas em uma produção. Ao contrário do que ocorre para bovinos, suínos e frangos de corte, há uma grande diversidade de espécies de peixes, cada qual com sua peculiaridade morfofisiológica e comportamental, não permitindo generalizações. Outra diferença se refere ao meio habitado pelos peixes. No meio aquático, a avaliação do consumo alimentar é mais complexa, exigindo percepção e experiência do alimentador, bem como o uso de rações que flutuem. Em adição, se o alimento não for consumido imediatamente, há perda dos seus nutrientes por lixiviação na água, acarretando prejuízo econômico e ambiental. Ainda, os peixes são capazes de absorver minerais solúveis do meio aquático e, dependendo do hábito alimentar, capazes de utilizar o alimento natural disponível na água (plâncton, principalmente), reduzindo os custos com a alimentação.

Outra distinção entre os peixes e animais terrestres tange ao metabolismo. Peixes possuem maior exigência por ácidos graxos do tipo ômega-3, necessários para manutenção da fluidez da membrana celular em situações de temperaturas baixas. Adicionalmente, possuem menor exigência energética em relação aos animais terrestres. Isso ocorre pelo fato de serem animais ectotérmicos, cuja temperatura do corpo varia com a do ambiente, logo não gastam energia para manutenção da temperatura corporal. Além disso, economizam energia para locomoção (mais fácil na água) e para excreção nitrogenada (excretam amônia passivamente pelas brânquias, ao invés de transformá-la em ureia e ácido úrico).

Este capítulo apresenta inicialmente os hábitos alimentares dos peixes, os principais tipos de rações, bem como aspectos importantes do manejo alimentar. Na sequência, é realizada uma introdução à nutrição de peixes, abordando os nutrientes necessários, bem como outros componentes não nutricionais da dieta, além dos antinutrientes e toxinas. Finalmente, os ingredientes comumente utilizados para a formulação de dietas para peixes, os cuidados que se deve ter no armazenamento de rações e alguns índices de desempenho associados à alimentação são mencionados.

2. Hábitos alimentares

Os peixes consomem uma enorme variedade de alimentos e possuem muitas formas de se alimentar, razão pela qual os diferentes hábitos alimentares acabam se sobrepondo. De acordo com os itens alimentares predominantes na dieta natural, o hábito alimentar dos peixes pode ser classificado em quatro tipos. Os peixes detritívoros são aqueles que se alimentam de uma mistura de sedimentos e de itens vegetais e animais em decomposição (p. ex. curimatás *Prochilodus* spp. e cascudos). Os herbívoros se alimentam predominantemente de itens de origem vegetal (p. ex. carpa capim *Ctenopharyngodon idella*). Os onívoros se alimentam tanto de itens de origem vegetal quanto animal (p. ex. tilápia-do-Nilo *Oreochromis niloticus*), ao passo que os carnívoros se alimentam predominantemente de itens de origem animal (p. ex. surubim *Pseudoplatystoma* spp. e pirarucu *Arapaima gigas*). No entanto, a maioria das espécies de peixe é oportunista, não pertencendo estritamente a um único hábito alimentar. É o caso do tambaqui (*Colossoma macropomum*), que se alimenta de frutos e sementes (itens vegetais) na época da cheia dos rios, enquanto, na ausência destes durante a seca, alimenta-se de zooplâncton (item animal). Ao longo do desenvolvimento dos peixes, o hábito alimentar também pode variar. Muitas espécies de peixes que são onívoras quando juvenis ou adultas, na fase larval são preferencialmente carnívoras, alimentando-se de zooplâncton e/ou larvas forrageiras (p. ex. matrinxã *Brycon amazonicus* e jundiá *Rhamdia quelen*). Com relação à diversidade de alimentos consumidos, os peixes podem ser classificados em eurípagos, estenófagos e monófagos. Os primeiros são aqueles cuja dieta é composta por uma grande variedade de tipos de alimentos, como tambaqui, pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e tilápia-do-Nilo. São espécies que possuem maior flexibilidade alimentar e especializações fisiológicas; consequentemente são as mais utilizadas para a aquicultura. Os estenófagos consomem uma variedade limitada de fontes alimentares, como os tucunarés *Cichla* spp., que se alimentam de crustáceos na ausência de peixes. Já para os monófagos, a dieta se baseia em somente um tipo de alimento, como é o caso de muitos cascudos que consomem estritamente detritos.

O hábito alimentar dos peixes preserva enorme relação com a morfologia do trato digestório e exerce grande influência sobre o manejo alimentar, como pode ser observado com maior detalhe no capítulo de “Anatomia e fisiologia de peixes de água doce”.

Recomendações técnicas

- 1.** A alimentação dos peixes deve considerar as peculiaridades impostas pelo ambiente aquático, como dificuldade de avaliação do consumo alimentar, exigindo o uso de rações flutuantes e perda dos nutrientes por lixiviação na água, caso o alimento não seja consumido de imediato;
- 2.** Dependendo da espécie e do hábito alimentar, os peixes são capazes de utilizar o alimento natural disponível na água, reduzindo os custos com a alimentação.

3. Rações para peixes

A qualidade de uma ração para peixes em cultivo é determinada pelos seguintes fatores:

- **Composição nutricional:** a ração deverá suprir as exigências nutricionais da espécie de peixe na fase e sistema de cultivo em que se encontra;
- **Digestibilidade:** é o quanto dos nutrientes e energia da dieta são realmente digeridos e aproveitados pelos peixes. Varia em função da espécie, tamanho do peixe, seu estado de saúde, condições ambientais, processamento da dieta, quantidade e qualidade dos ingredientes e proporção relativa entre eles, manejo alimentar e tamanho das partículas;
- **Palatabilidade:** remete à aceitação da ração ao paladar do peixe. É importante principalmente para as rações iniciais (utilizadas na fase em que os peixes possuem alta exigência nutricional) e para as rações de peixes carnívoros (que geralmente apresentam menor aceitação por rações com baixa inclusão de farinha de peixe, ingrediente altamente palatável para a maioria dos peixes);
- **Qualidade física:** remete à flutuabilidade e estabilidade da ração na água, bem como à quantidade de pós e finos da ração;
- **Tamanho uniforme:** a ração deve apresentar grânulos de tamanho uniforme e adequado à abertura bucal dos peixes;

- **Moagem:** a ração deve ser preparada com ingredientes finamente moídos, assegurando homogeneidade em sua composição e alta digestibilidade.

É fundamental a observação desses fatores na escolha e avaliação de uma ração. Uma dieta de qualidade aliada a boas práticas de cultivo maximiza o desempenho produtivo do peixe com reduzido custo e impacto ambiental.

3.1. Tipos de rações

3.1.1. Quanto à natureza

a. Alimentos naturais

Podem ser vivos (bactérias, protozoários, insetos, crustáceos, ovos, larvas, peixes, macrófitas, microalgas etc.) ou inertes (farinha de resíduo animal, fezes, alimentos frescos e congelados, partes vegetais, entre outros).

b. Alimentos completos

Compreendem as rações formuladas e processadas artificialmente.

3.1.2. Quanto à umidade

a. Rações úmidas

Possuem entre 50 e 70% de umidade e podem ser utilizadas em locais distantes dos centros de produção de ingredientes e rações, onde os gastos com transporte tornam inviável a adoção de rações comerciais. São fabricadas geralmente na própria fazenda utilizando diversos resíduos de origem animal e vegetal (vísceras, sangue, carcaças, restos de vegetais e de agricultura). Todos os ingredientes devem ser previamente moídos e a mistura destes peletizada em uma máquina de moer carne. A propriedade deve possuir um local limpo, arejado e dotado de congelador para conservação dos ingredientes e rações. Dentre as desvantagens das rações úmidas, pode-se citar a necessidade de mão de obra para o seu preparo e de armazenamento a baixas temperaturas, a alta velocidade de deterioração e a baixa qualidade nutricional.

b. Semiúmidas

Apresentam de 35 a 50% de umidade e possuem maior estabilidade de nutrientes em comparação às rações úmidas. Também necessitam de armazenamento em baixas temperaturas e apresentam as mesmas desvantagens das rações úmidas. As rações úmidas e semiúmidas são preparadas misturando-se a parte úmida da ração com a seca, na proporção que varia de 90:10 até 50:50.

c. Secas

Apresentam umidade inferior a 12%. São as mais utilizadas em cultivos comerciais e variam entre si quanto ao processamento empregado. São geralmente fareladas, peletizadas ou extrusadas. Não necessitam de armazenamento a baixas temperaturas, mas exigem condições adequadas de armazenamento que serão vistas mais adiante. Apresentam maior valor nutricional e maior durabilidade.

3.1.3. Quanto ao processamento**a. Peletizadas**

No processo de peletização, a mistura de ingredientes é comprimida utilizando umidade, calor e pressão. O produto final é um pélete denso, que afunda rapidamente, e uma considerável proporção de pós e finos na ração, que aumenta as perdas na alimentação (Figura 1A). Amido é comumente empregado para uma boa aglutinação, ao passo que fibras e lipídios são prejudiciais à aglutinação dos péletes (a quantidade de lipídios na mistura não deve exceder 10%, uma quantidade adicional pode ser acrescentada após o processo de peletização, borrifando-se óleo).

b. Extrusadas

No processo de extrusão, a mistura de ingredientes sofre expansão em condições de elevada temperatura, umidade e pressão. Como consequência, há redução na quantidade de pós e finos e produção de um pélete que flutua na água. O amido é quase que completamente gelatinizado, contribuindo para a produção de um pélete íntegro (Figura 1B e C) e estável na água e facilitando a digestão do amido pelo peixe. Atualmente, é a melhor opção de processamento de rações destinadas para peixes.

c. Fareladas

As rações fareladas podem resultar dos processos de peletização ou extrusão (preferível), seguidos de moagem fina. Tal prática permite que mesmo pequenas frações de alimento apresentem composição homogênea, contendo todos os nutrientes incorporados na dieta. Caso resultem da simples mistura de ingredientes secos, há grande suscetibilidade de segregação dos ingredientes devido a diferenças de densidade, com consequente lixiviação dos nutrientes e seletividade na ingestão pelos peixes.

d. Floculadas

São obtidas com a secagem de uma pasta de ração em um rolo aquecido. São comumente empregadas para a alimentação de peixes ornamentais (Figura 1D). No entanto, vêm sendo substituídas pelas rações extrusadas em função da melhor qualidade física e nutricional destas.

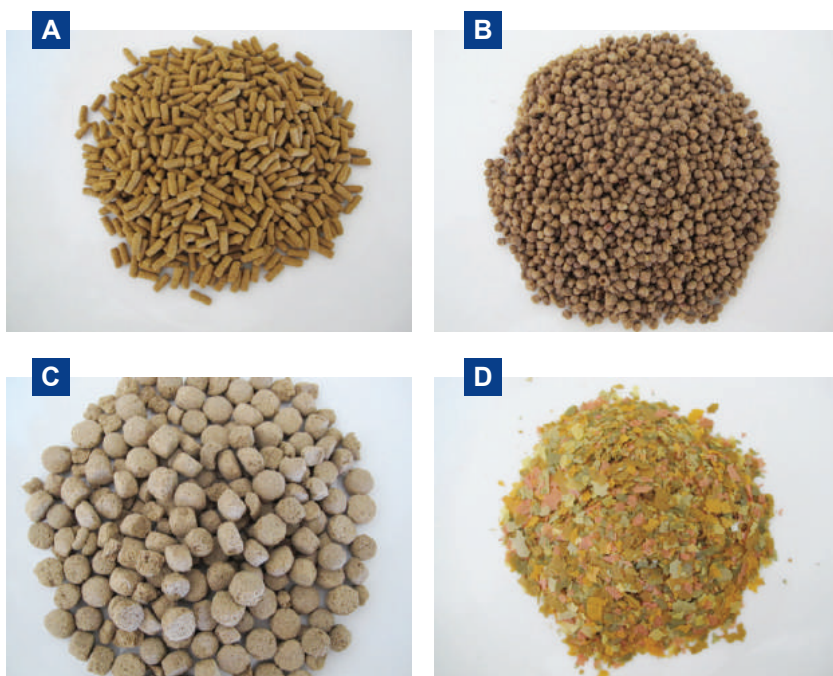


Figura 1. Tipos de rações comumente encontradas para alimentação de peixes: (A) ração peletizada; (B) ração extrusada utilizada para a fase de recria de peixes (com menor granulometria e maior teor proteico); (C) ração extrusada utilizada para a fase final de engorda de peixes (com maior granulometria e menor teor proteico); (D) ração floculada para peixes ornamentais. Fotos: Ana Paula O. Rodrigues.

e. Microencapsuladas

A microencapsulação é uma técnica promissora para alimentação de larvas de peixes, que combina estabilidade da cápsula na água e grande concentração de nutrientes nas partículas. Porém, ainda não atingiu o nível comercial.

3.1.4. Quanto à função

a. Primeiro alimento para larvas

São alimentos fornecidos para as larvas quando já consumiram praticamente todas as reservas do saco vitelínico, iniciando, portanto, a procura por alimento exógeno (Figura 2). Por ser um momento bastante crítico para a sobrevivência das larvas, deve ter grande aceitação pelo peixe e ser altamente digestível, uma vez que o trato digestório da larva não está totalmente desenvolvido. Ainda, deve ser estável na água para manter sua qualidade e limitar a contaminação por bactérias no sistema. Náuplios de artêmia, zooplâncton, larvas de peixes forrageiros, fígado de boi, gema de ovo crua de galinha e ração úmida são comumente utilizados como primeiro alimento para larvas.

Durante essa fase, deve-se prezar mais pela sobrevivência e saúde das larvas, do que com o custo da dieta, uma vez que apenas uma pequena quantidade de alimento é utilizada nessa fase.



Figura 2. Larvas de suruvi ou bocudo (*Steindachneridion scriptum*) iniciando a alimentação exógena evidenciada pelo trato digestório repleto de náuplios de artêmia, conferindo coloração alaranjada. Foto: Ana Paula O. Rodrigues.

b. Dietas secas iniciais

São as rações fareladas já descritas anteriormente. Possuem altíssimos níveis de proteína, exigência dos peixes nas fases iniciais de vida. Os benefícios obtidos com uma ração de qualidade nessa fase refletirão na qualidade do lote até o final do ciclo de produção.

c. Dietas para alevinos

Devem apresentar alta concentração proteica e baixa granulometria. Devem assegurar que o potencial de crescimento dos peixes está sendo suportado pela dieta.

d. Dietas para engorda

São formuladas para promover o crescimento dos peixes até o tamanho de abate de forma econômica e eficiente. Representam, de forma geral, cerca de 90% da quantidade de alimento necessária para todo o ciclo de produção. Na engorda, o peixe já aceita facilmente ração e possui o trato digestório completamente desenvolvido. O custo da ração e a eficiência de conversão alimentar devem ser considerados e monitorados quando se selecionam dietas para engorda.

e. Dietas para reprodutores

Existe pouco conhecimento sobre as exigências nutricionais de peixes adultos ou maduros sexualmente e inexistem rações específicas para reprodutores no mercado nacional. As rações destinadas para reprodutores devem conter altos níveis de proteína, energia e vitaminas associadas à formação e composição dos ovos. Contudo, vários fatores devem ser levados em consideração, como hábito alimentar e comportamento reprodutivo. Espécies migradoras tendem a acumular gordura naturalmente como preparação ao período de migração e desova. No entanto, em cativeiro, não há depleção dessas reservas pela ausência de migração e, conseqüentemente, deve haver uma redução na ingestão calórica para evitar acúmulo de gordura, a qual é antagônica à eficiência reprodutiva. Já as espécies marinhas exigem altas concentrações de ácidos graxos n-3 durante o desenvolvimento ovariano. Além disso, sabe-se, também, que os ovos de algumas espécies apresentam altos níveis de vitamina C, exigindo suplementação desse nutriente nas dietas dos reprodutores.

Pesquisas com nutrição de reprodutores demandam grande número de peixes ativos sexualmente, bem como instalações adequadas e mão de obra qualificada para a condução dos experimentos. A manutenção dos animais é onerosa e deve-se ter o

cuidado de conhecer a origem genética dos peixes utilizados. Estes e outros fatores contribuem para o baixo conhecimento sobre nutrição e alimentação de reprodutores.

f. Dietas com imunoestimulantes

Dietas com imunoestimulantes, cuja definição encontra-se no item 6.5 deste capítulo, geralmente são fornecidas em período antecedente a uma situação de estresse (despesca, biometria, altas densidades de estocagem, mudança de estação ou clima etc.), que pode ser o ponto inicial de desenvolvimento de patógenos.

Normalmente, estas substâncias são empregadas como alternativas às vacinas e métodos quimioterápicos. No Brasil, ainda não há disponibilidade de dietas contendo imunoestimulantes com efeito comprovado sobre a saúde dos animais. Algumas empresas têm produzido rações com elevados teores de proteína e vitamina C com o intuito de utilizá-las em regiões com inverno rigoroso ou em situações de estresse. Contudo, ainda existem muitas dúvidas a respeito da real eficácia destas formulações para diferentes doenças e espécies de peixes. A manutenção de peixes bem nutridos e criados com boas práticas de manejo ainda é a maior garantia de animais saudáveis e produtivos.

Recomendações técnicas

- 1.** A escolha de rações para peixes deve considerar os seguintes aspectos: composição nutricional, digestibilidade, palatabilidade, qualidade física, uniformidade de tamanho dos péletes, grau de moagem dos ingredientes etc.;
- 2.** Uma ração de qualidade aliada a boas práticas de cultivo maximiza o desempenho produtivo do peixe com reduzido custo e impacto ambiental;
- 3.** O ideal é alimentar os peixes com rações extrusadas, as quais possuem capacidade de flutuar na água, maior digestibilidade e reduzida quantidade de pós e finos.

4. Alimentação

4.1. Percepção e aceitação do alimento

O processo de alimentação dos peixes compreende desde a percepção do alimento até a sua ingestão, sendo influenciado não somente por técnicas de alimentação, como também pelas características físicas da ração, como tamanho, coloração e textura. O tamanho ideal do alimento para a maioria das espécies de peixe é de 25 a 50% do comprimento da abertura bucal. Carnívoros predadores, que naturalmente consomem grandes presas, aceitam péletes maiores, de forma geral. As propriedades químicas das rações também influenciam a aceitação das dietas, principalmente para carnívoros e larvas e, em muitos casos, é importante a adição de atrativos na ração.

A aceitação de dietas artificiais pelos peixes é muitas vezes desenvolvida pelo condicionamento alimentar, processo no qual uma ração seca é gradativamente introduzida na alimentação de peixes objetivando a substituição dos alimentos naturais ou dietas úmidas. Esse processo é denominado transição alimentar¹.

4.2. Ingestão do alimento

A ingestão do alimento é influenciada por diversos fatores abióticos e bióticos, conforme pode ser observado a seguir.

a. Temperatura da água

Influencia diretamente o metabolismo dos peixes, que são ectotérmicos. De forma geral, temperaturas baixas levam à redução da atividade metabólica, reduzindo a ingestão alimentar. Variações térmicas abruptas e em grande escala, bem como o aumento excessivo da temperatura, além do ideal, também levam à redução na ingestão dos peixes.

b. Fotoperíodo

Exerce maior influência nas espécies de clima temperado, nas quais um maior fotoperíodo estimula a ingestão alimentar.

¹ A transição alimentar de várias espécies nativas para piscicultura é descrita no livro organizado por Baldisserotto e Gomes (2010), cuja referência se encontra no item Bibliografia recomendada deste capítulo.

c. Luminosidade

Exerce influência principalmente para as espécies consideradas visuais, ou seja, que utilizam a visão para captura do alimento (tambaqui, tilápias e pirarucu, por exemplo). A maioria dos bagres, por sua vez, não é tida como visual, utilizando principalmente o olfato para tal e alimentando-se preferencialmente nos horários de baixa luminosidade (hábito alimentar crepuscular).

Após uma sequência de dias nublados ou logo nas primeiras horas do dia, no entanto, a alimentação dos peixes pode ser afetada independentemente de serem visuais ou crepusculares. Isso ocorre devido à redução da atividade fotossintética do viveiro e consequente redução na concentração de oxigênio dissolvido na água de cultivo (vide capítulo de “Monitoramento e manejo da qualidade da água”).

d. Ventos e chuvas

Podem afastar os peixes da superfície aquática, restringindo sua alimentação em certas partes da coluna d'água.

e. Qualidade da água

Alterações nas concentrações de oxigênio dissolvido, amônia, pH e salinidade afetam o consumo de alimentos pelos peixes. Para maiores informações sobre os valores ideais nos parâmetros de qualidade da água e fatores relacionados às alterações nesses parâmetros, consultar capítulo sobre “Monitoramento e manejo da qualidade da água”.

f. Poluentes e toxinas

Modificam o apetite atuando na palatabilidade, metabolismo e/ou sistemas sensoriais (por exemplo, verde de malaquita, formalina, cloramina, óleos, defensivos agrícolas etc.).

g. Doenças

Podem reduzir a ingestão alimentar, ocasionando até mesmo anorexia.

h. Densidade de estocagem

Os efeitos prejudiciais comumente atribuídos à alta densidade de estocagem podem ser acentuados por um manejo alimentar inapropriado, resultando em prejuízo na qualidade da água, heterogeneidade de crescimento e maior suscetibilidade

a doenças. No caso de espécies territorialistas, maiores densidades de estocagem podem ser benéficas, reduzindo a ocorrência de dominância e, consequentemente, melhorando a sobrevivência, crescimento e homogeneidade do lote.

i. Estrutura social

O meio social é influenciado não somente pela densidade de estocagem, como também pela heterogeneidade de tamanho e proporção sexual do lote. A ocorrência de hierarquia social geralmente favorece o acesso dos peixes dominados ao alimento, acentuando a heterogeneidade do lote. Essa situação é mais frequente em condições de baixa densidade de estocagem e restrição alimentar, seja em quantidade, seja em tempo e espaço.

j. Presença humana

O homem pode influenciar no comportamento e ingestão alimentar dos peixes em várias operações de rotina de uma piscicultura, como biometrias, classificações, limpeza dos tanques, tratamentos profiláticos e terapêuticos. Nesses casos, é interessante suspender a alimentação no dia ou após 24-48 horas da manipulação dos peixes. Movimentos e barulhos prolongados próximos ao tanque podem reduzir a ingestão. Em alguns casos, porém, os peixes podem adquirir condicionamento e associar a presença humana com o fornecimento de alimento, o que é desejável.

4.3. Fornecimento do alimento

A frequência alimentar ideal depende da temperatura da água, assim como da espécie e idade do peixe. As espécies carnívoras se beneficiam geralmente de uma menor frequência alimentar. Isso porque a maioria delas apresenta estômago volumoso e elástico, capaz de armazenar quantidades significativas de alimento. Nessas espécies, a frequência alimentar pode ser menor (de uma a duas refeições diárias), aplicando-se maiores taxas de alimentação por refeição. O contrário ocorre com as detritívoras, herbívoras e onívoras, as quais são beneficiadas por um maior número de refeições diárias (de três a seis, dependendo do sistema e fase do cultivo)². Nas fases mais jovens dos peixes é necessário maior frequência alimentar, já que suas exigências nutricionais e taxa de crescimento são maiores (Tabela 1).

² Para maiores informações sobre a relação entre a morfologia do trato digestório e os hábitos e estratégias alimentares dos peixes, consultar o capítulo sobre “Anatomia e fisiologia de peixes de água doce”.

Tabela 1. Manejo alimentar comumente empregado em pisciculturas comerciais em viveiros escavados¹.

Fase do cultivo	Frequência	Taxa de alimentação	Característica da dieta
Larvicultura e Alevinagem	Até 10 vezes ao dia	Até saciedade aparente	Alimento vivo e ração farelada 55-40% proteína bruta
Recria	4 vezes ao dia	10-5% peso vivo	40-32% proteína bruta
Engorda	2 vezes ao dia	5-2% peso vivo	32-28% proteína bruta
Reprodução ²	1 vez ao dia; podendo ser feita 3 dias da semana ou 5-6 dias da semana	1,5-0,5% peso vivo	50-40% proteína bruta (3 dias da semana) ou 32-24% proteína bruta (5-6 dias da semana)

¹ Variável em função da espécie, sistema de cultivo e densidade de estocagem em questão.

² Manejo alimentar utilizado para manutenção de reprodutores. Deve-se ter um cuidado maior logo após a desova, quando as exigências nutricionais são maiores.

Deve-se evitar a distribuição localizada do alimento no tanque ou viveiro, o que favorece o seu consumo apenas pelos indivíduos dominantes, inibindo o consumo alimentar daqueles dominados. Em tanques-rede de grande volume, no entanto, é indicado que se forneça o alimento na porção central do tanque, pois o próprio movimento dos peixes auxiliará na sua distribuição (Figura 3). Nos de pequeno volume, a área superficial é reduzida e a ração acaba se distribuindo pela superfície durante a alimentação dos peixes. Independente do volume do tanque-rede, é importante a utilização de comedouros, evitando que a ração atravesse a malha do tanque-rede para seu exterior (Figura 3).

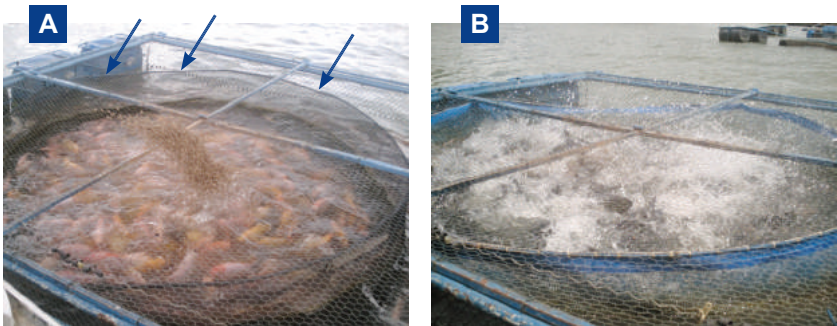


Figura 3. Arraçoamento manual em tanque rede: ração sendo distribuída no centro do comedouro (setas) (A) e comportamento desejável dos peixes durante a alimentação (B). Fotos: Ana Paula O. Rodrigues.

4.4. Horário da alimentação

A maioria dos bagres, como os surubins e jundiá, alimenta-se melhor nos horários de menor incidência luminosa, ou seja, logo nas primeiras horas do dia e no entardecer. Deve-se sempre observar, porém, o comportamento dos peixes com relação aos teores de oxigênio da água de cultivo, conforme mencionado no item 4.2, c. Para as espécies visuais, a ração deve ser preferencialmente ofertada nos horários com luminosidade suficiente para visualizarem e capturarem o alimento.

4.5. Técnicas de alimentação

O arraçoamento manual é a forma mais antiga e simples utilizada na aquicultura (Figura 3). Exige prática, conhecimento e percepção do alimentador. Tem como vantagem proporcionar a observação diária dos peixes pelo alimentador, momento em que pode visualizar, ainda que de modo generalizado, o estado de saúde dos peixes e a qualidade da água do cultivo, permitindo ajustes na alimentação. Torna-se inviável em grandes produções e em viveiros amplos. Nesse caso, podem ser utilizados alimentadores automáticos e veículos como barcos e tratores com sistema de distribuição de ração (estes últimos exigem, no entanto, acessibilidade dos taludes dos viveiros para tráfego) (Figura 4).



Figura 4. (A) Arraçoamento manual em tanque de grande dimensão sendo realizado com o auxílio de uma balsa. (B) Arraçoamento mecanizado em tanque de grande dimensão sendo realizado com o auxílio de trator com sistema de pulverização da ração (setas). Fotos: Giovani T. Bergamin.

Recomendações técnicas

- 1.** As espécies carnívoras se beneficiam geralmente de uma menor frequência alimentar, ao contrário das detritívoras, herbívoras e onívoras;
- 2.** Nas fases mais jovens dos peixes, é necessário maior frequência alimentar, já que suas exigências nutricionais e taxa de crescimento são maiores;
- 3.** O tamanho ideal do alimento para a maioria das espécies de peixe está entre 25 e 50% da abertura bucal;
- 4.** Após uma sequência de dias nublados ou logo nas primeiras horas do dia, o consumo alimentar dos peixes pode ser afetado devido à redução da atividade fotossintética do viveiro e consequente redução na concentração de oxigênio dissolvido na água de cultivo;
- 5.** Deve-se evitar a distribuição localizada do alimento em viveiros, o que favorece os indivíduos que se encontram mais próximos do local, bem como aqueles dominantes, inibindo o consumo dos dominados.

5. Exigências nutricionais

Os peixes necessitam de proteínas, lipídios, vitaminas e minerais em sua dieta para manutenção das funções vitais, crescimento e reprodução. As exigências nutricionais variam em função da espécie, fase de desenvolvimento, sexo e estágio de maturação sexual, sistema de cultivo e temperatura da água conforme resumido na Tabela 2.

Tabela 2. Fatores que influenciam as exigências nutricionais dos peixes.

Espécie	- Diferenças interespecíficas quanto à anatomia, fisiologia e hábito alimentar.
Fase de desenvolvimento	- Peixes nas fases iniciais de desenvolvimento apresentam maior exigência nutricional devido às maiores taxas de crescimento.
Sexo e estágio de maturação sexual	- A produção de gametas, bem como as atividades de acasalamento, desova e cuidado parental demandam maior aporte nutricional. Nas espécies reofílicas, há acúmulo de gordura como preparação para a migração e desova. Em cativeiro, porém, não há depleção dessas reservas pela ausência de migração e, conseqüentemente, deve haver uma redução na ingestão calórica para evitar acúmulo de gordura, a qual é antagônica à eficiência reprodutiva.
Sistema de produção	- A exigência nutricional da espécie se mantém. No entanto, havendo disponibilidade e capacidade de aproveitamento de alimento natural, há redução na quantidade de nutrientes que a ração precisa fornecer.
Temperatura da água	- A exigência nutricional da espécie se mantém. O que varia é a quantidade de alimento ingerida, sua velocidade de passagem no trato digestório e sua digestibilidade, as quais, de forma geral, aumentam com a elevação da temperatura.

5.1. Energia

A energia do alimento é necessária para reações bioquímicas, formação e regeneração de tecidos, manutenção do equilíbrio osmótico, movimentação das moléculas e muitas outras funções fisiológicas, voluntárias e involuntárias. Não é um nutriente propriamente dito. A energia é obtida com a quebra (catabolismo) de carboidratos, lipídios e proteínas após ingestão dos alimentos ou mobilização das reservas corporais e absorção dos nutrientes.

A energia ingerida pelos peixes não é aproveitada em sua totalidade. A energia líquida utilizada pelos peixes é a energia bruta ingerida menos as perdas pelas fezes, urina, excreções branquiais e calor (Figura 5). O valor dessas perdas varia principalmente em função das características da dieta (digestibilidade) e do nível de alimentação.

Sendo a proteína o nutriente mais caro da dieta, as rações devem ser formuladas para que o fornecimento de energia seja oriundo dos lipídios e carboidratos. Para tanto, a ração deve apresentar um correto balanço entre energia e proteína. Isso porque a ingestão pelos peixes é regulada pela quantidade de energia da dieta. Dessa forma, a deficiência de energia na dieta em relação à proteína levará ao catabolismo da proteína

para fornecimento de energia antes que a proteína seja utilizada para crescimento. Já o excesso de energia levará à redução na ingestão da dieta antes que a quantidade necessária de proteína e outros nutrientes essenciais para máximo crescimento seja consumida. Além disso, altas quantidades de energia em proporção aos demais nutrientes podem levar a uma alta deposição de gordura na cavidade visceral e demais tecidos, prejudicando a produtividade, bem como a qualidade e tempo de prateleira do produto final.

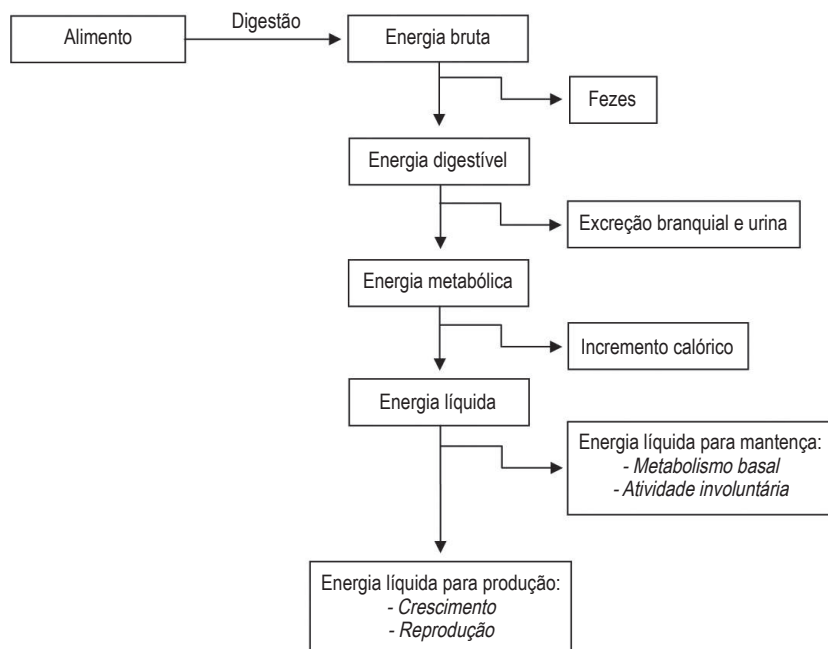


Figura 5. Representação esquemática do aproveitamento da energia da dieta pelos peixes.

5.2. Proteína e aminoácidos

As proteínas constituem o nutriente da dieta de maior importância para o desenvolvimento dos peixes, além de ser o nutriente de maior custo nas rações. Atuam no transporte de oxigênio (hemoglobina) e ferro (transferrina), controle do metabolismo (na forma de alguns hormônios), catálise de reações químicas (enzimas) e proteção imunológica (anticorpos). São os principais componentes das fibras musculares (actina e miosina), atuando na sua contração, além de possuírem função estrutural por meio do desenvolvimento da matriz óssea e do tecido conjuntivo (colágeno e elastina).

As proteínas são compostas por aminoácidos, sendo conhecidos 20 no total. A exigência dos peixes não é exatamente por proteína e sim pelo fornecimento adequado

e balanceado de aminoácidos essenciais, aminoácidos que os peixes não conseguem sintetizar ou o fazem em quantidade insuficiente ao exigido. São 10 os aminoácidos essenciais para os peixes, a saber: arginina, fenilalanina, histidina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, treonina, triptofano e valina. A sua deficiência ocasiona redução na utilização da proteína e mobilização dos aminoácidos dos tecidos musculares, resultando em diminuição dos seguintes itens: crescimento, ganho em peso, eficiência alimentar e resistência a doenças. O excesso de alguns aminoácidos, por sua vez, pode ocasionar distúrbios metabólicos de toxicidade ou antagonismo devido ao desequilíbrio entre aminoácidos.

O atendimento da exigência proteica em peixes depende de um balanço adequado entre proteína e energia da dieta, do valor biológico da proteína (determinado pela sua digestibilidade e perfil de aminoácidos) e da qualidade e quantidade da fonte de energia não proteica. De forma semelhante ao que ocorre com a nutrição de plantas para macro e micronutrientes, o atendimento das exigências em aminoácidos pelos peixes segue a “Lei do Mínimo”, isto é, enquanto a exigência do primeiro aminoácido limitante não for suprida, a utilização dos demais fica restrita à quantidade limitada daquele.

5.3. Lipídios

Os lipídios são uma importante fonte de energia para os peixes, principalmente para as espécies de água marinha e fria, que apresentam capacidade limitada para utilizar carboidratos como fonte de energia. Constituem fonte de ácidos graxos essenciais, necessários para o crescimento e desenvolvimento. Atuam no transporte e absorção de vitaminas lipossolúveis e como constituintes da membrana celular (na forma de fosfolipídios). São precursores de eicosanoides e hormônios esteroides, substâncias relacionadas com funções metabólicas, reprodutivas, imunológicas, entre outras.

A maioria dos lipídios apresenta ácidos graxos em sua composição. Os essenciais para os peixes são: ácido linoleico (ômega-6), ácido araquidônico (ômega-6), ácido linolênico (ômega-3), ácido eicosapentaenoico (EPA) (ômega-3) e ácido docosaexaenoico (DHA) (ômega-3). A deficiência nesses ácidos graxos causa redução no crescimento e no desempenho reprodutivo, despigmentação, erosão das nadadeiras e problemas cardíacos. A quantidade e proporção exigidas desses ácidos graxos dependem da espécie de peixe em questão. As de água marinha e fria apresentam maior exigência por ácidos graxos insaturados do tipo ômega-3 do que as de água doce e tropical.

5.4. Carboidratos

Peixes possuem maior habilidade em utilizar lipídios e proteínas como fonte de energia. Embora nenhuma exigência em carboidratos tenha sido demonstrada para peixes, sua adequada inclusão na dieta pode reduzir os custos das rações devido ao seu menor custo e efeito economizador de proteína, que acaba por reduzir a emissão de compostos nitrogenados na água. Além disso, a presença de amido nas rações, principal carboidrato utilizado, é importante para a expansão e aglutinação de rações extrusadas.

O valor nutricional ou a capacidade de utilização de carboidratos varia entre as espécies de peixe:

- Os de água doce e quente apresentam maior capacidade de utilização de carboidratos em relação aos de água marinha e fria;
- Espécies carnívoras apresentam menor habilidade em utilizar carboidratos em comparação às herbívoras e onívoras;
- A maioria das espécies utiliza melhor os carboidratos mais complexos como o amido do que os mais simples como açúcares;
- A maioria das espécies utiliza mais eficientemente o amido cozido ou gelatinizado do que o cru;
- Os carboidratos estruturais (que pertencem à fração fibrosa do alimento) não são aproveitados significativamente pelos peixes porque não são digeridos.

5.5. Vitaminas

As vitaminas são exigidas em pequenas quantidades na dieta dos peixes e funcionam como catalisadores ou reguladores metabólicos. Suas exigências variam de acordo com a espécie, fase de desenvolvimento, taxa de crescimento, ambiente, sistema de cultivo e interações com outros nutrientes. São 15 as essenciais para os peixes, das quais quatro são lipossolúveis e 11, hidrossolúveis. Suas funções encontram-se resumidas na Tabela 3. Dentre os principais sinais de deficiência em vitaminas relatados estão: natação errática ou em espiral, deformidades no corpo, lordose, escoliose, ascite, escurecimento ou perda de pigmentação da pele, dermatite, catarata, exoftalmia, anemia, hemorragia, convulsão, letargia, perda de escamas, excesso de muco, distrofia muscular, falta de apetite, entre outros. Ao contrário das vitaminas hidrossolúveis, as lipossolúveis são acumuladas no corpo e, em excesso, podem ocasionar toxidez por hipervitaminose.

Tabela 3. Principais funções das vitaminas em peixes de água doce (Fonte: PEZZATO et al., 2004; NRC, 2011).

Vitamina		Função
Lipossolúveis	A	- Desenvolvimento embrionário; participa da produção de células secretoras de muco; essencial para a visão; manutenção da resistência a infecções.
	D	- Metabolismo de cálcio e fósforo; importante para o desenvolvimento, crescimento e manutenção da estrutura óssea.
	E	- Função antioxidante, juntamente com a vitamina C e o selênio, protegendo vitaminas e ácidos graxos insaturados da oxidação.
	K	- Atuação na coagulação sanguínea e no transporte de cálcio.
Hidrossolúveis	Tiamina (B ₁)	- Cofator de enzimas importantes na produção de energia.
	Riboflavina (B ₂)	- Componente de coenzimas importantes em reações de óxido-redução.
	Piridoxina (B ₆)	- Metabolismo de aminoácidos; catabolismo do glicogênio; essencial para a síntese de neurotransmissores.
	Ácido pantotênico (B ₃)	- Metabolismo de aminoácidos, lipídios e carboidratos.
	Niacina	- Metabolismo de aminoácidos, lipídios e carboidratos.
	Biotina	- Metabolismo de aminoácidos, lipídios e carboidratos.
	Ácido fólico	- Síntese e metabolismo de aminoácidos.
	Cianocobalamina (B ₁₂)	- Metabolismo de carboidratos e lipídios; formação de hemácias; manutenção do tecido nervoso.
	Colina	- Manutenção da estrutura de membranas biológicas e transmissão de impulso nervoso.
	Inositol	- Manutenção da estrutura de membranas biológicas.
	Vitamina C (ácido ascórbico)	- Manutenção do tecido conjuntivo, vascular e ósseo; absorção de ferro; atua junto com a vitamina E na redução da oxidação de lipídios da dieta e tecidos corporais.

A estabilidade química e funcional das vitaminas na dieta é prejudicada por diversos fatores como incidência de raios ultravioleta, presença de lipídios oxidados, temperaturas elevadas, meio ácido, presença de oxigênio e de microminerais. O uso de formas mais estáveis das vitaminas e o armazenamento e fornecimento adequados das rações podem reduzir tais perdas.

5.6. Minerais

Os minerais são elementos inorgânicos essenciais para os processos vitais, tais como formação do esqueleto, manutenção da viscosidade, composição de hormônios e vitaminas, ativação e composição de enzimas, dentre outros. No caso dos peixes, podem ser obtidos através da água e da dieta. A concentração de minerais no organismo depende da espécie, estágio de desenvolvimento, estado fisiológico e de saúde, tipo de alimentação, qualidade da água e outros fatores ambientais. Na Tabela 4, destacam-se as principais funções e sinais da deficiência de alguns minerais para peixes.

Tabela 4. Funções biológicas de alguns minerais para peixes e seus respectivos sinais clínicos e subclínicos de deficiência (Fonte: PEZZATO et al., 2004; NRC, 2011).

Mineral	Funções	Sinais de deficiência
Cálcio	- Desenvolvimento e manutenção do sistema esquelético; contração muscular; transmissão de impulsos nervosos; manutenção da integridade da membrana celular e ativação enzimática.	- Descalcificação, osteoporose e distrofia osteoide.
Fósforo	- Desenvolvimento e manutenção do sistema esquelético; constituinte dos ácidos nucleicos, da membrana celular e da molécula de energia ATP; atua no metabolismo de carboidratos, lipídios e aminoácidos.	- Redução no crescimento e eficiência alimentar; - Amolecimento e deformação dos ossos da cabeça, vértebras e costelas.
Magnésio	- Manutenção da homeostase intra e extracelular; atua na respiração celular; cofator para reações enzimáticas; ativação da síntese de aminoácidos; atua no metabolismo do tecido esquelético, na transmissão neuromuscular e no metabolismo de carboidratos, lipídios e proteínas.	- Redução no crescimento.
Sódio, potássio e cloreto	- Sódio e cloreto são os principais íons dos fluidos extracelulares do corpo, enquanto o potássio, do fluido intracelular; atua no equilíbrio osmótico e ácido-base.	- Deficiência desses minerais é rara em peixes, pois são abundantes na água e ração.
Ferro	- Atua no processo de respiração celular (atividades de óxido-redução e transporte de elétrons); papel na produção e funcionamento da hemoglobina, mioglobina, citocromos e outros sistemas enzimáticos.	- Anemia microcítica.
Cobre	- Constituinte de várias enzimas do metabolismo.	- Redução no teor de cobre nos tecidos.

Manganês	- Cofator na conversão de ureia em amônia, no metabolismo de aminoácidos, no metabolismo ácido de gorduras e na oxidação da glicose; ativação de enzimas do metabolismo.	- Redução no crescimento
Zinco	- Cofator em sistemas enzimáticos; componente de metaloenzimas; regulador de vários processos do metabolismo de carboidratos, lipídios e proteínas.	- Lesões na pele e nadadeiras; desenvolvimento de catarata.
Iodo	- Atua na biossíntese dos hormônios da tireoide que controlam a oxidação celular e influenciam o crescimento; atua em outras glândulas endócrinas; possui função neuromuscular e dinâmica circulatória; atua no metabolismo de nutrientes.	- Hiperplasia tireoidiana.
Selênio	- Cofator da enzima glutatona peroxidase; protege células e membranas dos danos causados pelos peróxidos; atua em conjunto com a vitamina E como antioxidante biológico.	- Combinada com vitamina E causa distrofia muscular.

Recomendações técnicas

1. As proteínas constituem o nutriente da dieta de maior importância para o desenvolvimento dos peixes, além de ser o nutriente de maior custo nas rações.

6. Outros componentes da dieta

6.1. Água

A água pode estar presente nas dietas de diferentes formas: adicionada como ingrediente na formulação de rações, como constituinte natural dos alimentos e absorvida do ar atmosférico. É importante conhecer o teor de água presente na dieta para evitar perdas na qualidade do alimento ao ser armazenado e manipulado.

6.2. Fibra alimentar

As fibras são a porção indigestível encontrada nos alimentos, composta por celulose, lignina, pentosanas e outros carboidratos complexos. A sua presença na dieta diminui o tempo que o alimento permanece no trato digestório, reduzindo seu tempo

de exposição à ação de enzimas digestivas e prejudicando a eficiência de absorção dos nutrientes. Ocorre um aumento na produção de fezes que são lançadas ao meio, provocando maior poluição do ambiente aquático. A fibra alimentar, no entanto, serve como preenchimento e aglutinante nas dietas. Sua inclusão não deve passar de 6% para que não comprometa a digestibilidade e o desempenho dos peixes.

6.3. Antioxidantes

Os antioxidantes são substâncias adicionadas às rações para retardar os processos de deterioração, rancificação e descoloração. São extremamente importantes em dietas ricas em ácidos graxos poli-insaturados para prevenir a oxidação de lipídios, vitaminas lipossolúveis e pigmentos lipofílicos. Esse processo de rancificação resulta na formação de produtos tóxicos e na alteração da cor, sabor, aroma e textura dos alimentos, além de afetar seu valor nutricional. Degeneração do fígado, irritação da mucosa intestinal, diarreias, dentre outras patologias têm sido relatadas em consequência à ingestão de alimentos rancificados.

Fazem parte do grupo de antioxidantes naturais as vitaminas A, C e E, carotenoides e minerais como selênio, zinco, cobre, magnésio e ferro. A vitamina E tem sido suplementada em rações para evitar a rancificação. Uma vez que esta é muito suscetível à oxidação, quando usada como antioxidante natural, sua inclusão deve ser feita em quantidades acima da exigência do peixe, já que boa parte será oxidada no período de armazenamento da ração.

6.4. Pigmentos

Os pigmentos são substâncias químicas responsáveis pela coloração da pele, carne e ovos dos peixes, conferindo-lhes tons do amarelado ao avermelhado. Na natureza, esses pigmentos são obtidos por meio do alimento natural, devendo ser suplementados na dieta dos peixes em cativeiro quando for interessante para o mercado consumidor e se a espécie for capaz de pigmentar o tecido muscular. Em ornamentais e salmonídeos, a adição desses componentes na dieta, além de intensificar a cor, melhora o valor comercial do produto. Entretanto, são indesejáveis no caso de peixes cujo mercado busca por um filé claro, como bagres.

A astaxantina e a cantaxantina são os principais pigmentos usados em dietas para salmonídeos. Alimentos de origem vegetal são pobres em astaxantina e ricos em luteína e zeaxantina, como o milho, produzindo coloração não desejável em filés preferencialmente claros como os dos surubins.

6.5. Imunoestimulantes

Os imunoestimulantes são substâncias naturais ou sintéticas, que, adicionadas à dieta dos peixes, estimulam as funções imunológicas e melhoram a resistência às doenças, podendo favorecer o seu desempenho. Algumas vitaminas, minerais, proteínas, aminoácidos, hormônios, substâncias derivadas de plantas e animais, prebióticos e probióticos podem atuar como imunoestimulantes.

Os prebióticos são substâncias não digestíveis, adicionadas às rações para manipular a microbiota intestinal, favorecendo a proliferação daqueles micro-organismos desejáveis ao hospedeiro (peixe). São exemplos: amido, fibras dietéticas, oligossacarídeos, dentre outros. Já os probióticos são micro-organismos do trato gastrointestinal que contribuem benéficamente para o hospedeiro, favorecendo o aproveitamento do alimento, estimulando a resposta imune ou, ainda, melhorando a qualidade do ambiente intestinal. O uso desses imunoestimulantes e outros podem contribuir para a redução no emprego de medicamentos, porém, mais estudos sobre sua utilização e eficácia são ainda necessários.

6.6. Atrativos

A adição de atrativos ou palatilizantes nas rações tem papel importante na redução do tempo gasto pelos peixes para detectar e capturar o alimento, diminuindo, assim, as perdas de nutrientes na água antes que o alimento seja ingerido. Além disso, estimular o consumo, especialmente nas fases iniciais de vida dos peixes, também é função dos atrativos.

É através da visão e olfato que ocorre a detecção do alimento pelos peixes, entretanto, seu sabor é que determinará se será consumido ou não. Cada espécie reage de forma diferente na detecção dos diversos sabores dos alimentos, de acordo com suas preferências. São exemplos de substâncias estimulantes, capazes de melhorar a aceitação do alimento tanto para espécies carnívoras, quanto para onívoras: aminoácidos livres, dipeptídeos, betaína e inosina.

Para que funcionem como atrativos, devem simular as características químicas dos alimentos naturalmente procurados pelos peixes em seu ambiente natural. Carnívoros têm preferência por substâncias alcalinas e neutras. Dessa forma, alguns aminoácidos com essa natureza, como glicina, prolina, taurina, valina e betaína apresentam bom resultado como palatilizantes. Já herbívoros preferem substâncias ácidas, tais como ácidos aspártico e glutâmico.

6.7. Aglutinantes

Melhorias na estabilidade e firmeza dos péletes e redução na quantidade de pós durante o processamento e manipulação da ração podem ser obtidas por meio do uso de aglutinantes e de técnicas de processamento, tal como a extrusão. Os aglutinantes podem ser nutritivos ou não, sendo que seu valor nutricional frequentemente é limitado, devido ao fato de serem inertes. Alginatos de sódio, compostos de lignina, goma-guar e carboximetilcelulose são exemplos de aglutinantes não nutritivos. Dentre os nutritivos, o amido, presente nos grãos dos cereais, é o principal aglutinante usado nas rações. Quando cozido, gelatiniza, conferindo firmeza, estabilidade e flutuabilidade para a ração na água.

6.8. Antinutrientes e toxinas

As dietas oferecidas aos peixes, formuladas para atender suas necessidades nutricionais, podem conter não somente os nutrientes desejáveis, mas também algumas substâncias que interferem negativamente no organismo. Estas podem estar contidas nos próprios ingredientes usados na formulação da ração ou serem resultantes de um processo de contaminação acidental proveniente do mau acondicionamento dessas rações depois de prontas. Dependendo de sua concentração, podem comprometer a efetividade da dieta. Portanto, são de grande importância a escolha criteriosa dos ingredientes das rações e o monitoramento de sua qualidade no processamento e armazenagem.

Os antinutrientes são substâncias que, de forma geral, afetam negativamente o desempenho dos peixes e estão presentes em alguns ingredientes, principalmente naqueles de origem vegetal. Na Tabela 5, encontram-se listados alguns dos principais antinutrientes, a descrição de suas formas de ação e inativação, bem como alguns dos ingredientes em que ocorrem.

As micotoxinas são substâncias geradas durante o processo de crescimento de fungos que se desenvolvem em diversos ingredientes da dieta ou na própria dieta. Estimulam o aparecimento de células tumorais, são tóxicas para as células, inclusive para as do sistema nervoso, além de reduzir a imunidade dos peixes. Dentre elas, as mais conhecidas são as aflatoxinas, causadoras de distúrbios hepáticos. Entretanto, há toxinas produzidas por outros tipos de fungos (Tabela 6). A sensibilidade às micotoxinas é espécie-específica. A contaminação das rações com micotoxinas pode ocorrer direta (contaminação do alimento com o fungo que irá produzir a micotoxina) ou indiretamente (através do uso de um ingrediente previamente contaminado).

Tabela 5. Principais fatores antinutricionais em rações para peixes, características de sua ação e ingredientes onde ocorrem.

Principais fatores antinutricionais	Ação	Inativação ou formas de amenizar sua ação	Ocorrência
Inibidores de tripsina	- Formam complexos com a tripsina, prejudicando sua ação no processo digestivo; - Grau de intolerância a sua ação varia de acordo com a espécie.	- Processamento a quente.	- Grãos crus de leguminosas, principalmente a soja.
Agentes hemaglutinantes	- Aglutinam as células vermelhas do sangue.	- São inativados pela pepsina no estômago, não representando grandes problemas para peixes com estômago verdadeiro; - Processamento a quente associado com umidade.	- Soja.
Ácido fítico ou fitato	- Peixes não produzem fitase para quebrar a molécula e liberar seu fósforo; - Liga-se a proteínas e minerais reduzindo a biodisponibilidade destes para os peixes.	- Suplementação de fitase na dieta (porém ainda está sendo estudada); - Suplementação mineral em maior quantidade; - Tratamento ácido-alcoólico.	- Representa cerca de 70% do fósforo na maioria dos ingredientes vegetais.
Gossipol	- Pode causar distúrbios hepáticos e lesões renais; - Pode se ligar com a lisina, tornando esse aminoácido indisponível para o peixe, bem como com o ferro, reduzindo sua absorção e retenção; - Sua tolerância varia dependendo das espécies.	- Solventes orgânicos e tratamento ácido.	- Caroço de algodão.

Glicosinolatos	- Afetam o funcionamento da tireoide, prejudicando a absorção de iodo e o funcionamento dos rins e fígado.	- Tratamento térmico aquoso.	- Colza e canola.
Tiaminase	- Enzima responsável pela destruição da tiamina (vitamina B1), ocasionando sua deficiência.	- Tratamento com calor ou ensilagem.	- Rações que contenham preparos com peixes crus, sendo mais comum em peixes de água doce.
Saponinas	- Ação hemolítica; - Danos ao epitélio respiratório das brânquias; - Modificações na permeabilidade da mucosa intestinal; - Retardo no crescimento e diminuição da digestibilidade da proteína.	- Remoção por extração aquosa.	- Farelo de soja.
Taninos e outros compostos fenólicos	- Redução da absorção de nutrientes; - Redução da ação de enzimas digestivas; - Podem causar hemorragias, nefrites, necrose hepática e gastroenterites.	- Tratamento térmico.	- Soja, sorgo, canola e girassol.
Polissacarídeos não amiláceos	- Aumento da viscosidade da digesta; - Redução da digestibilidade do amido, da proteína e dos lipídeos; - Redução da taxa de passagem no trato gastrointestinal com consequente redução do consumo; - Redução na absorção dos nutrientes no intestino.	- Adição de enzimas exógenas à dieta.	- Farelo de algodão, farelo de canola, farelo de girassol, farelo de arroz, farelo de soja, farelo de linhaça, farelo de trigo, centeio, triticale.

Tabela 6. Micotoxinas comumente encontradas em ingredientes e rações e o efeito destas nos peixes.

Tipo de micotoxina	Gênero de fungo	Ingredientes	Efeitos mais comuns
Aflatoxina	<i>Aspergillus</i>	- Amendoim, milho, caroço de algodão, sorgo, cereais, sementes de oleaginosas, amêndoas, especiarias etc.	- Prejudica a síntese proteica; reduz o crescimento e a eficiência alimentar; pode causar hepatotoxicidade, imunossupressão, hemorragia intestinal, anemia, carcinogênese, anormalidades renais.
Fumonisina	<i>Fusarium</i>	- Milho e outros grãos.	- Problemas neurológicos; carcinogênese; hepatotoxicidade; imunossupressão.
Tricotecenos	<i>Fusarium, Myrothecium, Phomopsis, Stachybotrys, Trichoderma, Trichothecium, Verticimonosporium</i>	- Milho e outros grãos.	- Inibição da síntese proteica; redução do ganho em peso; recusa alimentar; danos aos tecidos hepáticos.
Zearalenona	<i>Fusarium</i>	- Milho e outros grãos.	- Problemas reprodutivos.
Citrinina	<i>Penicillium, Aspergillus, Monoascus</i>	- Arroz, aveia, centeio, cevada, milho, trigo.	- Nefropatias.
Ocratoxina	<i>Aspergillus e Penicillium</i>	- Milho, trigo, cevada e outros cereais.	- Possui ação tóxica aos rins, fígado, sistema imune e brânquias, sendo cancerígena.
Ácido Ciclopiazônico	<i>Aspergillus e Penicillium</i>	- Cereais, milho e amendoim.	- Distúrbios renais e intestinais; anormalidades no estômago.

A oxidação de ácidos graxos insaturados dos alimentos ocasiona a formação de radicais livres, peróxidos, hidroperóxidos, aldeídos e cetona. Esses compostos reagem com outros componentes da dieta, reduzindo seu valor nutricional. Os sinais apresentados em peixes alimentados com óleos oxidados são similares aos apresentados em situações de deficiência de vitamina E. Os sinais podem ser prevenidos com suplementação adicional de vitamina E na dieta ou adição de antioxidantes sintéticos à dieta.

6.9. Metais pesados

Os metais pesados são definidos como sendo aqueles situados entre o cobre e o chumbo na tabela periódica e, dependendo do metal e/ou de sua concentração, podem agir tanto como nutrientes, a exemplo do cobre e zinco, quanto como agentes tóxicos aos peixes, tais como mercúrio, cádmio e arsênio. A toxicidade de um metal depende não só de sua concentração na dieta, mas também da concentração de outros minerais, bem como do tamanho do peixe e espécie em questão. Os peixes absorvem estes metais pelas brânquias, pela superfície corporal e pela ingestão de alimentos ou água contaminados, podendo acumulá-los no tecido muscular. Em quantidades subletais, os metais pesados podem causar mudanças morfológicas, fisiológicas e comportamentais, tais como redução no crescimento, modificações na respiração e movimentos natatórios.

6.10. Bifenis policlorados

São compostos sintéticos não biodegradáveis normalmente encontrados em produtos industriais empregados como fluidos dielétricos e hidráulicos, bem como retardadores de fogo e isolantes térmicos. Estão presentes também na composição de graxas e óleos lubrificantes, tintas, pesticidas, tintas de impressão, espuma usada em móveis, dentre outros produtos, que, lançados ao ambiente, são poluentes do solo, água ou ar.

Esses compostos destacam-se como um dos dez poluentes com maior potencial de biotoxicidade, de acordo com o Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente de 2003. São lipofílicos, ou seja, acumulados em lipídios, sendo bioacumulados ao longo da cadeia alimentar. O uso de resíduos de peixes marinhos e de água doce de ambientes contaminados para a produção de farinha e óleo de peixe torna esses ingredientes a principal fonte de contaminação com bifenis policlorados nas dietas. Quando em níveis acima do tolerado pelos peixes, podem ocasionar 100% de mortalidade no lote, podendo, também, ocorrer lesões hepáticas, alterações no metabolismo do fígado e diminuição da atividade da glândula tireoide, quando em doses não letais.

6.11. Defensivos agrícolas

Os defensivos agrícolas são compostos usados para prevenir, controlar ou eliminar pragas na agricultura, sejam elas bactérias, fungos, ácaros, ervas daninhas, insetos, nematoides, roedores ou moluscos. Podem contaminar a dieta ou a água de

cultivo, apresentando maior toxicidade em peixes juvenis, devido ao sistema imunológico ainda imaturo e metabolismo mais acelerado que os adultos, conferindo-lhes maior sensibilidade aos agentes químicos. Causam displasia e esterilidade das gônadas, letargia, distúrbios nervosos, anorexia e tumores hepáticos, podendo levar à morte.

7. Ingredientes para a formulação de dietas para peixes

A escolha de um ingrediente para a formulação de dietas eficientes deve considerar diversos critérios como sua composição nutricional, digestibilidade, disponibilidade ao longo do ano, economicidade, palatabilidade, entre outros. Os ingredientes podem ser classificados em:

- **Fibrosos:** possuem acima de 18% de fibra bruta (matéria seca);
- **Energéticos:** possuem menos do que 20% de proteína e menos do que 18% de fibra bruta (matéria seca). São geralmente de origem vegetal (por exemplo, grãos e óleos);
- **Proteicos:** apresentam mais do que 20% de proteína (matéria seca). Podem ser de origem vegetal (farelos de oleaginosas, principalmente) ou animal (farinhas de resíduos animais, principalmente);
- **Suplementos vitamínicos e minerais:** geralmente fornecidos na forma de uma pré-mistura (premix) de vitaminas e minerais incorporados a um veículo sólido (q.s.p.) (necessário para facilitar a incorporação destes nutrientes na ração, devido ao baixo volume de inclusão dos mesmos);
- **Aditivos:** ingredientes adicionados à formulação sem função nutricional, como, por exemplo, medicamentos, imunoestimulantes, palatabilizantes, pigmentos, aglutinantes, antioxidantes etc.

A seguir serão apresentados os ingredientes proteicos e energéticos mais comumente empregados em rações para peixes³.

³ A composição nutricional destes ingredientes e outros utilizados para a formulação de rações para peixes é encontrada no livro organizado por Rostagno et al. (2011), cuja referência encontra-se no item Bibliografia recomendada deste capítulo.

7.1. Ingredientes proteicos de origem animal

Os ingredientes proteicos de origem animal possuem proteína de elevado valor biológico em comparação aos de origem vegetal. Isto significa melhor equilíbrio entre os aminoácidos essenciais, o que contribui para o melhor aproveitamento da fração proteica do ingrediente. Além disso, ingredientes de origem animal conferem maior palatabilidade (sabor) às dietas, contribuindo para maior aceitação pelos peixes. Como pontos negativos, apresentam produção inconstante e grande variabilidade de composição entre lotes produzidos.

a. Ingredientes derivados de peixe

Compreendem a farinha de peixe inteiro e a de resíduo de peixe (que é a mais utilizada atualmente nas formulações pelas indústrias brasileiras). Constituem um subproduto desidratado e moído, obtido pela cocção da matéria-prima, seguida de extração parcial do óleo. Apresentam bom equilíbrio de aminoácidos essenciais e ácidos graxos, teores variáveis de gordura (4 a 20%) e de matéria mineral (11 a 23%), constituindo importante fonte de fósforo e microminerais (zinco, manganês, cobre, selênio e ferro) para a ração. O tipo de resíduo utilizado na produção da farinha determina sua qualidade: a farinha de peixe integral apresenta maior teor proteico, quando comparada à de resíduos, que apresenta maior quantidade de matéria mineral.

A farinha de peixe é o ingrediente mais caro utilizado na fabricação de rações para peixes. Devido ao alto custo e excelente qualidade nutricional, a utilização desse ingrediente deve ser priorizada em dietas para reprodutores e animais jovens (pós-larvas e alevinos), que representam as fases de maior exigência nutricional. Na de engorda, quando é consumido o maior volume de ração, há a necessidade de diminuir a inclusão de farinha de peixe nas dietas, reduzindo o custo de produção.

Além da secagem para a produção de farinha, os resíduos de peixe podem ser preservados e aproveitados de outras formas, como é o caso da silagem e do hidrolisado de peixe. Quando o resíduo é preservado em ácido antes da hidrólise, chama-se silagem. Quando é hidrolisado e então acidificado para preservação, é chamado de hidrolisado de peixe. Ácidos orgânicos e inorgânicos podem ser utilizados como acidulantes. É importante que o pH se mantenha abaixo de 4,0 e que substâncias antifúngicas e antioxidantes sejam adicionadas. Durante a reação de hidrólise da proteína do peixe, ocorre liberação de água, resultando em um produto líquido.

b. Farinha de carne e farinha de carne e ossos

São produtos oriundos do processamento industrial de tecidos animais. Ambas as farinhas são obtidas a partir do mesmo fluxograma de processamento. O que as diferencia é o teor de fósforo e de matéria mineral (cinzas). Na farinha de carne, o nível de fósforo não deve ser superior a 4% e o teor de matéria mineral deve ser menor que 26%. Sempre que os teores forem maiores que estes, a farinha será de carne e ossos.

Existem vários tipos de farinha de carne, de acordo com o teor proteico (de 36 a 60%), quantidade de ossos e origem (bovina, suína ou mista). Essas características determinam a qualidade nutricional e digestibilidade proteica da farinha. Portanto, um dos maiores problemas relacionados com proteínas de origem animal é o fato de haver muita variação entre produtos. Além disso, o conhecimento dos tipos de resíduos que entram na composição das farinhas é importante, pois, dependendo de suas proporções, podem alterar a digestibilidade e qualidade do ingrediente. Não se admite e é considerada adulteração a adição de pelos, pó de chifre ou cascos, conteúdo gastrointestinal, couro e excesso de sangue.

A principal vantagem da utilização das farinhas de carne ou carne e ossos para peixes é o custo baixo desses ingredientes, além do aumento da palatabilidade das rações de origem vegetal. Contudo, diferentes processos industriais de obtenção das farinhas influenciam na qualidade do produto e influenciarão no desempenho animal.

c. Farinha de vísceras de aves

É obtida através do processamento de pedaços de carcaças de aves (cabeça, pescoço, sangue e vísceras) isentos de matéria fecal e pedaços de carcaças condenadas pela inspeção e de aves que morreram durante o transporte. Caracteriza adulteração a presença de resíduos de incubatórios e outras matérias estranhas a sua composição, como cascas de ovos ou penas. Seu teor de proteína varia de 55 a 65%, sendo deficiente em treonina, fenilalanina e lisina. Pode apresentar alta quantidade de gordura (acima de 13%), o que dificulta o processamento da ração (peletização e extrusão) e, conseqüentemente, diminui a estabilidade da ração na água.

d. Farinha de penas hidrolisada

É o produto resultante da cocção, sob pressão, de penas limpas e não decompostas, obtidas no abate de aves, sendo permitida a participação de sangue e vísceras. As farinhas de penas de boa qualidade devem conter teores de proteína e digestibilidade proteica acima de 80%. A farinha de penas é rica em cistina, mas pouco palatável e deficiente em vários aminoácidos essenciais (histidina, lisina, triptofano e metionina), portanto seu uso em rações para peixes é limitado.

e. Farinha de sangue

É o produto resultante do processo de cozimento e secagem do sangue bovino ou suíno fresco, sem pelos, urina e conteúdo digestivo, exceto em quantidades que podem ser admitidas nas boas práticas de processamento. O método de secagem do sangue é provavelmente o fator que mais contribui para a qualidade da farinha de sangue. O processamento tradicional, com secagem em tambores rotatórios ou chapas quentes, diminui severamente a qualidade e digestibilidade da proteína. No processamento denominado *spray-dried*, a umidade é removida por evaporação em baixa temperatura até obtenção de massa pastosa, que é passada na forma de *spray* por curto período de tempo em um equipamento com corrente de ar quente. A farinha de sangue *spray-dried* apresenta melhor qualidade proteica e, portanto, é a mais indicada para inclusão em dietas para peixes.

A legislação brasileira e as indústrias de rações estabeleceram como padrão mínimo o nível de 80% de proteína bruta para esta farinha. É deficiente em metionina e isoleucina, devendo ser combinada com outros ingredientes proteicos para adequado balanço de aminoácidos essenciais. Além disso, é um produto que apresenta problemas de palatabilidade se usado em grandes quantidades na dieta.

7.2. Ingredientes proteicos de origem vegetal

As fontes proteicas de origem vegetal caracterizam-se pela disponibilidade constante ao longo do ano, composição homogênea e custo relativamente inferior às de origem animal. Porém, quando utilizadas como único ingrediente proteico na dieta, há desequilíbrio de aminoácidos, comprometendo o desempenho dos animais. Além disso, a maioria apresenta problemas de palatabilidade e fatores antinutricionais, que afetam a eficiência de utilização dos nutrientes, prejudicando o crescimento dos peixes. Por outro lado, a combinação equilibrada de vários ingredientes proteicos alternativos traz maior possibilidade de sucesso nessa substituição, além de diminuir o impacto ambiental por excreção de nitrogênio e fósforo, principalmente. Ingredientes de origem animal, como as farinhas de peixe, carne ou carne e ossos apresentam altos teores de matéria mineral (entre eles, nitrogênio e fósforo) em sua composição, sendo o excesso eliminado pelos animais no ambiente aquático.

a. Farelo de soja

O farelo de soja é atualmente o ingrediente vegetal mais utilizado na formulação de rações para peixes, devido ao alto valor proteico (44 a 50% de proteína bruta) e adequado balanço de aminoácidos, exceto pelos níveis marginais de metionina. Tem sido utilizado com sucesso como substituto da farinha de peixe, podendo compor até 50% da base proteica da ração, sendo que, para algumas espécies herbívoras, onívoras ou frugívoras, essa substituição pode ser de até 100%, dependendo da fase de vida do peixe e da qualidade dos ingredientes.

A inclusão em dietas para algumas espécies de peixe é limitada pela presença de fatores antinutricionais, como inibidores de tripsina, ácido fítico, saponinas e lectinas (Tabela 5). Alguns desses antinutrientes podem ser inativados pelo calor durante o processamento do farelo (tostagem), mas ainda podem restar muitos fatores termoestáveis os quais são resistentes ao tratamento térmico. Tais fatores comprometem a qualidade do ingrediente, quando comparado com fontes de origem animal.

b. Farelo de canola

O farelo de canola figura em segundo lugar no *ranking* de produção mundial de proteína de origem vegetal. Este vem sendo estudado como fonte alternativa de proteína para a formulação de rações para peixes. Obtido após extração do óleo por prensagem e/ou com solventes, apresenta teor de proteína bruta em torno de 35% e perfil de aminoácidos semelhante ao do farelo de soja, porém com menor teor de lisina, sendo mais rico em metionina e cistina. Pode ser incluído em níveis de até 45% da dieta sem reduzir o crescimento de peixes onívoros, como a tilápia-do-Nilo e o piavuçu (*Leporinus macrocephalus*). Como pontos negativos são relatados fatores antinutricionais como o ácido fítico, que representa 75% do fósforo total do farelo, e os glicosinolatos, que inibem a produção de hormônios pela tireoide (Tabela 5).

c. Farelo de girassol

O farelo de girassol possui teor de proteína bruta entre 30 e 40%, o que permite seu uso como fonte proteica em dietas para peixes. Por ser deficiente em lisina, um aminoácido essencial, deve ser utilizado em combinação com outros ingredientes proteicos. Pelo fato de possuir alto teor de fibra, sua inclusão na dieta de peixes limita-se a no máximo 30%. Uma forma de melhorar a qualidade desse ingrediente é a eliminação das cascas do grão antes da extração do óleo, o que resulta em farelo de girassol com maior teor proteico e menor quantidade de fibras. Além da fibra, outros fatores antinutricionais presentes no farelo de girassol são o ácido fítico, os compostos fenólicos e os taninos (Tabela 5).

d. Farelo de algodão

O farelo de algodão é o subproduto da prensagem e moagem das sementes de algodão, que resulta em um ingrediente com teor proteico entre 38 e 42%. Seu conteúdo em aminoácidos essenciais é satisfatório, exceto em lisina. Como fatores antinutricionais, apresenta elevado teor de fibra (em torno de 10%) e gossipol (Tabela 5).

7.3. Ingredientes energéticos

A utilização de ingredientes energéticos de qualidade e em proporções ideais é importante para maximizar a eficiência de utilização da proteína pelos peixes.

a. Milho

O milho é o ingrediente energético mais utilizado na formulação de dietas para peixes. Possui entre 7,5 e 9,5% de proteína e 2.200 kcal/kg de energia digestível. Embora a digestibilidade proteica possa ser superior a 90%, é deficiente em lisina e metionina. É incluído em maiores quantidades em rações para onívoros, uma vez que peixes carnívoros apresentam baixa capacidade de digestão dos carboidratos. Para sua inclusão, devem ser avaliados fatores como teor de umidade e presença de micotoxinas.

b. Farelo de trigo

O farelo de trigo é um subproduto da moagem do trigo para produção de farinhas, composto basicamente pelo tegumento que envolve o grão. Possui entre 15 e 17% de proteína bruta, 4,5% de gordura e mais de 10% de fibra. Possui elevado teor de fósforo, entretanto, aproximadamente 60% desse mineral encontram-se na forma de ácido fítico (fitato), indisponível para peixes (Tabela 5). O alto teor de fibra e ácido fítico e a deficiência em aminoácidos essenciais (lisina, metionina e fenilalanina) limitam sua inclusão na dieta. Uma característica interessante deste farelo é a sua alta capacidade de absorção de água, o que pode resultar em formação de fungos durante o armazenamento de rações em locais com elevada umidade relativa do ar.

c. Farelo de arroz

O farelo de arroz integral é um subproduto gerado em grande quantidade após o polimento do arroz descascado. Com a extração do óleo deste farelo, obtém-se o farelo de arroz desengordurado (FAD), que possui maior teor de proteína e aminoácidos do que o de arroz integral. A utilização do FAD, além de reduzir os custos nas dietas dos animais, reduz os riscos de rancificação, perdas de vitaminas e uso de antioxidantes, permitindo assim maior período de armazenamento.

O farelo de arroz integral possui entre 11 e 14% de proteína bruta, enquanto, no farelo de arroz desengordurado, o teor proteico pode chegar a 17%. Em relação a outros farelos de cereais, o de arroz possui maior conteúdo de aminoácidos, principalmente lisina. O cuidado com a inclusão do FAD em rações para peixes é devido ao alto conteúdo de fibra bruta, além de outros fatores antinutricionais, como inibidores de tripsina, polissacarídeos não amiláceos e fitato (cerca de 70% do fósforo dos grãos) (Tabela 5).

d. Sorgo

Em períodos de indisponibilidade de milho no mercado, o sorgo é utilizado como principal substituto. Possui entre 8,5 e 9,0% de proteína, apresentando deficiência em lisina e problemas devido ao alto teor de tanino, antinutriente que pode apresentar efeito tóxico aos peixes e que confere baixa palatabilidade à dieta (Tabela 5). Atualmente, já existem variedades de sorgo com níveis de taninos inferiores (menor que 0,1%), que devem ser priorizadas para alimentação animal.

8. Armazenamento de rações e ingredientes secos

Não basta a aquisição de uma ração de qualidade se não houver cuidados na manutenção dessa qualidade durante seu transporte e armazenamento. O correto é iniciar este cuidado logo no início da confecção da ração, com a escolha e armazenamento dos ingredientes.

Um dos problemas mais frequentes do mau armazenamento é devido ao excesso de umidade, que possibilita o desenvolvimento de fungos, com produção de toxinas e aumento da temperatura e fermentação da ração. A participação de ingredientes de origem vegetal nas formulações de rações para peixes tem aumentado, tornando-as mais suscetíveis à contaminação com micotoxinas (Tabela 6).

Do ponto de vista do armazenamento das rações, alguns cuidados devem ser observados quanto às características do local:

- Deve ser exclusivamente destinado para armazenar ração e outros alimentos, de forma a evitar contaminação com medicamentos e outros insumos agropecuários, como defensivos agrícolas e adubos;
- Arejado;
- Coberto, para evitar a incidência direta dos raios solares;
- Protegido das chuvas e livre de goteiras;
- Iluminado;
- Limpo, livre de roedores e pragas;
- Temperatura ambiente.

Quanto à disposição da ração no local, recomenda-se usar estrados (paletes) de madeira ou outro material, sobre os quais deverão ser empilhados os sacos de ração, evitando contato direto com o solo e umidade (Figura 6). Deve-se manter distância dos sacos de ração de pelo menos 50 cm das paredes do depósito para evitar umidade excessiva (Figura 6). Dessa forma, a ventilação na pilha de ração será favorecida, evitando a proliferação de fungos.



Figura 6. Forma correta de armazenar rações comerciais: sobre estrados (paletes) de madeira e mantendo distância mínima de 50 cm das paredes.

O tratador deverá, ainda, observar alguns aspectos ao manusear a ração, antes de oferecê-la aos peixes:

- Não deve apresentar alterações em sua coloração;
- O cheiro deve ser característico, não apresentando odor alcoólico ou rançoso;
- A temperatura deve ser ambiente, não apresentando elevações;
- A textura deve ser uniforme e característica do tipo da ração, não devendo apresentar aglomerados;
- Deve estar livre de insetos, fezes e urina de roedores;
- Em caso de suspeita, o tratador não deverá oferecer a ração aos peixes.

9. Índices de desempenho e eficiência alimentar

Existem alguns índices de desempenho que permitem o produtor avaliar a eficiência alimentar dos peixes em cultivo. Para tanto, é necessário medir o seu peso em um momento inicial e final. Quanto maior a densidade de um viveiro ou tanque-rede, maior deverá ser o número de peixes amostrados para a biometria, garantindo a representatividade do lote avaliado. O procedimento mais comumente usado envolve três amostragens de peixes em puçás (“três puçás de peixes”). O conteúdo de cada puçá é pesado e, na sequência, conta-se o respectivo número de peixes. Do peso registrado, desconta-se o peso do puçá e divide-se o resultado pelo número de peixes, obtendo-se o peso médio dos peixes. Posteriormente, calcula-se a média do peso médio das três amostragens (Figura 7). Com base nessa medida, mais o registro de consumo de ração e período de cultivo, o produtor poderá calcular os seguintes índices zootécnicos: peso médio dos peixes, média de ganho em peso, cálculo da biomassa, ganho em biomassa e taxa de conversão alimentar no período.

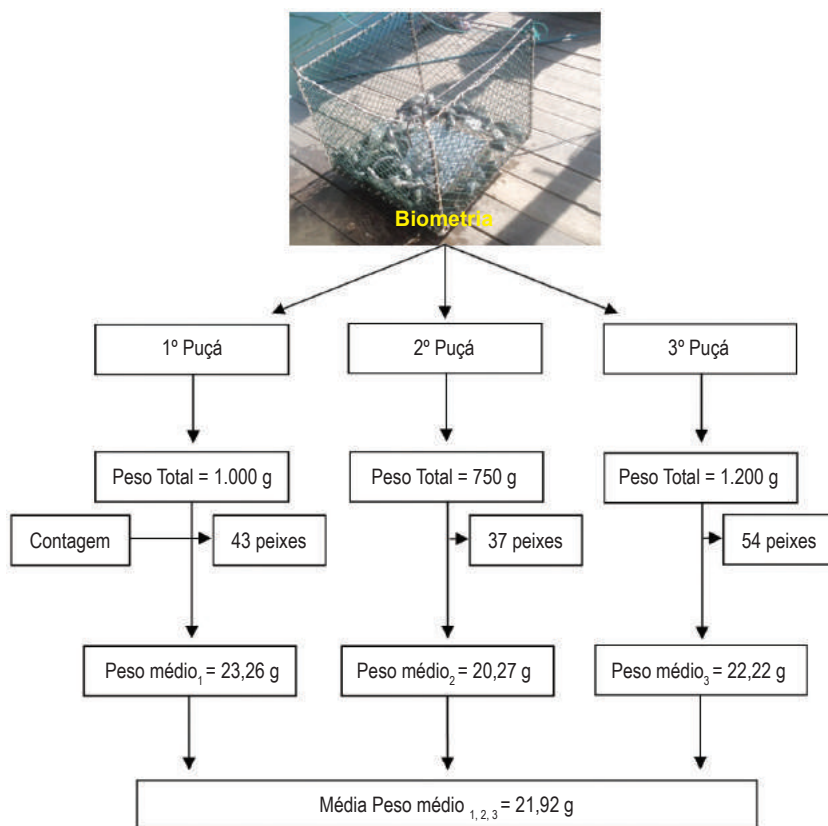


Figura 7. Esquema representativo de biometria de peixes cultivados em uma unidade produtiva.

Considerando, por exemplo, uma amostra com 54 peixes e peso total de 6.480 g, tem-se que:

- Peso médio dos peixes: $\text{Peso total da amostra} / \text{Número de peixes na amostra} = 6.480 / 54 = 120 \text{ g}$;

Considerando que um total de 1.000 peixes foi estocado no tanque, com peso médio final de 120 g e inicial de 10 g e que o consumo de ração durante o período foi de 132 kg, tem-se que:

- Média de ganho em peso: $\text{Peso final} - \text{Peso inicial} = 110 \text{ g}$;
- Biomassa final: $\text{Peso médio final} \times \text{número total de peixes} = 120 \text{ g} \times 1.000 = 120.000 \text{ g}$ ou 120 kg;

- d. Biomassa inicial: Peso médio inicial x número total de peixes = 10 g x 1.000 = 10.000 g ou 10 kg;
- e. Ganho em biomassa: Biomassa final – Biomassa inicial = 120 - 10 = 110 kg;
- f. Taxa de conversão alimentar no período = Quantidade de ração consumida no período/ Ganho em biomassa no período = 132/110 = 1,2 kg de ração/ kg de ganho em biomassa.

Recomendações técnicas

1. O armazenamento de rações deve ser feito em locais arejados, protegidos da chuva e raios solares, livres de goteiras e pragas e com temperatura ambiente;
2. A ração não deve ser fornecida aos peixes quando apresentar alterações na coloração, odor, temperatura e textura, bem como presença de insetos ou excretas de roedores.

10. Bibliografia consultada

- ALLTECH do Brasil Agro-industrial Ltda. Combatendo a contaminação por micotoxina. **Micotoxina Mensalmente**, v. 5, n. 2, p. 1. 2001.
- BELLAVER, C. Limitações e vantagens do uso de farinhas de origem animal na alimentação de suínos e de aves. In: 2. Simpósio Brasileiro Alltech da Indústria de Alimentação Animal. **Anais...** Curitiba, PR: Alltech, 2005.
- BERTECHINI, A.G. **Nutrição de monogástricos**. Lavras: Editora UFLA. 2006. 301p.
- BOCK, C.L.; PEZZATO, L.E.; CANTELMO, O.A.; BARROS, M.M. Fitase em rações para tilápia-do-Nilo na fase de crescimento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 36, n. 5, p. 1455-1461, 2007.
- CAMPESTRINI, E. Farinha de carne e ossos. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 2, n. 4, p. 221-234, 2005.
- CANOLA COUNCIL OF CANADA. **Canola meal nutrient composition**. Disponível em: <<http://www.canola-council.org/meal.html>>. Acesso em: 1 mai. 2008.
- CONEGLIAN, S.M.; LIMA, B.S.; SILVA, L.G.; LAZZARI, C.M.; SERRANO, R.D.C.; TONELLO, C.L. Utilização de antioxidantes nas rações. **PUBVET**, Londrina, v. 5, n. 5, Ed. 152, Art. 1026, 2011.
- CUSTÓDIO, D.P.; BRANDSTETTER, E.V.; OLIVEIRA, I.P.; OLIVEIRA, L.C.; SANTOS, K.J.G.; MACHADO, O.F.; ARAUJO, A.A. Ração: alimento animal perecível. **Revista Eletrônica Faculdade Montes Belos**, v.1, n.2, p. 131-147, 2005.

- FRANCIS, G.; MAKKAR, H.P.S.; BECKER, K. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. **Aquaculture**, v. 199, p. 197-227, 2001.
- FREIRE, F.C.O.; VIEIRA, I.G.P.; GUEDES, M.I.F.; MENDES, F.N.P. **Micotoxinas: importância na alimentação e na saúde humana e animal**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2007. 48 p. (Embrapa Agroindústria Tropical. Documentos, 110).
- GATLIN III, D.M.; BARROWS, F.T.; BROWN, P.; DABROWSKI, K.; GAYLORD, T.G.; HARDY, R.W.; HERMAN, E.; HU, G.; KROGDAHL, Å.; NELSON, R.; OVERTURE, K.; RUST, M.; SEALEY, W.; SKONBERG, D.; SOUZA, E.J.; STONE, D.; WILSON, R.; WURTELE, E. Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. **Aquaculture Research**, v. 38, p. 551-579, 2007.
- HALVER, J.E.; HARDY, R.W. **Fish Nutrition**. 3.ed. San Diego, California, USA: Academic Press. 2002. 824p.
- HONÓRIO JÚNIOR, J.E.R.; SOARES, P.M.; MELO, C.L.; ARRUDA FILHO, A.C.V.; SENA FILHO, J.G.; BARBOSA FILHO, J.M.; SOUSA, F.C.F.; FONTELES, M.M.F.; LEAL, L.K.A.; QUEIROZ, M.G.R.; VASCONCÊLOS, S.M.M. Atividade farmacológica da monocrotalina isolada de plantas do gênero *Crotalaria*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 3, p. 453-458, 2010.
- HOULIHAN, D.; BOUJARD, T.; JOBLING, M. **Food Intake in Fish**. Malden, Massachusetts, USA: Blackwell Science. 2001. 418p.
- JAHAN, P.; WATANABE, T.; KIRON, V.; SATOH, S. Balancing protein ingredients in carp feeds to limit discharge of phosphorus and nitrogen into water bodies. **Fisheries Science**, v. 69, p. 226-233, 2003.
- KIRON, V. Fish immune system and its nutritional modulation for preventive health care. **Animal Feed Science Technology**, v. 173, p. 111-133, 2012.
- KUBITZA, F. Micotoxinas e seus efeitos sobre os peixes. **Panorama da Aquicultura**, v. 20, n. 121, p. 14-23, 2010.
- KUBITZA, F. **Nutrição e alimentação dos peixes cultivados**. Campo Grande, MS: [s.n.], 1998.
- LOVELL, T. **Nutrition and feeding of fish**. 2.ed. Boston, USA: Kluwer Academic Publishers, 1998. 267p.
- MAGALHAES, C.A.; TANIGUCHI, S.; CASCAES, M.J.; MONTONE, R.C. PCBs, PBDEs and organochlorine pesticides in crabs *Hepatus pudibundus* and *Callinectes danae* from Santos Bay, State of Sao Paulo, Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, v. 64, p. 662-667, 2012.
- MEURER, F.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W.R.; SCHAMBER, C.R.; BOMBARDELLI, R.A. Fontes protéicas suplementadas com aminoácidos e minerais para a tilápia do Nilo durante a reversão sexual. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 34, n. 1, p. 1-6, 2005.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL [NRC]. **Nutrient requirements of fish**. Washington, DC: National Academic Press, 1993. 102p.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL [NRC]. **Nutrient requirements of fish and shrimp**. Washington, DC: National Academic Press, 2011. 376p.

- OLVERA-NOVOA, M.A.; OLIVEIRA-CASTILLO, L.; MARTÍNEZ-PALACIOS, C.A. Sunflower seed meal as a protein source in diets for *Tilapia rendalli* (Boulanger, 1896) fingerlings. **Aquaculture Research**, v. 33, p. 223-229, 2002.
- OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998. 211p.
- PEREIRA-FILHO, M. Nutrição de peixes em cativeiro. In: VAL, A.L.; HONCZARYK, A. **Criando peixes na Amazônia**. Manaus: INPA, 1995. cap. 6, p. 61-74.
- PEZZATO, L.E.; BARROS, M.M.; FRACALOSSI, D.M.; CYRINO, J.E.P. Nutrição de peixes. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 5, p. 75-169.
- ROSTAGNO, H.S.; ALBINO, L.F.T.; DONZELE, J.L.; GOMES, P.C.; OLIVEIRA, R.F.; LOPES, D.C.; FERREIRA, A.S.; BARRETO, S.L.T. **Tabelas Brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais**. 3. ed. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2011. 252p.
- SALARO, A.L.; PEZZATO, L.E.; BARROS, M.M.; VICENTINI, C.A. Desempenho e espermatogênese de alevinos de tilápia alimentados com farelo ou farinha de semente de algodão. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 3, p. 449-457, 1999.
- SANTOS, P.L.; LEAH, M.L. Role of nutrients in skeletal metabolism and pathology in fish — An overview **Aquaculture**, v. 267, p. 3-19, 2007.
- SILVA, M.R.; SILVA, M.A.A.P. Fatores antinutricionais: inibidores de proteases e lectinas. **Revista de Nutrição**, v. 13, p. 3-9, 2000.
- SOARES, C.M.; HAYASHI, C.; FARIA, A.C.E.A.; FURUYA, W.M. Substituição da proteína do farelo de soja pela proteína do farelo de canola em dietas para a tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) na fase de crescimento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 30, p. 1172-1177, 2001.
- SOARES, C.M.; HAYASHI, C.; FURUYA, V.R.B.; FURUYA, W.M.; GALDIOLI, E.M. Substituição parcial e total da proteína do farelo de soja pela proteína do farelo de canola na alimentação de alevinos de piavuçu (*Leporinus macrocephalus*, L.). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 29, p. 15-22, 2000.
- SOUZA, S.R.; HAYASHI, C. Avaliação do farelo de algodão na alimentação de alevinos de tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* L.). **Zootecnia Tropical**, v. 21, n. 4, p. 383-398, 2003.
- TAVECHIO, W.L.G.; GUIDELLI, G.; PORTZ, L. Alternativas para a prevenção e o controle de patógenos em piscicultura. **Boletim Instituto de Pesca**, v. 35, n. 2, p. 335-341, 2009.
- UNITED NATIONS ENVIRONMENT PROGRAMME [UNEP]. **Master list of actions: on the reduction and/or elimination of the releases of persistent organic pollutants**. 5. ed., Geneva: UNEP Chemicals., 2003, 441p.
- WEBSTER, C.D.; LIM, C.E. **Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture**. Wallingford, UK: CAB International, 2002, 418 p.

11. Bibliografia recomendada

- BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2 ed. Santa Maria: Ed. da UFSM, 2010. 608p.
- FRACALOSSO, D.M.; CYRINO, J.E.P. **NUTRIAQUA: nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira**. Florianópolis: Sociedade Brasileira e Aquicultura e Biologia Aquática, 2012. 375 p.
- HALVER, J.E.; HARDY, R.W. **Fish Nutrition**. 3. ed. San Diego, California, USA: Academic Press, 2002. 824p.
- HOULIHAN, D.; BOUJARD, T.; JOBLING, M. **Food intake in fish**. Malden, Massachusetts, USA: Blackwell Science, 2001. 418p.
- LOVELL, T. **Nutrition and feeding of fish**. 2. ed. Boston, USA: Kluwer Academic Publishers, 1998. 267p.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL [NRC]. **Nutrient requirements of fish and shrimp**. Washington, DC: National Academic Press, 2011. 376p.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL [NRC]. **Nutrient requirements of fish**. Washington, DC: National Academic Press, 1993. 102p.
- PEZZATO, L.E.; BARROS, M.M.; FRACALOSSO, D.M.; CYRINO, J.E.P. Nutrição de peixes. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 5, p. 75-169.
- ROSTAGNO, H.S.; ALBINO, L.F.T.; DONZELE, J.L.; GOMES, P.C.; OLIVEIRA, P.C.; LOPES, D.C.; FERREIRA, A.S.; BARRETO, S.L.T.; EUCLIDES, R.F. **Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais**. 3. ed. Viçosa: UFV, 2011. 252p.
- WEBSTER, C.D.; LIM, C.E. **Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture**. Wallingford, UK: CAB International, 2002, 418 p.

Capítulo 7

Princípios básicos de sanidade de peixes

*Marina Keiko Pieroni Iwashita
Patricia Oliveira Maciel*

1. Introdução

Todo empreendimento de produção animal, independente do sistema, está suscetível à ocorrência de doenças. Frequentemente, profissionais de aquicultura, estudantes e produtores rurais são desafiados em face dos problemas sanitários nas criações de peixes. Geralmente, esses problemas são causados por falhas no manejo mas também podem ocorrer devido a fatores ambientais, como estiagens, mudanças bruscas de temperatura, dentre outros.

O aumento da demanda por proteína de origem animal tem estimulado um crescimento rápido da produção de peixes. O confinamento e a intensificação dos cultivos são estratégias que visam o aumento da produtividade, contudo, as altas densidades de estocagem podem comprometer o estado de saúde dos peixes e aumentar o risco de infecções. A incidência de problemas sanitários em cultivos de peixes reflete em perda econômica e pode levar, em casos mais graves, à completa falência de um empreendimento. Os custos econômicos decorrentes da incidência de problemas sanitários em cultivos são a melhor forma de avaliação dos danos gerados e priorizam a adoção de medidas adequadas de manejo.

Este capítulo foi elaborado para orientar o leitor sobre as práticas de manejo sanitário nas criações de peixes, com ênfase especial nas técnicas de profilaxia de doenças, uma vez que, instalada uma doença na criação, o controle e tratamento são muito difíceis ou ineficazes. Além disso, são abordadas informações relacionadas à identificação das doenças mais comuns de peixes cultivados no Brasil.

2. Fisiologia de peixes aplicada à sanidade

Os peixes, assim como outros animais, apresentam um complexo sistema de defesa do organismo. Este é denominado sistema imunológico, cuja função é proteger o peixe das infecções e permitir que os processos patológicos, infecciosos ou parasitários tenham uma duração limitada, com poucas lesões residuais no organismo. Esse autocontrole é possível pela existência dos mecanismos de defesa inespecíficos e específicos nos peixes (Figura 1).

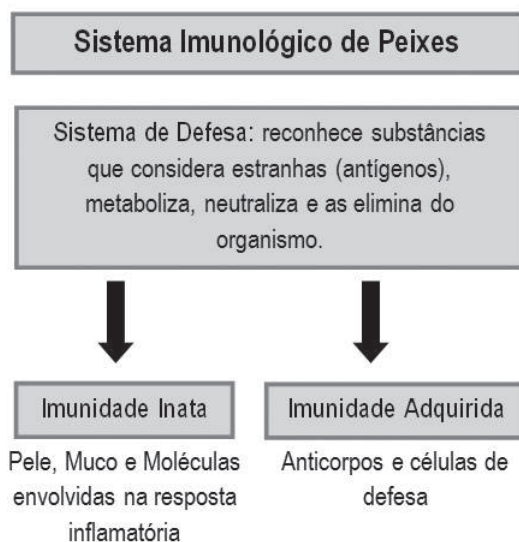


Figura 1. Mecanismos de defesa imunológica dos peixes. Imagem: Patrícia O. Maciel.

2.1. Defesa inespecífica

A defesa inespecífica, também chamada de imunidade inata, natural ou rápida, refere-se aos mecanismos que já nascem com o indivíduo. Trata-se da primeira linha de defesa dos peixes e tem a função de reconhecer e evitar a entrada de antígenos no organismo. Esta defesa é composta por uma série de barreiras como a pele, as escamas, o muco e alguns componentes biológicos, como as células fagocíticas presentes no sangue (Figura 2), células *natural killer*, proteínas plasmáticas e sistema complemento. A manutenção da integridade dessas barreiras é essencial para o funcionamento do sistema imunológico. Os componentes biológicos da imunidade inespecífica como as células de defesa do sangue e as moléculas químicas, atuam no processo inflamatório, que é um mecanismo de defesa do organismo, e é iniciado perante uma lesão tecidual.

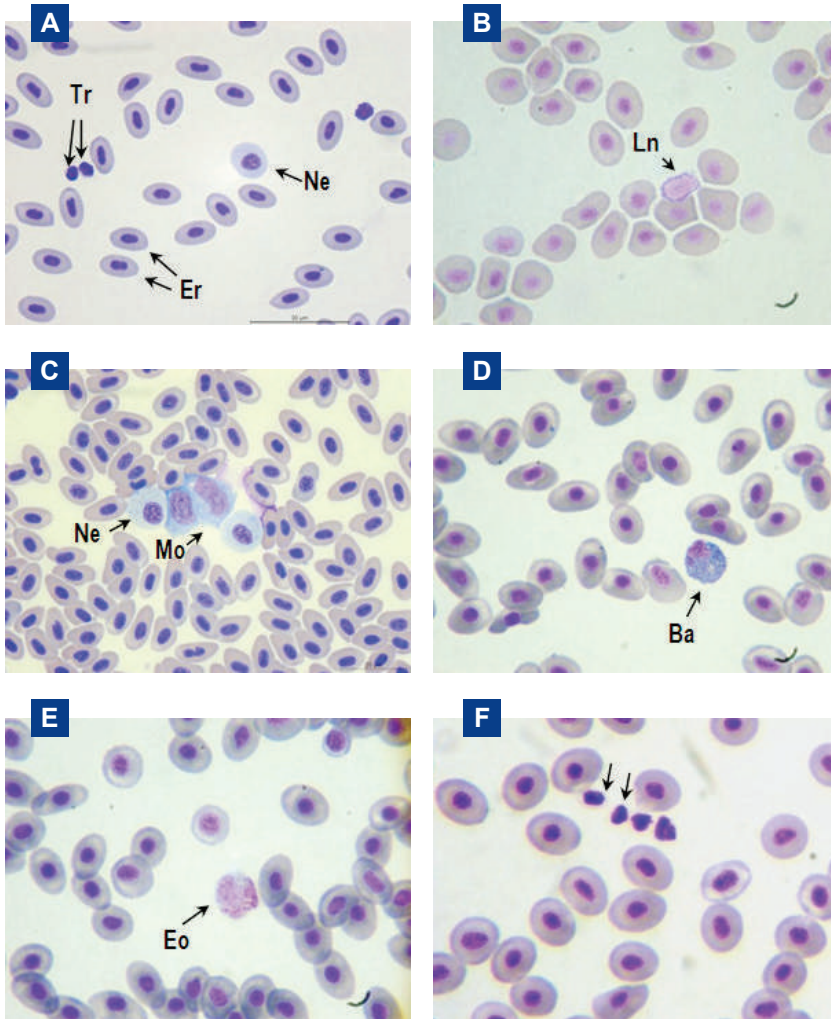


Figura 2. Células do sangue e de defesa de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) coradas com Rosenfeld e observadas sob microscopia de luz indicadas por setas (→): (A) eritrócitos (Er), neutrófilos (Ne) e trombócitos (Tr); (B) linfócito (Ln); (C) neutrófilo (Ne) e monócitos (Mo); (D) basófilo (Ba); (E) eosinófilos (Eo); (F) trombócitos (→). Aumento de 1000x. Imagens: Marina K. P. Iwashita.

A pele é o órgão que separa o organismo do meio ambiente e constitui a primeira barreira física contra injúrias e entrada de patógenos. Possui células secretoras que produzem muco, em maior ou menor quantidade, de acordo com a exposição a injúrias, cuja função é eliminar micro-organismos, evitar a adesão de patógenos, auxiliar na osmorregulação e reduzir o atrito do corpo do peixe com a água, além de facilitar a natação. O muco possui ainda substâncias químicas, como as lisozimas, que agem contra a parede bacteriana. Os peixes escamados têm uma proteção extra, que é a camada de queratina que constitui as escamas.

2.2. Defesa específica

A imunidade específica, também chamada de adquirida ou lenta, consiste de mecanismos capazes de reconhecer e combater organismos estranhos aos quais os peixes foram expostos ao longo da vida. Por isso, peixes jovens apresentam uma capacidade de defesa menor do que adultos, uma vez que foram expostos a um menor número de antígenos.

A defesa específica é mais eficiente no combate às infecções causadas por vírus, bactérias e fungos. Os órgãos envolvidos na imunidade específica são o rim, o baço, o timo e o tecido linfóide associado à mucosa intestinal. Esses órgãos produzem células específicas de defesa, os linfócitos (Figura 2B), que podem ser de dois tipos. Os do tipo T têm função de destruição ativa dos patógenos, enquanto os linfócitos tipo B originam os anticorpos, que são proteínas de memória imunológica, responsáveis pelo reconhecimento e neutralização dos antígenos.

Fatores externos como variações no meio ambiente (qualidade da água e temperatura), estado nutricional dos peixes (avitaminose e desnutrição), estresse oriundo de práticas de manejo e desafios naturais afetam diretamente os mecanismos de defesa e comprometem o estado fisiológico dos peixes. A maneira encontrada pelos peixes para reagir a esses desafios químicos, físicos e biológicos é desencadear mudanças fisiológicas na tentativa de compensar tais alterações. Esta reação do corpo é denominada resposta ao estresse. Dependendo da intensidade e duração da condição estressante, a saúde do peixe pode ser prejudicada.

As respostas ao estresse são divididas em primárias, secundárias e terciárias. As respostas primárias são desencadeadas pelo sistema neuroendócrino, que percebe estímulos do meio e reage através da liberação de hormônios como a adrenalina e noradrenalina, que são catecolaminas, e o cortisol, que é um hormônio corticosteroide.

As respostas secundárias caracterizam-se pelos efeitos imediatos desses hormônios na circulação e nos tecidos. Ocorrem hiperglicemia e modificação no eritrograma e leucograma, diminuição da concentração de íons no sangue, mobilização do conteúdo hídrico nos tecidos e aumento da taxa metabólica. Estas respostas primárias e secundárias são alterações não perceptíveis pelo produtor e ocorrem frequentemente quando há alguma perturbação no meio ambiente.

As respostas terciárias aparecem tardiamente em consequência do estresse prolongado e afetam o animal como um todo. Concentrações elevadas de catecolaminas e corticosteroides no organismo do peixe comprometem a produção das células de defesa do sangue, e, conseqüentemente, os peixes tornam-se suscetíveis às doenças. Essas respostas são percebidas facilmente, pois são observadas modificações

nos padrões comportamentais, como falta de apetite, baixo índice de crescimento e reprodução, além de diminuição da resistência às doenças. As respostas e sua intensidade podem variar de acordo com a espécie de peixe e de indivíduo para indivíduo.

Recomendações técnicas

1. Evite lesões durante o manejo e transporte. Deve-se preservar a pele, as escamas e o muco, pois podem expor o organismo a agentes etiológicos;
2. Não use medicamentos sem prescrição, pois pode comprometer a produção de muco;
3. Boa qualidade da água e fornecimento de alimentos nutricionalmente equilibrados indicados para cada espécie contribuem para a manutenção da imunidade dos peixes;
4. Os peixes jovens devem receber atenção redobrada quanto à alimentação e redução dos níveis de estresse no cultivo;
5. Sinais clínicos como falta de apetite, baixo índice de crescimento e reprodução e diminuição da resistência a doenças podem ser indicativos de estresse nos peixes.

3. Manejo sanitário na piscicultura

O ambiente de cultivo aquático proporciona naturalmente o crescimento e a multiplicação de patógenos. A prática de manejo inadequada compromete o equilíbrio entre patógeno, hospedeiro e ambiente (Figura 3), estimulando a transmissão de doenças, que pode ser vertical ou horizontal. A transmissão vertical é aquela passada dos reprodutores para os ovos por meio dos gametas. A prática de desinfecção de ovos fertilizados, principalmente no cultivo do salmão (*Salmo* sp. e *Oncorhynchus* sp.), previne a transmissão de doenças para seus descendentes. Na transmissão horizontal ou cruzada ocorre a transferência do patógeno de um indivíduo contaminado para o sadio, por contato. As formas de infecção incluem a via oral, por meio da ingestão de água e alimentos contaminados, pele, brânquias, narinas, ânus, vetores, como insetos e moluscos, fômites, como puçás e baldes, dentre outros.

A eficácia na instalação de um programa sanitário nas pisciculturas depende de três fatores: conhecimento das técnicas de medidas sanitárias, assistência técnica de um profissional capacitado e fiscalização nas criações e no transporte de peixes, a fim de se evitar a disseminação de doenças.

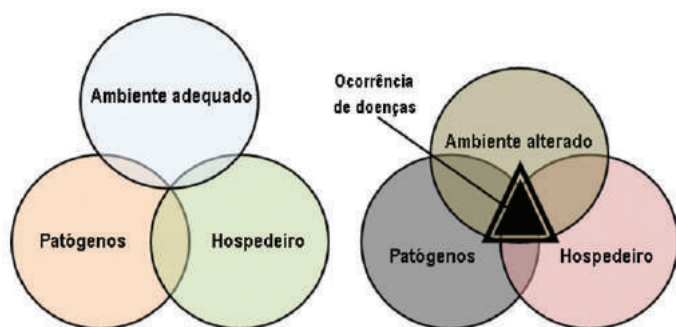


Figura 3. Triade representando a interação entre patógeno, hospedeiro e ambiente. Ilustração: Patrícia O. Maciel.

No desenvolvimento da atividade aquícola, recomenda-se que toda ação seja planejada e acompanhada por um técnico. A redução do risco financeiro na operação aquícola e o aumento do lucro justificam a implantação do manejo sanitário, pois gera competitividade e permite ao produtor diferenciar seu produto final (Figura 4). As práticas de manejo sanitário aplicam-se aos laboratórios produtores de larvas, às pisciculturas de recria e/ou engorda, ao transporte e ao processamento de peixes e contribui para o equilíbrio com o meio ambiente, melhoria das condições de trabalho, manutenção da saúde dos animais e qualidade e segurança do alimento produzido. De modo geral, a incidência de doenças no cultivo de peixes ocorre quando práticas de manejo adequadas não são implantadas, o que ocasiona perda de peixes por doenças e uso indiscriminado de drogas. A implantação de um manejo sanitário adequado considera todo o sistema de produção e os aspectos gerais de manejo zootécnico, detalhados a seguir.

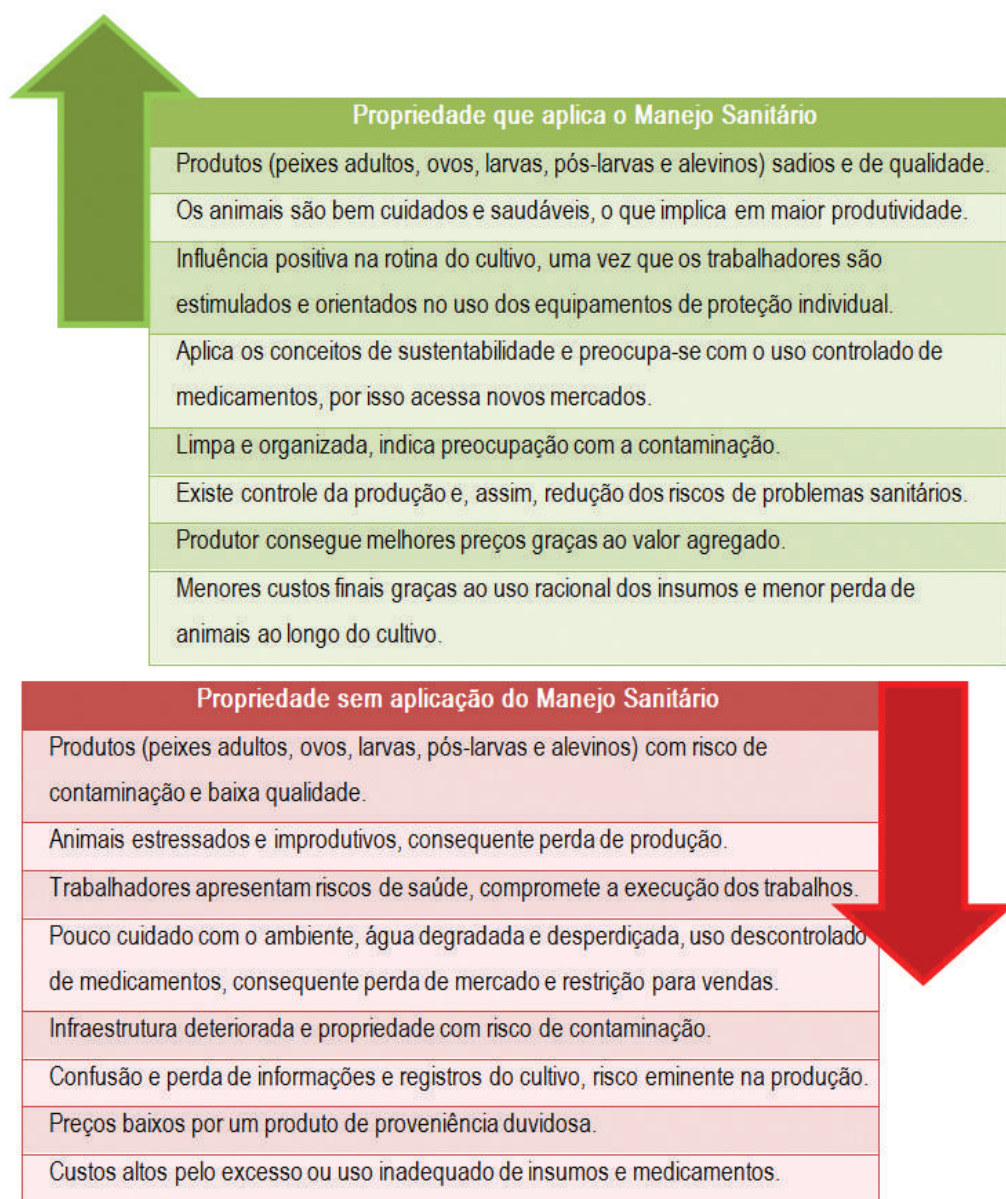


Figura 4. Benefícios da aplicação do manejo sanitário em propriedades piscícolas. Adaptado de CATI, 2010.

3.1. Coleta de dados

A coleta de dados do cultivo é uma prática que deve ser adotada pelo produtor, pois permite controlar o sistema de forma contínua, além de auxiliar na identificação de problemas mediante a interpretação dos dados coletados. As anotações podem ser feitas em cadernos de registro, individualizados por viveiro para facilitar a interpretação

dos dados. Serão úteis para realização de manejos e tomada de decisões e auxiliarão o profissional responsável na implementação de medidas profiláticas e/ou terapêuticas pertinentes. O registro deve conter o histórico de cada viveiro:

- (a) Data do povoamento inicial e especificação do manejo adotado; horário do povoamento; tempo e tipo do transporte (embalagens plásticas ou caixas de transporte); povoamento com pós-larvas ou alevinos; quantidade de transferências ou repicagens;
- (b) Origem dos peixes: da natureza, local onde foram coletados; de piscicultura, nome e endereço da piscicultura, quantidade e idade dos peixes;
- (c) Dados sobre preparação e manutenção dos viveiros, produtos e quantidades utilizadas: cal, calcário, adubos orgânicos ou inorgânicos, inseticidas para controle de predadores;
- (d) Dados sobre manejo alimentar: horários e frequência de arraçoamento, quantidade e marca da ração utilizada, nível de proteína, alteração de comportamento alimentar;
- (e) Dados de qualidade da água: temperatura, pH, oxigênio dissolvido, transparência, alcalinidade, dureza e renovação. Registrar, também, a temperatura ambiente e características do clima, principalmente quanto ao regime de chuvas;
- (f) Dados de produtividade: biometrias, ganho em peso, crescimento total, taxa de conversão alimentar;
- (g) Datas de despesca, transferência ou introdução de peixes no viveiro: registrar origem e destino dos peixes;
- (h) Registro de mortalidades: data e quantidade de peixes mortos. Se souber, registrar a causa;
- (i) Registro de produtos ou medicamentos usados: doses utilizadas, mesmo que estes não sejam aprovados para uso na aquicultura;
- (j) Data da visita do técnico e registro se houve alguma orientação específica.

3.2. Desinfecção

A desinfecção compreende a aplicação, de produtos direcionados a destruir ou inativar os agentes causadores de doenças nos animais. Este procedimento se aplica aos estabelecimentos de cultivo, como os laboratórios produtores de alevinos e pisciculturas de recria e engorda de peixes, veículos, equipamentos e utensílios.

Os procedimentos de desinfecção devem ser realizados por técnicos munidos de equipamentos de proteção individual (EPI) que compreendem botas, luvas, máscaras, óculos e vestuário adequado, como roupas impermeáveis para uso na água, que protegem a saúde do trabalhador. No processo de desinfecção podem ser empregados agentes físicos, como raios-X, luz ultravioleta, e agentes químicos.

3.2.1. Desinfecção de estruturas de cultivo

A desinfecção do viveiro deve ser feita após a última despesca e antes que seja introduzido um novo lote de peixes. Os viveiros escavados deverão estar secos por exposição ao sol por 10 dias, procedendo-se à aplicação de cal virgem (óxido de cálcio - CaO) no fundo, nas poças de água temporárias, nas paredes e topos de taludes, na dose de 200 a 400 g de CaO/m². Em contato com a água, a cal virgem promove uma elevação brusca da temperatura e do pH, que culmina na disponibilização da amônia tóxica presente na água e sedimento, condição que elimina muitos organismos potencialmente patogênicos e seus vetores, como caramujos e peixes invasores. A cal virgem não deve ser aplicada durante o cultivo, pois pode causar mortalidade nos peixes. Em seguida, os viveiros escavados devem receber calcário agrícola e adubo (orgânico ou químico), seguindo as recomendações indicadas.

Em tanques de alvenaria, produtos químicos à base de cloro ou aldeídos podem ser aplicados, desde que recomendados e acompanhados por técnicos habilitados. Nesses casos, o tanque deve ser posteriormente enxaguado com água limpa para a retirada de resíduos.

3.2.2. Limpeza e desinfecção de equipamentos e utensílios

A limpeza e desinfecção devem ser realizadas em todos os equipamentos, utensílios e fômites utilizados, como baldes, peneiras, bacias, redes, tanques, caixas de água e incubadoras, bem como no piso e paredes dos laboratórios. Deve ser executada antes e depois do uso e, principalmente, quando se utiliza o mesmo utensílio de um viveiro para o outro. A limpeza deve ser efetuada inicialmente com água corrente ou sob pressão, para retirar resíduos mais grossos, restos de animais, poeira, plantas e matéria orgânica. Esta prática deve ser adotada, pois os agentes desinfetantes não são eficazes na presença de matéria orgânica em abundância. Os principais grupos de desinfetantes usados na aquicultura e sua aplicação encontram-se na Tabela 1. A higienização dos trabalhadores é também uma medida para prevenir a transmissão de doenças.

Tabela 1. Principais grupos de desinfetantes para uso na aquicultura, doses e recomendações.

Grupos de desinfetantes	Descrição/ Indicação	Doses	Recomendações
Compostos à base de cloro	- Compostos à base de hipoclorito; - São corrosivos; - Eficácia é afetada pela matéria orgânica, pH e temperatura; - Indicados para desinfetar utensílios, fômites e o ambiente (laboratórios).	- Pó de hipoclorito de cálcio 65% (0,32 g/L água); - Cloro comercial líquido 2,5% (10 mL/L água).	- Deve ser utilizado em áreas ventiladas, pois libera um gás tóxico; - O cloro é tóxico para os peixes, portanto os utensílios devem ser muito bem enxaguados com água corrente antes do uso; - O contato prolongado corrói metais e destrói redes.
Aldeídos	- Compostos mais comuns são formaldeídos; - Têm ação microbiocida, contudo funciona mais lentamente que o glutaraldeído; - O formol ou formalina contém 34-40% de formaldeído.	- Para desinfecção de equipamentos: Formalina comercial 5% (27 a 220 mL/L água).	- Os formaldeídos são desinfetantes muito potentes, mas são muito tóxicos para humanos e animais; - Os produtos de formaldeído devem ser usados como último recurso e sob a supervisão de um profissional treinado e em local bem ventilado.
Compostos à base de iodo	- Compostos à base de iodo, geralmente combinados com detergentes; - Podem ser usados como desinfetantes e antissépticos.	- Para higienização das mãos, usa-se 200 mg de iodo/L de água.	- O iodo penetra rapidamente através da parede celular de micro-organismos, levando a uma destruição do conteúdo intracelular.

3.3. Qualidade da água e as doenças ambientais

Alterações do ambiente aquático influenciam a saúde dos peixes e mesmo pequenas alterações são suficientes para desencadear estímulos estressores nos animais, predispondo-os a doenças infecciosas. Contudo, existem doenças causadas

diretamente pelas alterações nas condições ambientais, como a Síndrome do Sangue Marrom, a Doença Ambiental das Brânquias e a Síndrome da Bolha de Gás, que serão abordadas adiante. Embora estas não sejam infecciosas, atuam como porta de entrada para infecções por outros agentes patogênicos, como bactérias, fungos, vírus e alguns parasitos, e devem ser diagnosticadas quando são de causa primária. Nesse caso, as medidas curativas e preventivas serão assertivas.

A aferição das variáveis da água, como concentração de amônia e nitrito, temperatura, concentração de oxigênio dissolvido, transparência e pH, permite avaliar a necessidade de adequação da água para o cultivo, que pode ser por meio da renovação, adubação, controle de plantas aquáticas como as macrófitas e as algas filamentosas, além da alimentação dos peixes.

Macrófitas e outras algas presentes na água associadas a altas temperaturas elevam sua taxa fotossintética e podem supersaturar o ambiente com gases, geralmente nitrogênio e oxigênio. O mesmo tipo de situação pode ser observado quando se abastece o viveiro com água proveniente de quedas de água, quando existe muita aeração nos tanques e durante o transporte. Nessas condições, ocorrem sinais clínicos nos peixes como os da Síndrome da Bolha de Gás. Os peixes acometidos apresentam dificuldades respiratórias, letargia e alterações no comportamento. Há formação de bolhas de gás no sangue, nos tecidos e nos órgãos, hemorragias no tegumento (Figura 5A), e podem ser visíveis pequenas bolhas de ar na superfície do corpo dos peixes.

O acúmulo de matéria orgânica em decomposição, associado a baixas concentrações de oxigênio resulta em excesso de nitrito (NO_2^-) na água e pode causar a Síndrome do Sangue Marrom nos peixes. As altas concentrações de nitrito competem com o íon cloreto (Cl^-) da água e forçam a entrada de nitrito pelas brânquias para o sangue dos peixes. A hemoglobina das hemácias é oxidada pelo nitrito formando metahemoglobina. Desse modo, o sangue perde a sua capacidade de transportar oxigênio para os tecidos, o peixe sofre pela dificuldade respiratória e morre por asfixia. Com a formação da metahemoglobina, a coloração vermelha do sangue se torna escurecida, até marrom, sinal clínico dessa síndrome (Figura 5B). A situação pode ser revertida com o aumento da concentração de íons cloreto na água, com o uso do sal de cozinha.

As brânquias quando são expostas continuamente às más condições ambientais, desenvolvem a Doença Ambiental das Brânquias (DAB), que se manifesta pela inflamação e necrose das brânquias, que se apresentam com coloração pálida e/ou amarronzada (Figura 5C). A etiologia da DAB pode ser ampla, mas ocorre principalmente pela ação do uso indiscriminado de produtos químicos, medicamentos, por intoxicação por amônia, frequente exposição a baixas concentrações de oxigênio ou altos valores de pH, altas concentrações de sólidos em suspensão e matéria orgânica na água.

A baixa transparência causada pela grande quantidade de material em suspensão na água, conhecida como turbidez elevada, pode provocar lesões nos filamentos branquiais (Figura 5D), que comprometem as trocas gasosas e favorecem a proliferação de patógenos. Além disso, a água de abastecimento da piscicultura deve ser livre de contaminação por dejetos orgânicos, como excretas de animais de criação e do homem, e não conter resíduos químicos industriais e da agricultura. Conhecer a origem da água é tão importante quanto conhecer as atividades das propriedades vizinhas, para evitar contaminações externas. Por exemplo, o vinhoto, um produto residual das usinas de beneficiamento de cana-de-açúcar, pode causar intoxicação e morte de peixes.

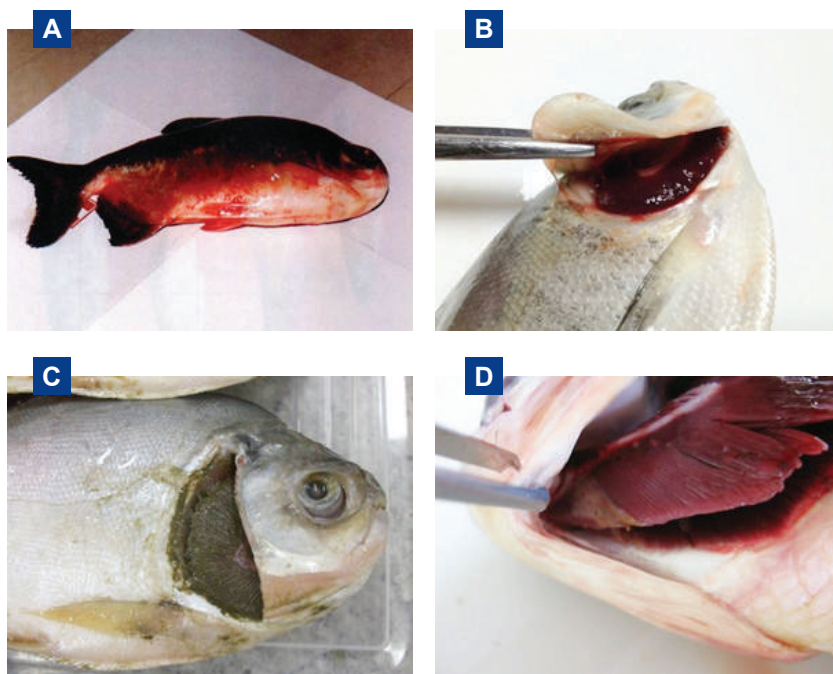


Figura 5. Doenças ambientais: Síndrome da Bolha de Gás (A); Síndrome do Sangue Marrom (B); Doença Ambiental das Brânquias (C e D). Fotos : (A) Julio H. Leonhardt; (B) Marina K. P. Iwashita; (C e D) Patricia O. Maciel.

As entradas e saídas de água dos viveiros devem ser independentes, ou seja, os viveiros não devem ter comunicação entre si. Isto evita o deslocamento de água, que carrega o excesso de matéria orgânica entre os viveiros e favorece a transmissão de patógenos. Dessa forma, é mais fácil realizar o isolamento de um viveiro que venha apresentar problemas sanitários. Além disso, a instalação de telas na tubulação de entrada de água e na saída dos viveiros evita que animais externos, como peixes selvagens, anfíbios e caramujos sejam introduzidos nos tanques através da água de abastecimento. Esses animais são potenciais transmissores de doenças.

Recomenda-se o uso da tela tipo *bag* com mais de 2 metros de extensão, para que o conteúdo que venha junto com a água de abastecimento seja armazenado dentro da tela sem entupi-la, permitindo, assim, o seu fluxo adequado. Na saída de água dos viveiros, as telas evitam o escape de peixes, principalmente em cultivos de espécies exóticas ou híbridas. Ainda, orienta-se que a saída de água seja realizada pelo fundo dos viveiros, com descarte, quando necessário, em tanques de decantação. Essa água possui menor concentração de oxigênio, pois é no fundo dos viveiros que se depositam os dejetos dos peixes, restos de ração e de animais mortos, fito e zooplâncton.

3.4. Aquisição de animais para a piscicultura

Os animais recém-adquiridos devem ser mantidos em observação para se verificar sinais clínicos indicativos de doenças e prevenir a entrada de novos patógenos no cultivo. Esse período é denominado quarentena, cujo procedimento deve ser feito em área isolada das demais estruturas de cultivo e dos animais da criação, com abastecimento e esgotamento de água independente. Além disso, essa área precisa estar próxima à entrada da piscicultura, a fim de evitar que o veículo transportador dos animais recém-chegados não percorra a área interna da propriedade e não despeje a água do transporte em locais comuns.

A quarentena dos peixes pode ser realizada em viveiros escavados, tanques ou caixas, dependendo da quantidade, do tamanho e das condições dos animais. O tempo de isolamento deve ser o suficiente para a manifestação de possíveis doenças, ou seja, acima de 20 dias e inferior a 40. O acompanhamento pode ser feito por amostragem do lote, e recomenda-se realizar a necropsia em 0,5-1% dos animais do lote, observar os órgãos internos e buscar por patologias e agentes etiológicos causadores de doenças. Contudo, em se tratando de reprodutores, considera-se imprescindível realizar o acompanhamento individual e observar o aparecimento de sinais clínicos, sem o sacrifício do peixe. Se necessário, os animais devem receber os tratamentos terapêuticos e/ou profiláticos, conforme recomendações de um técnico capacitado.

Na busca por uma diversidade no plantel de reprodutores, a introdução de animais selvagens é uma prática comumente realizada em pisciculturas de reprodução, larvicultura e alevinagem. Porém, os peixes da natureza podem estar infectados por parasitos e outros patógenos até então não existentes no ambiente de cultivo. Sabe-se que muitos patógenos isolados de populações da natureza têm sido encontrados em peixes de cultivo, contudo a dinâmica ambiental e ecológica nesses dois sistemas é diferente. Em ambiente natural, raramente esses patógenos levam à mortalidade

dos peixes. Entretanto, condições do ambiente de cultivo, como altas densidades de estocagem, estresse de confinamento ou alimentação inadequada, podem resultar no aparecimento de doenças.

Para evitar a introdução de animais doentes ou que receberam anteriormente algum tratamento inadequado, recomenda-se adquirir animais de pisciculturas onde são aplicadas práticas de manejo adequadas. Verifique a documentação obrigatória que acompanha o lote dos animais transportados. Dentro do território nacional, a documentação obrigatória consta de Guia de Trânsito Animal, Atestado Sanitário e Liberação do IBAMA¹, dependendo da espécie transportada. Estes são documentos importantes para controle interno da propriedade e para alimentação dos sistemas de vigilância sanitária no país.

A movimentação de peixes entre diferentes bacias, países ou continentes pode trazer danos irreversíveis à aquicultura. Introduzir uma espécie em um novo habitat constitui risco ambiental e econômico. Espécies de peixe exóticas introduzidas no país podem trazer consigo agentes patogênicos que antes não existiam no local. É o caso da bactéria *Streptococcus agalactiae* introduzida no estado do Paraná com o aumento da tilapicultura e dos parasitos copépodes *Lernaea cyprinacea* e *Lamproglana* sp., introduzidos no país com a importação de carpas da Hungria e de tilápias, respectivamente. A introdução de espécies nativas não domesticadas para produção de híbridos, como o jundiá-da-Amazônia (*Leiarius marmoratus*) e a pirarara (*Phractocephalus hemiliopterus*), pode gerar consequências ainda não estimadas. Dessa forma, os selvagens recém-adquiridos não devem ser acondicionados com o restante do plantel, antes de passarem por um período de quarentena.

3.5. Procedimentos para manipulação dos peixes

Os procedimentos que envolvem manipulação dos peixes, como despesca, classificação, transporte e realocação, causam estresse nos animais e podem deixá-los mais suscetíveis a doenças. Assim, ao realizar tais procedimentos, o produtor deve seguir as seguintes recomendações:

- (a) Utilize equipamentos adequados, como redes de malhas correspondentes ao tamanho dos peixes, puçás, baldes, tanques de transporte e oxigênio;

¹ Informações sobre o trânsito de animais aquáticos são encontradas na Instrução Normativa nº 53, de 02.07.03, publicada no Diário Oficial da União de 04.07.03, Seção 1, Página 2, que aprova o Regulamento Técnico do Programa Nacional de Sanidade dos Animais Aquáticos (PNSAA).

- (b) Separe os equipamentos necessários para a despesca, remoção e realocação dos peixes, para evitar prolongamento do tempo das atividades sem necessidade;
- (c) Realize jejum antes da manipulação dos peixes para evitar comprometimento da qualidade da água e saúde dos animais;
- (d) Após a manipulação dos peixes, reavalie a necessidade de fornecimento de alimento, pois a ingestão é reduzida após o manuseio. O alimento não ingerido resulta em desperdício, além de prejudicar a qualidade da água;
- (e) Dê preferência pelos horários mais frescos do dia para realizar as práticas de manejo;
- (f) Respeite as densidades de estocagem nos tanques de transporte. Quanto maior a densidade, pior a qualidade da água e maior a chance de provocar ferimentos;
- (g) Evite a perda excessiva de muco e ferimentos nos peixes, pois são portas de entrada para infecções secundárias;
- (h) Use o sal de cozinha (cloreto de sódio, NaCl) durante as práticas de classificação e realocação de peixes (Tabela 2);
- (i) Acompanhe o comportamento dos animais por duas semanas após o povoamento e registre a ocorrência de mortalidade, que é considerada normal até 10%.

Tabela 2. Recomendações do uso do sal (cloreto de sódio, NaCl) na água de transporte e manejo de peixes.

Espécie	Quantidade de Sal (g/L)	Referências
Catfish (<i>Ictalurus punctatus</i>)	8	Davis; Simco, 2011
Curimbatá (<i>Prochilodus lineatus</i>)	5	Gonçalves et al., 2010
Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>)	9	Marchioro; Baldiserotto, 1998
Matrinxã (<i>Brycon amazonicus</i>)	6	Urbinati et al., 2006
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	8	Klein et al., 2009
Pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>)	10	Brandão et al., 2008
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	8	Gomes et al., 2003
Tilápia-do-Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>)	6-10	Oliveira et al., 2009; Bizarro et al., 2011

3.6. Gestão de resíduos e carcaças

Ao monitorar os viveiros, eventualmente encontramos peixes mortos. Esse evento pode acontecer com frequência após o transporte dos peixes, manipulação e realocações. Estes peixes devem ser retirados imediatamente, uma vez que servem como substrato para o desenvolvimento de micro-organismos potencialmente patogênicos.

A destruição correta dos peixes mortos contribui para a melhoria das condições ambientais e sanitárias na produção, além de evitar a disseminação de doenças. As opções de destino das carcaças apresentam vantagens e desvantagens, além de gerar impactos que precisam ser avaliados antes da adoção.

A construção de fossa séptica para acondicionar os peixes descartados deve ser feita em local seco, longe de lençóis freáticos, provida de um telhado e tampa de encaixe. Utiliza-se cal virgem para auxiliar na desinfecção das carcaças. A incineração de carcaças é vantajosa quando o volume de peixes é grande, mas depende de equipamento especial, como o incinerador. O equipamento deve ser instalado em local adequado, no sentido contrário ao vento e longe de galpões e áreas residenciais, devido à emissão de gases, que é uma desvantagem deste método. Já a fabricação de silagem com os restos de peixes mortos é obtida a partir da adição mínima de produtos químicos ou micro-organismos aos resíduos. Sua aplicação depende do volume de carcaça gerada, da aquisição das substâncias específicas e do destino da silagem. A compostagem das carcaças de peixes é uma técnica que promove a reciclagem da matéria orgânica durante o processo, o que gera um composto fertilizante que é indicado para adubação de plantas. Esse processo permite ainda a destruição de agentes causadores de doenças.

Recomendações técnicas

- 1.** Treine sua equipe para implantação do manejo sanitário na piscicultura. Tenha um técnico capacitado para orientação;
- 2.** Faça o acompanhamento individual dos viveiros por meio de coleta de dados. É importante para criar um histórico produtivo e auxiliar na identificação rápida de problemas;
- 3.** Fique atento à boa qualidade da água, pois grande parte das doenças é evitada ao controlar o ambiente de cultivo;
- 4.** Faça a desinfecção dos viveiros antes de receber um novo lote de peixes;
- 5.** Equipamentos de uso comum entre os viveiros devem ser sempre desinfetados antes ou depois do uso;
- 6.** Controle a entrada de animais estranhos ao cultivo – crustáceos, moluscos, outros peixes, anfíbios, aves, répteis e mamíferos;
- 7.** Conheça a procedência dos animais adquiridos e realize a quarentena antes de introduzir novos animais ao plantel;
- 8.** Realize os procedimentos adequados de manipulação dos peixes: evite adensamento, manejo nos horários mais quentes do dia, alimentação antes e após o transporte, utilize equipamentos indicados para cada fase de cultivo e faça aclimação dos peixes;
- 9.** Use o sal nas práticas de manejo;
- 10.** Remova peixes mortos e doentes dos viveiros e dê destino correto às carcaças;
- 11.** Não utilize medicamentos e quimioterápicos sem a indicação de um médico veterinário.

4. Principais doenças de peixes de cultivo

A ictiopatologia é o estudo das causas, consequências e tratamento das doenças dos peixes, estando diretamente relacionada com diversas áreas do conhecimento, como a patologia, a microbiologia, a parasitologia, a limnologia e a toxicologia. Na literatura médica, sintoma é qualquer alteração da percepção normal que um indivíduo tem de seu próprio corpo, do seu metabolismo, de suas sensações, podendo ou não consistir em um indício de doença. Sinais são alterações percebidas ou medidas por outra pessoa, geralmente um profissional de saúde. A diferença entre sintoma e sinal é que este pode ser percebido por outra pessoa, sem o relato ou

comunicação do paciente, enquanto o sintoma é a queixa relatada pelo paciente, mas que só ele consegue perceber. Assim, para identificar uma doença nos peixes, tem-se que atentar aos sinais clínicos que eles apresentam.

Os sinais clínicos mais comuns observados em peixes doentes são: hiporexia ou anorexia, inapetência, letargia, emagrecimento progressivo, escamas eriçadas, erosão de nadadeiras e brânquias, olhos opacos e/ou esbranquiçados, exoftalmia, inflamação de ânus, lesões em pele, mudanças na coloração de pele e alterações seja na coloração normal das brânquias e/ou brânquias expostas, seja no movimento opercular; seja no comportamento como natação errática, rodopio, saltos para fora da água e respiração na superfície aquática (Figura 6). Esses sinais clínicos são comuns a muitas doenças, por isso é importante associá-los a outros métodos para realizar o diagnóstico correto.

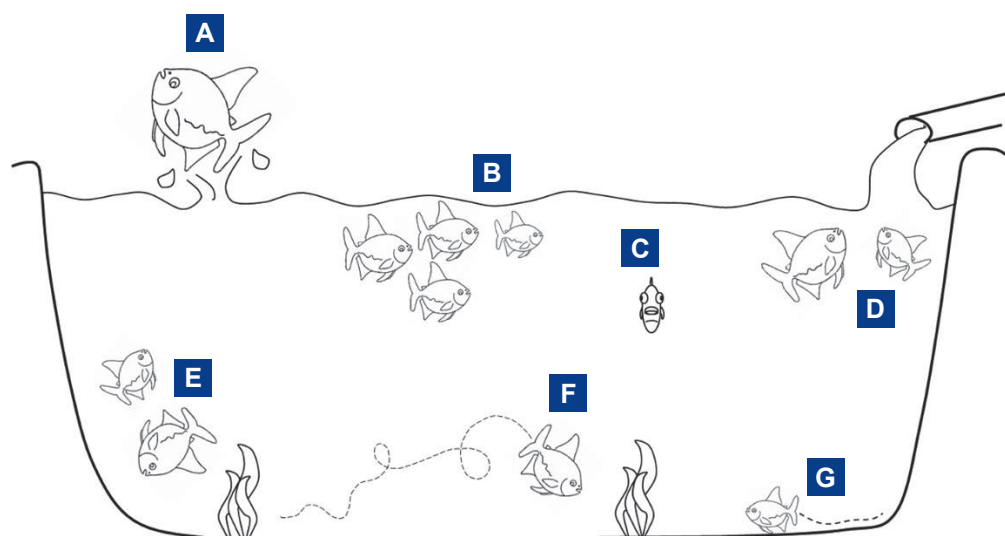


Figura 6. Sinais clínicos indicativos de doenças em peixes: (A) peixes saltando para fora da água; (B) natação na superfície; (C) exoftalmia e distensão abdominal; (D) concentração dos peixes na entrada de água do viveiro; natação com rodopios (E) e errática (F); isolamento e comportamento de se esfregar no fundo do viveiro (G). Ilustração: Marina K. P. Iwashita.

Os animais cultivados são continuamente expostos a uma diversidade de patógenos e condições adversas, que, somado a variações climáticas, agravam a proliferação desses organismos. Por outro lado, fatores intrínsecos do hospedeiro e do patógeno também estão envolvidos na disseminação de doenças, como o grau de imunidade do hospedeiro, a habilidade do agente patogênico infectá-lo, além da presença de hospedeiros intermediários e definitivos no ambiente de cultivo. Estes

conjuntos de fatores estão diretamente relacionados à manutenção do equilíbrio do sistema patógeno, hospedeiro e ambiente. Na natureza, os peixes abrigam uma diversidade de agentes causadores de doenças, entretanto não apresentam sinais de morbidade ou mortalidade com frequência. Estudos demonstram que o desequilíbrio ambiental gera condições adequadas para que os agentes etiológicos, que estão normalmente no ambiente, infectem os peixes, ocasionando surtos epizooticos com altas taxas de mortalidade.

Os agentes etiológicos causadores de doenças infecciosas nos peixes são variados e incluem proteínas modificadas, conhecidas como príons, vírus, bactérias, fungos, protozoários e parasitos (Figura 7). Doenças infecciosas, também conhecidas como transmissíveis ou de comunicação, compreendem doenças resultantes de infecção pela presença e crescimento de agente patogênico biológico em um hospedeiro. Em muitos casos, podem permanecer assintomáticas por um longo período de tempo. Algumas doenças de peixes, devido ao seu alto grau de infectividade e disseminação, constam em uma lista de comunicação obrigatória à Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) (Tabela 3).

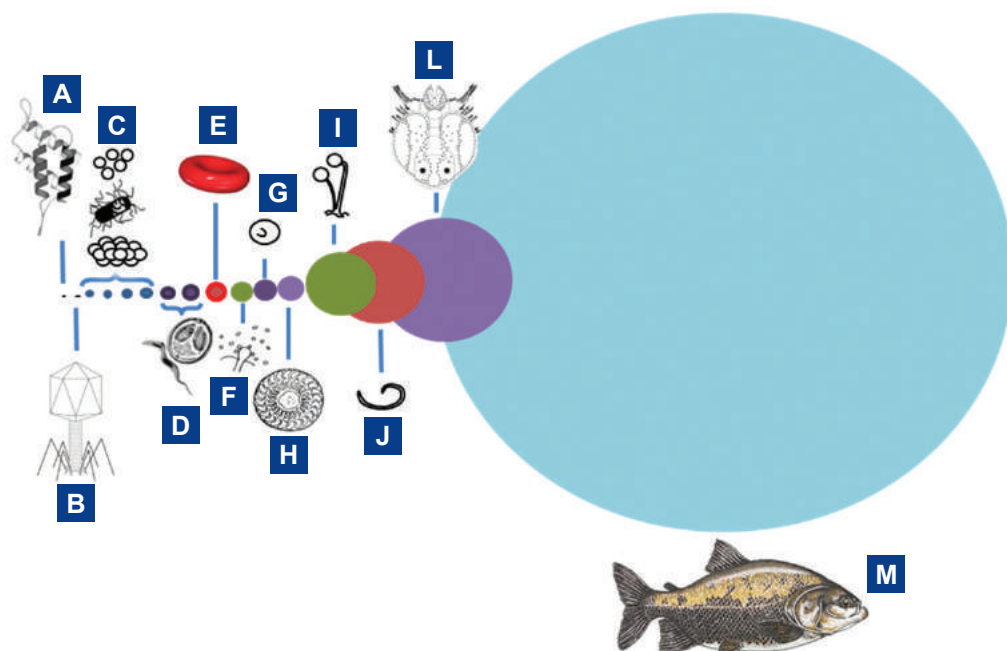


Figura 7. Tamanho médio relativo dos agentes patogênicos de peixes: (A) prion; (B) vírus; (C) bactérias; (D) parasitos intracelulares; (E) eritrócito; (F) esporos; (G) protozoários extracelulares; (H) ectoparasitos; (I) fungos; (J) vermes; (L) piolhos; (M) peixe/hospedeiro. Ilustração: Marina K. P. Iwashita.

Tabela 3. Doenças de peixes de comunicação obrigatória à OIE - Organização Mundial de Saúde Animal (Adaptado de OIE, 2013).

Doença	Agente causador
<i>Aeromonose</i>	<i>Bactéria</i>
<i>Anemia Infecciosa do Salmão</i>	<i>Vírus</i>
<i>Doença do Herpesvírus Koi</i>	<i>Vírus</i>
<i>Doença Iridoviral do Red Sea Bream</i>	<i>Vírus</i>
<i>Gyrodactilose (Gyrodactylus salaris)</i>	<i>Parasito</i>
<i>Necrose Hematopoiética Epizoótica</i>	<i>Vírus</i>
<i>Necrose Hematopoiética Infecciosa</i>	<i>Vírus</i>
<i>Septicemia Hemorrágica Viral</i>	<i>Vírus</i>
<i>Síndrome Ulcerativa Epizoótica</i>	<i>Vírus</i>
<i>Viremia Primaveril da Carpa</i>	<i>Vírus</i>

4.1. Doenças virais

Os vírus são agentes infecciosos com estrutura bastante simples, visto que apresentam somente uma ou algumas poucas moléculas de DNA ou RNA, revestidas por um envoltório proteico constituído de uma ou mais proteínas. Devido ao seu pequeno tamanho (20-300 nm), não podemos observá-los a olho nu. Os vírus multiplicam-se dentro das células dos hospedeiros e, por isso, são considerados parasitos intracelulares obrigatórios. Esses micro-organismos são importantes agentes patogênicos, pois são altamente infecciosos e não existem processos terapêuticos para as doenças que causam, porém técnicas de vacinação preventiva são eficazes no controle da infecção.

O diagnóstico é realizado com o isolamento dos vírus em órgãos, como rim, coração, baço e encéfalo. A cultura de vírus tem mais sucesso quando o isolamento é realizado no estado agudo da doença. Nas análises laboratoriais, são observados os efeitos que causam nas células que infectam, chamado efeito citopático. Outras análises, como a identificação rápida viral, podem ser feitas por meio de exames de imunofluorescência de anticorpos, em que as células que contém o vírus são marcadas com luminescência. A observação dos vírus é possível somente em microscópios especializados e, ao identificar a presença de um agente viral, deve-se comunicar os órgãos de fiscalização sobre o aparecimento da doença e evitar o contato dos animais infectados com os sadios. Para evitar a transmissão dos vírus, devem-se desinfetar os

equipamentos de uso comum, erradicar o vírus através da morte de todos os animais da criação, desinfetar os tanques de cultivo e realizar o vazio sanitário. A prevenção pode ser feita por meio de vacinação e pela eliminação de possíveis vetores.

a) Rhabdovirose

Os vírus promotores de doenças em peixes cultivados no Brasil pertencem ao gênero *Rhabdovirus* sp., causador da Viremia Primaveril das Carpas (Figura 8), Septicemia Hemorrágica Viral (SHV) e Necrose Hematopoiética Infecciosa (NHI). Os sinais clínicos associados são diversos: natação errática, anorexia, escurecimento corporal, hemorragias, brânquias pálidas, anemia generalizada, nodulações no corpo e ascite. O diagnóstico é feito pelo isolamento do vírus associado às análises laboratoriais dos órgãos afetados.

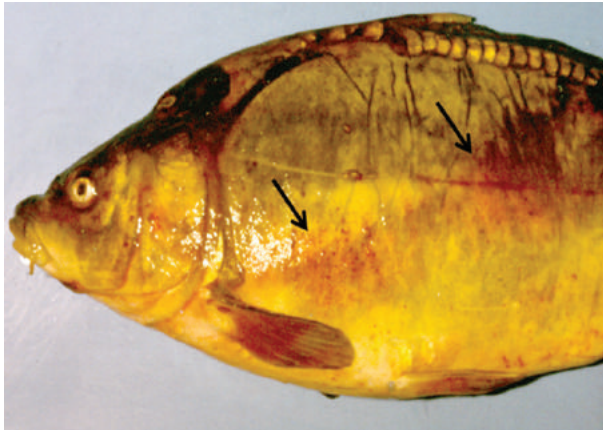


Figura 8. Carpa comum (*Cyprinus carpio*) infectada pelo Rhabdovírus com sinais de escurecimento corporal, hemorragias e petéquias (setas) na superfície do corpo. Foto: Julio H. Leonhardt.

A rhabdovirose é uma doença de comunicação obrigatória, na qual se deve evitar o contato dos animais sadios com os infectados e eliminar parasitos invertebrados do gênero *Argulus* e hirudíneos, que atuam como vetores na transmissão do vírus. Preventivamente, devem-se desinfetar os equipamentos de uso comum e orienta-se erradicar o vírus por meio do descarte de todos os peixes da criação. Em seguida, deve-se desinfetar os tanques de cultivo e realizar o vazio sanitário. Para evitar reincidências da doença, recomenda-se realizar a vacinação preventiva.

4.2. Doenças bacterianas

As bactérias são organismos unicelulares procariontes de tamanho microscópico, que variam de 0,2 μm até 0,7 mm, e são parte da comunidade bacteriana normal da água, sendo encontradas na pele e brânquias dos peixes. Apesar disso, em condições de desequilíbrio entre patógeno, hospedeiro e ambiente, apresentam capacidade de promover doenças nos peixes. As bacterioses podem ter origem primária ou secundária. Quando primárias, as bactérias possuem a capacidade de iniciar uma infecção no hospedeiro. Já bacterioses de origem secundária apenas se manifestam quando o peixe já apresenta um estado de debilidade, causado por algum outro tipo de agente etiológico ou condição ambiental inadequada. As bacterioses promovem uma variedade de doenças de importância econômica nas pisciculturas e devem ser evitadas, pois são de difícil tratamento.

As bactérias são divididas em dois grandes grupos, as Gram-positivas e as Gram-negativas. Essa divisão é realizada durante as análises laboratoriais, e são assim nominadas, pois, ao corá-las, as que adquirem a coloração azul-violeta são chamadas de Gram-positivas, pois retêm o corante cristal violeta no citoplasma, enquanto as Gram-negativas, que coram em vermelho, não o fazem. Distinção entre as bactérias pode ser realizada por meio de técnicas de biologia molecular, pela caracterização de sua morfologia, pela presença ou ausência de flagelos ou cílios, se são móveis, dentre outras características (Figura 9).

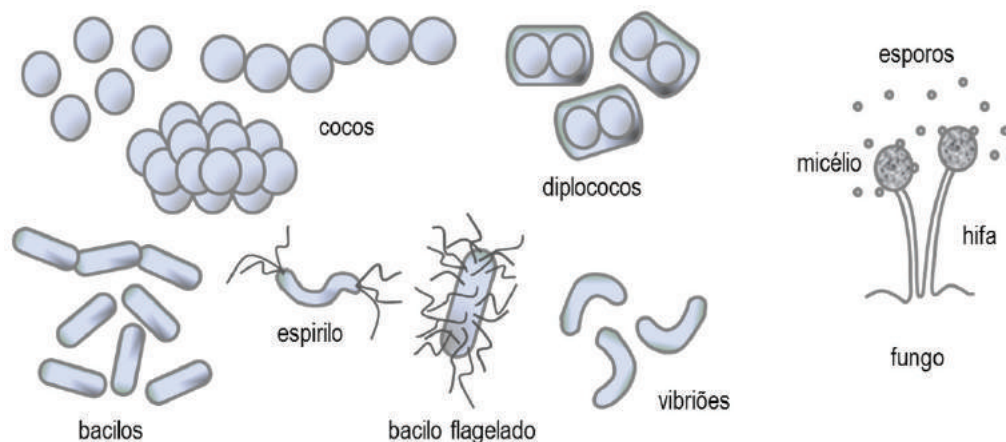


Figura 9. Morfologia bacteriana (azul) e fúngica (cinza). Ilustração: Marina K. P. Iwashita.

Os sinais clínicos provocados pela presença de bacterioses incluem necrose de pele e musculatura, septicemia e resposta crônica proliferativa. A necrose de pele e músculos são menos graves, porém podem ocorrer simultaneamente com o estado septicêmico. Este acontece com maior frequência quando promovido por bactérias Gram-negativas, que são mais agressivas, infectam o organismo como um todo, metabolizam toxinas e geram os focos de necrose nos tecidos, que podem ser crônicas ou agudas. As lesões crônicas proliferativas são caracterizadas por necroses que se desenvolvem ao mesmo tempo em que cicatrizam. Essas lesões apresentam intensa inflamação no local, com grande multiplicação bacteriana de uma ou mais espécies de bactérias ao mesmo tempo, o que dificulta a cura do peixe.

O diagnóstico é realizado por meio da observação dos sinais clínicos somados ao isolamento das bactérias em meios de cultura e sua identificação por técnicas moleculares. O tratamento para esse tipo de doença é realizado com o uso de antibióticos específicos para cada tipo de bactéria e prescrito por um médico veterinário. A correta administração do fármaco controla a doença e limita o surgimento de resistência bacteriana. Recomenda-se concomitantemente desinfetar os viveiros para evitar a disseminação dos agentes patogênicos.

a) Colunariose

Os peixes de água doce, em geral, estão sujeitos à infecção causada pela bactéria *Flavobacterium columnare*, componente usual da flora microbiana da água e da superfície dos peixes. A doença é comum em locais com alta temperatura, elevada concentração de amônia, matéria orgânica e baixos níveis de oxigênio na água.

Os peixes jovens são naturalmente mais suscetíveis e, quando infectados, apresentam pequenas lesões brancas pelo corpo, principalmente na região da cabeça e base das nadadeiras dorsais (Figura 10A), que se propagam até as pélvicas. Nas nadadeiras, as lesões desenvolvem-se na direção das extremidades para a base (Figura 10B). As feridas agravam-se e adquirem aspecto hemorrágico, aumentam de tamanho e podem tomar até um quarto da superfície do peixe. Além disso, o corpo fica recoberto por um exsudato mucoso amarelado, que contém uma grande quantidade de bactérias. No desenvolvimento das lesões, pode ocorrer exposição da musculatura, e, conseqüentemente, causar problemas osmorregulatórios. No progresso da doença, entre dois a cinco dias, ocorrem lesões nas brânquias, com hiperplasia das lamelas, necrose e erosão dos filamentos. Se não tratada rapidamente, pode causar problemas respiratórios, pois a hiperprodução de muco em resposta à inflamação limita a absorção do oxigênio, causando morte dos peixes por asfixia. Altas taxas de mortalidade, de 60 a 90%, são observadas dois dias após o aparecimento dos primeiros sinais.

O diagnóstico da doença é baseado nos sinais clínicos e no isolamento da bactéria em meio de cultura e identificação por meio de técnicas moleculares. O tratamento é realizado com antibioticoterapia e orienta-se como preventivo a novos surtos manter boas condições ambientais no cultivo. Nos viveiros doentes por bacterioses, sugere-se realizar a desinfecção com formalina.

b) Edwardsiellase

A doença é causada pelas bactérias do gênero *Edwardsiella*, e as espécies mais comuns são a *E. tarda* e a *E. ictaluri*, que ocorrem em sedimentos e na água dos viveiros. A primeira causa septicemia nos peixes de águas tropicais, em ambiente com grande quantidade de matéria orgânica. O hospedeiro geralmente encontra-se em situações de estresse, o que predispõe ao aparecimento de lesões cutâneas, abscessos na musculatura lateral do corpo e na cauda (Figura 10C). Os peixes podem perder a mobilidade em decorrência do tamanho dos abscessos, repletos de grande quantidade de tecido necrótico com emissão de gás de cheiro desagradável. Sinais clínicos mostram perda de apetite, hemorragias na boca, regiões lateral e ventral do corpo e nadadeiras, exoftalmia e prolapso anal; observa-se natação apática em posição vertical na superfície da água. Lesões ulcerativas na cabeça, conhecidas como “buraco na cabeça” (Figura 10D), são frequentes em peixes menores do que 15 cm. Em peixes descamados, ocorre intensa despigmentação da pele e hemorragias ao longo do corpo. Internamente, nódulos brancos e hipertrofia de brânquias, fígado, rim e baço, septicemia entérica, inflamação generalizada e distensão da cavidade abdominal causada por ascite. Os adultos são mais frequentemente atacados, e essa bactéria pode infectar inclusive o homem.

A mortalidade causada pela Edwardsiellase atinge 50% dos peixes acometidos. O diagnóstico é realizado por meio de coleta de informações obtidas durante a observação dos sinais clínicos, isolamento da bactéria nos peixes doentes, testes imunológicos e técnicas moleculares para a identificação. O tratamento requer antibioticoterapia específica para as fases iniciais da infecção. A prevenção é baseada na melhora do manejo sanitário dos viveiros de criação, vacinação, remoção do excesso de matéria orgânica e sedimento do fundo dos viveiros.

c) Aeromonose

As bactérias do gênero *Aeromonas* causam uma série de danos aos empreendimentos aquícolas. São bactérias cosmopolitas oportunistas e de patogenicidade facultativa, ou seja, podem ou não causar a doença, embora já tenham sido descritas como agente primário. Algumas de suas espécies patogênicas são de notificação obrigatória em países como Austrália, Estados Unidos e Reino Unido.

As espécies mais comuns deste grupo incluem a *A. hydrophila*, *A. caviae*, *A. salmonicida* e *A. sobria*. Elas causam septicemia hemorrágica nos peixes pela ruptura de pequenos vasos, que implicam em lesões ulcerativas na pele. Além disso, são observados pontos de hemorragia nos órgãos internos e no abdômen, necrose de nadadeiras e cauda e perda de escamas (Figura 10E).

O diagnóstico é realizado por meio do isolamento da bactéria em meios de cultura microbiológicos específicos e identificação por kits bioquímicos ou técnicas moleculares. O tratamento, quando indicado, é realizado com antibioticoterapia. Para controlar a disseminação da doença, é aconselhável reduzir os fatores causadores de estresse, como as parasitoses, mudanças bruscas de temperatura e degradação do ambiente aquático. Para evitar a contaminação horizontal, é imprescindível a desinfecção dos utensílios utilizados e a remoção dos peixes doentes, que são fontes de infecção para os sadios. A vacinação pode ser realizada de maneira preventiva à doença.

d) Estreptococose

As septicemias causadas pelas bactérias do gênero *Streptococcus* sp. são mais severas quando a temperatura da água está elevada e os peixes estão em situação de estresse. Dentre as espécies que infectam peixes, podemos citar a *S. agalactiae*, *S. dysgalactiae*, *S. iniae*, *S. faecium*, *S. pyogenes*, *S. difficile* e *S. shiloi*. No Brasil, a espécie de maior patogenicidade e incidência é a *S. agalactiae*, que infecta animais terrestres homeotérmicos e ectotérmicos aquáticos. A *S. agalactiae* é Gram-positiva imóvel. Os peixes doentes apresentam redução no crescimento, letargia, deformidade na coluna, natação errática, escurecimento do corpo, exoftalmia e opacidade ocular, hemorragias em opérculo e base das nadadeiras e ulceração de epiderme com lesões hemorrágicas superficiais características, rodeadas por zona negra frequentemente no dorso (Figura 10F). Internamente, observa-se o fígado pálido, hepato e esplenomegalia.

O diagnóstico é feito por observação dos sinais clínicos, isolamento, cultura específica e identificação molecular da bactéria isolada do encéfalo, rim e outros órgãos internos. A transmissão da doença ocorre horizontalmente, ou seja, os peixes doentes transmitem a bactéria para os sadios. Além disso, os assintomáticos podem ser fontes disseminadoras da doença. Dessa forma, a prevenção pode ser feita com vacinação e remoção dos peixes doentes e mortos. No Brasil, já se comercializa a vacina específica para a prevenção da estreptococose causada pela *S. agalactiae*, que deve ser utilizada de maneira preventiva e durante um determinado período da produção. O tratamento dos peixes doentes é realizado com antibioticoterapia.

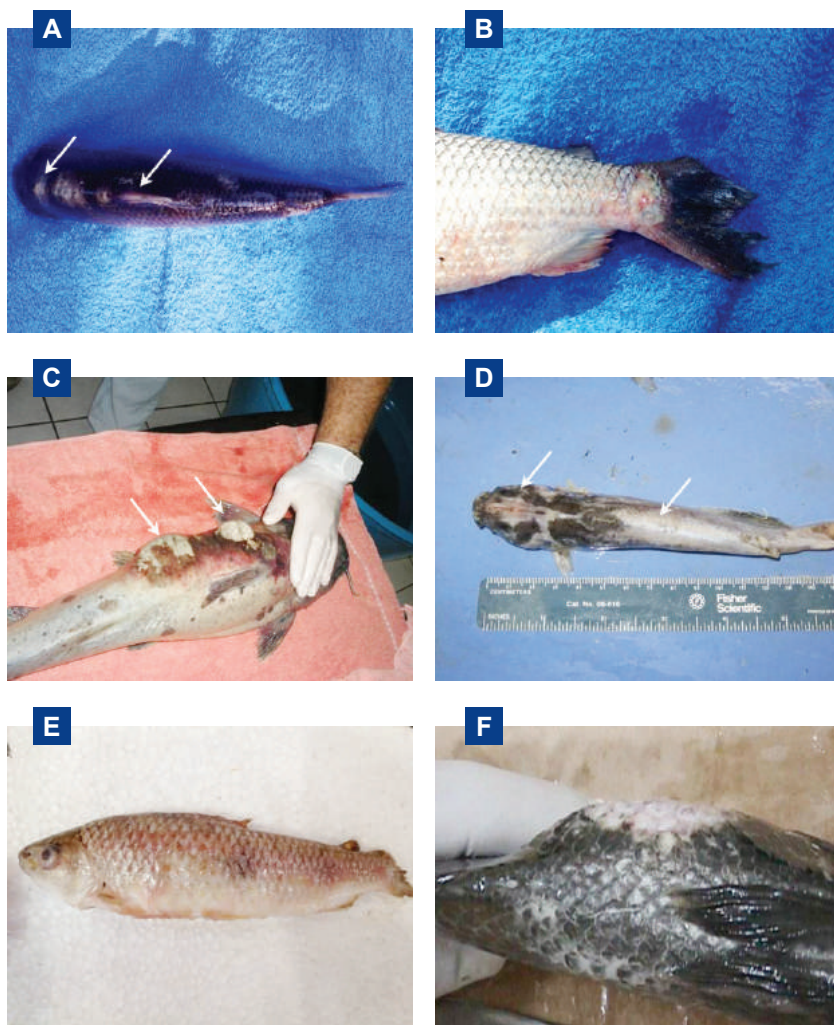


Figura 10. Doenças bacterianas de peixes: (A) Lesões esbranquiçadas em cabeça e dorso (→) e (B) cauda de curimbatá (*Prochilodus lineatus*) com Colunariose; (C) Lesões ao longo do corpo (→) de Bocudo (*Steindachneridion scripta*) com Edwardsielse; (D) Lesões em cabeça (→), ao longo do corpo e nadadeiras de bagre-do-canal (*Ictalurus punctatus*) com Edwardsielse; (E) Lesões hemorrágicas no corpo de curimbatá com Aeromonose; (F) Lesões em tegumento, com alteração da coloração e ascite em tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) com Estreptococose. Fotos: (A, B, D e E) Marina K. P. Iwashita; (C) Giovanni V. Moro; (F) Julio H. Leonhardt.

e) Franciselose

O primeiro relato do aparecimento da bactéria do gênero *Francisella* em peixes de produção data de 2005 no Japão e, desde então, diversos relatos surgiram pelo mundo, inclusive em peixes tropicais, como a tilápia. A doença causa granulomatose sistêmica, feridas pelo corpo e mortalidades elevadas em peixes de confinamento e

é comumente confundida com outras bactérias causadoras de doenças. Dentre as espécies de *Francisella* identificadas como patogênicas para os peixes, podemos destacar *F. tularensis*, *F. novocida* and *F. philomiragia*.

O diagnóstico é realizado por observação dos sintomas clínicos, que incluem letargia, perda de peso, anorexia, palidez branquial e natação errática. O isolamento e identificação da bactéria são realizados por coleta de amostras das lesões e de órgãos internos, como fígado, rim e encéfalo. É importante ressaltar que se trata de uma zoonose, então é necessária correta manipulação dos peixes afetados por esta doença.

4.3. Doenças fúngicas

Os fungos são encontrados no solo, água, vegetais, animais e seres humanos. São divididos em dois grupos: os saprófitas, que utilizam matéria orgânica para seu crescimento; e os parasitos, que obtêm seus nutrientes infectando organismos vivos. Ambos são heterotróficos, ou seja, necessitam de matéria orgânica não produzida por eles para manterem-se vivos. Os fungos possuem tamanhos variados, podem ter de 2 a 10 µm de diâmetro a vários centímetros de comprimento. Os de interesse em aquicultura são conhecidos há muitos anos como importantes agentes patogênicos para os peixes. Constituem organismos pluricelulares, que formam cadeias de células longas, ramificadas e filamentosas, chamadas de hifas. O conjunto de hifas recebe o nome de micélio (Figura 9). A reprodução ocorre de maneira assexuada ou sexuada, com a formação de esporos, que são os agentes infectantes para os peixes.

A transmissão dos fungos patogênicos ocorre de maneira horizontal. Os esporos resultantes da reprodução presentes na água infectam os peixes suscetíveis, situação agravada pela má qualidade da água. Os fungos podem ser agentes primários ou secundários causadores de doença, mas, assim como as bactérias, são, em sua maioria, organismos oportunistas.

Os sinais clínicos produzidos pela contaminação são diversos e as lesões promovidas podem adquirir aspecto de infecção de pele e brânquias e evoluir para infecção sistêmica. O diagnóstico das micoses é realizado por meio da observação dos sinais clínicos nos peixes e mais exame em microscópio do raspado das lesões para pesquisa de hifas. A coloração das hifas e a morfologia dos esporos contribuem para o diagnóstico. A identificação da espécie é realizada por cultura celular em meio específico, por técnicas bioquímicas e moleculares.

O tratamento das micoses é relativamente fácil, mas requer o uso de fármacos e quimioterápicos direcionados à espécie do fungo envolvida, prescritos por um médico veterinário. As medidas profiláticas indicadas para cada caso têm as suas

particularidades, mas podem ser resumidas em: manter a boa qualidade de água, evitar a introdução de peixes doentes e infectados, bem como lesões no tegumento, manter baixa densidade de estocagem e eliminar os animais mortos. Orienta-se realizar a desinfecção dos viveiros em caso de identificação de infecções fúngicas nos peixes.

a) Saprolegnirose

Os fungos do gênero *Saprolegnia* têm distribuição mundial e podem infectar qualquer espécie de peixe em todas as classes de idade e é o tipo de micose mais frequente em peixes de cultivo. A doença se manifesta em qualquer temperatura, embora o crescimento ocorra mais facilmente em temperaturas entre 18 e 26°C. Em condições naturais, é um agente patogênico secundário, cujos esporos se estabelecem em lesões ou em tecidos necrosados, onde germinam e produzem as hifas. O micélio resultante cresce e cobre a lesão, estendendo-se pelos tecidos adjacentes.

A forma mais infectante da doença ocorre em pisciculturas de reprodução, no setor de incubação de ovos, e causa grande prejuízo para o produtor. Os ovos incubados estão em contato muito próximo e, quando um morre ele é imediatamente invadido pelo fungo e tomado pelas hifas, propagando-se para os ovos próximos. Ressalta-se que um único esporo é suficiente para desencadear a infecção.

Contaminações por *Saprolegnia* sp. são caracterizadas pela presença de colônias brancas, com aspecto de algodão, que crescem na pele dos peixes e podem ser bastante volumosas (Figura 11A). Quando ocorre a contaminação cruzada, que envolve bactérias e fungos, a colônia adquire coloração escura por conter resíduos orgânicos e outros micro-organismos (Figura 11B). A penetração das hifas limita-se à pele, mas, em casos graves, acomete a musculatura, órgãos internos e sistema nervoso central. O peixe não morre em decorrência do fungo, mas por causa de falhas osmorregulatórias causadas pela destruição de áreas grandes de tegumento e por lesões nas brânquias.

O diagnóstico envolve a observação dos sinais clínicos, raspado de pele das lesões, exame microscópico e identificação do fungo em cultura específica ou análises moleculares. A prevenção restringe-se a manter a boa qualidade ambiental e evitar lesões de pele. Orienta-se a retirada imediata dos peixes e ovos mortos para evitar a propagação da doença, além de diminuir a quantidade de substrato para a multiplicação do micro-organismo. O tratamento dos ovos e peixes pode ser feito com banhos de imersão com quimioterápicos e com o uso do sal de cozinha.

b) Branquiomíose

A branquiomíose ou micose de brânquias é causada pelo fungo do gênero *Branchiomyces*, e as principais espécies causadoras de doenças são o *B. sanguinis* e o *B. demigrans*. Ambos possuem hifas acastanhadas e ramificadas, formam esporos e são parasitos branquiais. Podem infectar todas as espécies de peixes de água doce e são oportunistas patogênicos. Manifestam-se em más condições ambientais, como no *bloom* de algas, em locais com pouco oxigênio dissolvido, baixo pH e em temperaturas superiores a 20°C.

A transmissão horizontal ocorre por meio dos esporos em contato com as brânquias, que germinam e produzem as hifas. As brânquias colonizadas tornam-se pálidas devido ao comprometimento na circulação sanguínea, necrosam e adquirem coloração branca ou castanha (Figura 11C). Os animais infectados apresentam sinais de letargia, dificuldades respiratórias, distúrbios de equilíbrio e sensibilidade ao manuseio. Mortalidades elevadas são observadas dois dias após a infecção.

O diagnóstico da doença é realizado por meio de avaliação dos sinais clínicos, exame das hifas coletadas nas brânquias ao microscópio de contraste de fase e identificação do fungo em cultura microbiológica, por meio da avaliação da coloração das hifas e morfologia dos esporos ou por técnicas de biologia molecular. Para o tratamento, orienta-se o esvaziamento dos viveiros acometidos seguido de desinfecção com produtos químicos indicados por um técnico. O tratamento dos animais pode ser realizado com formalina. A prevenção baseia-se em manter a higiene no cultivo, evitar o acúmulo de matéria orgânica e remover os animais mortos dos viveiros.

c) Ictiofonose

O *Ichthyophonus hoferi* causa uma micose sistêmica e infecta peixes marinhos, preferencialmente, mas pode ocorrer em trutas, carpas, tilápias e outras espécies de água doce. A transmissão é horizontal, por meio de esporos móveis e está relacionada ao fornecimento de restos de pescados contaminados como alimento para os peixes de cultivo.

Os sinais clínicos não são específicos: perda do apetite, diminuição na taxa de crescimento, letargia, alteração no comportamento, falta de coordenação por lesões no sistema nervoso central e deformações na coluna, modificação na textura da pele e presença de lesões ulcerosas. Internamente, nódulos de cor branca são observados na superfície de vários órgãos (Figura 11D). A taxa de mortalidade é muito variada.

O diagnóstico depende da associação dos sinais clínicos dos peixes doentes e da coleta de órgãos afetados para exames histopatológicos e cultura do fungo em meio microbiológico específico. A prevenção da ictiofonose é simples, basta não alimentar

os peixes do cultivo com restos de peixes mortos. A doença não tem tratamento e os peixes acometidos carregam o agente infectante por toda a vida.

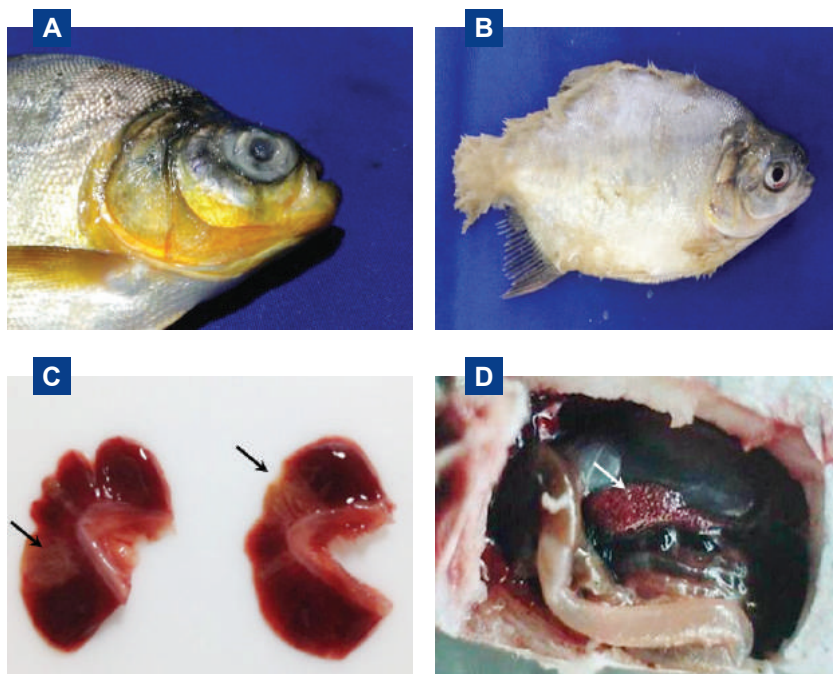


Figura 11. Doenças fúngicas de peixes. Tambaqui (*Colossoma macropomum*) com Saprolegniose, apresentando colônias volumosas de aspecto de algodão em torno do olho (A) e pelo corpo (B); (C) Brânquias necrosadas (→) de carpa comum (*Ciprinus carpio*) com Branquiomicose; (D) Nódulos brancos (→) em fígado de tilápias-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) com Ictiofonose. Fotos: (A, B e C) Marina K. P. Iwashita; (C) Julio H. Leonhardt.

d) Micotoxinas

Micotoxinas são produtos da metabolização dos fungos que promovem intoxicação quando ingeridas. Rações e ingredientes estocados em locais com umidade e temperatura elevadas predis põem ao desenvolvimento de fungos, principalmente os dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium*. Estes micro-organismos são responsáveis pela síntese da micotoxina conhecida como aflatoxina. Dessa forma, a ração embolorada, fora do prazo de validade e contaminada com a toxina, quando fornecida na alimentação dos peixes, é uma fonte de intoxicação, a qual pode ocorrer a curto ou longo prazo, dependendo do grau de contaminação das rações.

A intoxicação leva a lesões em órgãos internos e prejuízo ao sistema imunológico. Os sinais clínicos observados são perda de peso e baixo crescimento com queda no desempenho zootécnico e predisposição ao aparecimento de doenças secundárias de origem bacteriana².

4.4. Doenças parasitárias

Os peixes cultivados frequentemente são expostos a parasitos, que podem infestar sua superfície ou órgãos internos. De acordo com a localização no hospedeiro, os parasitos são classificados como: (a) endoparasitos, organismos que vivem dentro dos seus hospedeiros; (b) ectoparasitos, que se fixam na sua superfície; (c) hemoparasitos, que vivem na corrente sanguínea (Figura 12). Hospedeiro é o organismo que serve de habitat para o outro que nele se instala e encontra condições para sobrevivência, podendo ou não servir de fonte de alimento para o parasito. Os peixes podem se comportar como hospedeiro definitivo, quando são parasitados pelos organismos na sua fase adulta e reprodutiva; intermediário, quando hospedam o parasito em fase larval ou assexuada; ou ainda paratênico ou de transporte, quando servem de refúgio temporário e veículo para o parasito e, nesse caso, o parasito não se desenvolve no peixe, mas apenas utiliza-o para ascensão a um hospedeiro definitivo, que pode ser mamífero, réptil, anfíbio ou ser humano.

A introdução de parasitos no ambiente e as variações climáticas favorecem sua proliferação. Seu ciclo de vida é muito variável, os mais simples utilizam apenas um hospedeiro (ciclo direto ou monoxeno), enquanto outros necessitam de um ou mais hospedeiros intermediários (ciclo indireto ou heteroxeno). Os parasitos de ciclo de vida direto e reprodução assexuada multiplicam-se por fissão, e um organismo se divide em dois idênticos. A prevenção de parasitos que apresentam ciclo heteroxeno foca principalmente no controle biológico de eliminação dos hospedeiros intermediários, principalmente moluscos, crustáceos e aves. Aparentemente, o processo é simples, porém pode ser inviável evitar a presença de aves piscívoras no cultivo.

² Maiores informações sobre o correto armazenamento de rações podem ser lidas no capítulo “Nutrição e alimentação de peixes”.

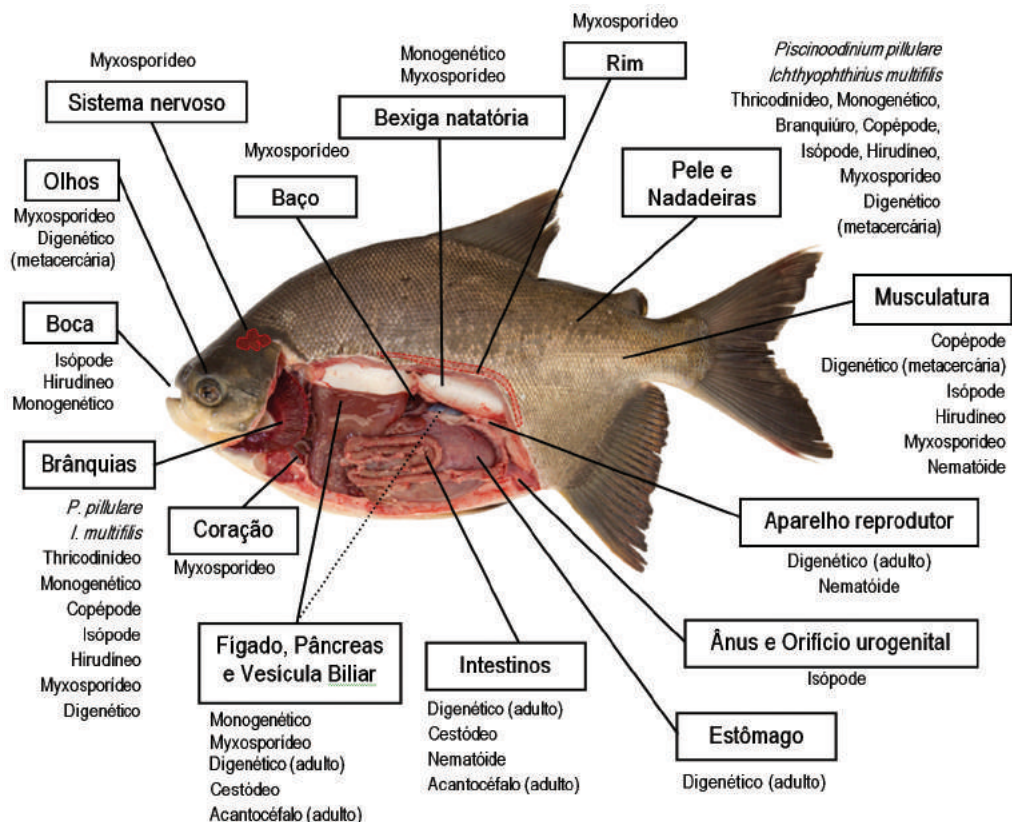


Figura 12. Localização de parasitos de peixes (os órgãos foram reposicionados para facilitar sua identificação). Ilustração: Patricia O. Maciel.

Os danos provocados pelos parasitos em seus hospedeiros são decorrentes de ações mecânicas, espoliativas, irritativas e traumáticas, provocadas por seus aparelhos de fixação e formas de alimentação. A ferida ocasionada pela fixação dos parasitos pode desencadear uma resposta inflamatória por parte do hospedeiro, além de ser porta de entrada para infecções secundárias por agentes patogênicos oportunistas. Ações enzimáticas e tóxicas presentes nas parasitoses são decorrentes da liberação de enzimas e metabólitos pelo parasito durante a perfuração do tecido e são tóxicas para o hospedeiro.

O habitat do parasito e a intensidade parasitária irão influenciar diretamente a resposta do hospedeiro em face do parasitismo. Esses danos podem ser provocados tanto por ecto quanto por endoparasitos. Além disso, características do hospedeiro como idade, estado nutricional e de saúde influenciarão na sua resposta.

Os prejuízos causados por doenças parasitárias envolvem redução do crescimento dos peixes, aumento da taxa de conversão alimentar e da suscetibilidade a doenças infecciosas, presença de lesões na pele de aspecto repugnante que depreciam o valor da carne etc. Do mesmo modo, o uso de produtos químicos preventivos ou curativos indicados para as parasitoses podem deixar resíduos na carne do peixe e no ambiente, gerando publicidade negativa para o empreendimento.

4.4.1. Ectoparasitos

Os ectoparasitos alojam-se na superfície do corpo de seus hospedeiros e promovem lesões no tecido pela fixação ou alimentação. Os parasitos aderidos à pele induzem o aumento na produção de muco. Quando aderidos nas brânquias, ocorre o aumento da produção de muco no local, que é prejudicial ao peixe, principalmente porque o muco age como impermeabilizante e impede as trocas gasosas. Ainda nas brânquias ocorre hiper e metaplasia do epitélio branquial, que comprometem a respiração. O prurido provocado pelas ações mecânicas de fixação e movimentação dos ectoparasitos leva o peixe a se esfregar nas paredes dos viveiros ou telas dos tanques-rede, o que causa lesões no tegumento que podem ser portas de entrada para infecções secundárias. Todas essas respostas ainda promovem estresse nos peixes, que afeta sua condição fisiológica.

a) Protozoários

i. *Piscinoodinium pillulare*

O *P. pillulare* é um protozoário, dinoflagelado, de distribuição geográfica mundial, que apresenta diferentes formatos durante seu desenvolvimento. Quando no hospedeiro, são chamados de trofontes, têm formato de pera e apresentam núcleo arredondado. Fixam-se à pele ou brânquias (Figura 13A e B) por meio de estruturas em sua base chamadas de rizocistos. No ambiente, têm formato arredondado e sofrem sucessivas divisões quando se tornam infectantes, denominados dinósporos. Os peixes parasitados apresentam a coloração ferrugem, principalmente na região dorsal do corpo e cabeça (Figura 13C). Ainda, são observadas inflamação e infecção de origem bacteriana nas bases das nadadeiras, na dorsal, principalmente, bem como brânquias amarronzadas e intensa produção de muco no corpo.

Variações de temperatura no ambiente de cultivo influenciam a reprodução dos parasitos, além de aumentar a suscetibilidade do hospedeiro. Em infecções intensas, são observados sinais como alteração na frequência de respiração e aglomeração dos peixes na superfície, próximos à entrada de água. Esse comportamento ocorre devido ao intenso parasitismo, que compromete a respiração, ainda que a quantidade de oxigênio dissolvido na água esteja adequada e causa mortalidade massiva dos peixes cultivados. O diagnóstico é realizado com raspados de muco do corpo e brânquias e observação em microscopia de luz.

ii. *Ichthyophthirius multifiliis*

O *I. multifiliis* popularmente conhecido como ictio, é um protozoário coberto de cílios, de formato esférico, que apresenta um macronúcleo em forma de ferradura (Figura 13D). Apresenta distribuição geográfica mundial e, por não ter especificidade parasitária, já foi descrito em diversas espécies de peixes de cultivo ou da natureza. A doença é conhecida como ictiofitiríase ou “Doença dos Pontos Brancos” (Figura 13E), onde cada ponto corresponde a um espécime, o trofote, localizado abaixo das células epiteliais da pele ou brânquias do hospedeiro. Devido a essa localização, alguns autores consideram o ictio um endoparasito. O ciclo de vida é direto e dependente da temperatura (entre 24 e 26°C). O trofote deixa o hospedeiro e aloja-se no substrato transformando-se em tofote. Em seu interior, ocorrem sucessivas divisões que dão origem aos tomites, que, ao se libertarem, originam a forma infecciosa, o terote.

Infestações severas produzem 100% de mortalidade nos peixes do cultivo, principalmente em pintados e cacharas (*Pseudoplatystoma* sp.) e jundiás (*Rhamdia quelen*), e por isso é importante o monitoramento e profilaxia dos peixes. O diagnóstico é feito pela visualização direta dos pontos brancos no corpo ou através de exame microscópico de raspado do muco e biópsia de brânquias, entre lâmina e lamínula, onde é possível observar o parasita realizar movimentos rotativos característicos.

iii. Tricodinídeos

Os protozoários tricodinídeos apresentam formato de campânula, possuem cílios em formato de franja na região dorsal e um disco adesivo com dentículos (Figura 13F). São ectomensais e alimentam-se de pequenas partículas em suspensão na água. Em condições favoráveis, os tricodinídeos se multiplicam por fissão e, em altas intensidades, passam a se alimentar de células epiteliais dos hospedeiros. Podem ser encontrados no corpo e brânquias dos peixes e provocam lesões decorrentes da aderência, movimentação e sucção do parasito. Esse processo leva à corrosão das brânquias, produção excessiva de muco, hemorragias pontuais, hiperplasia e infecções secundárias.

O diagnóstico é realizado por observação ao microscópio óptico do raspado de muco e biopsia de brânquias entre lâmina e lamínula. Para identificação da espécie, é necessário encaminhar amostras para um especialista.

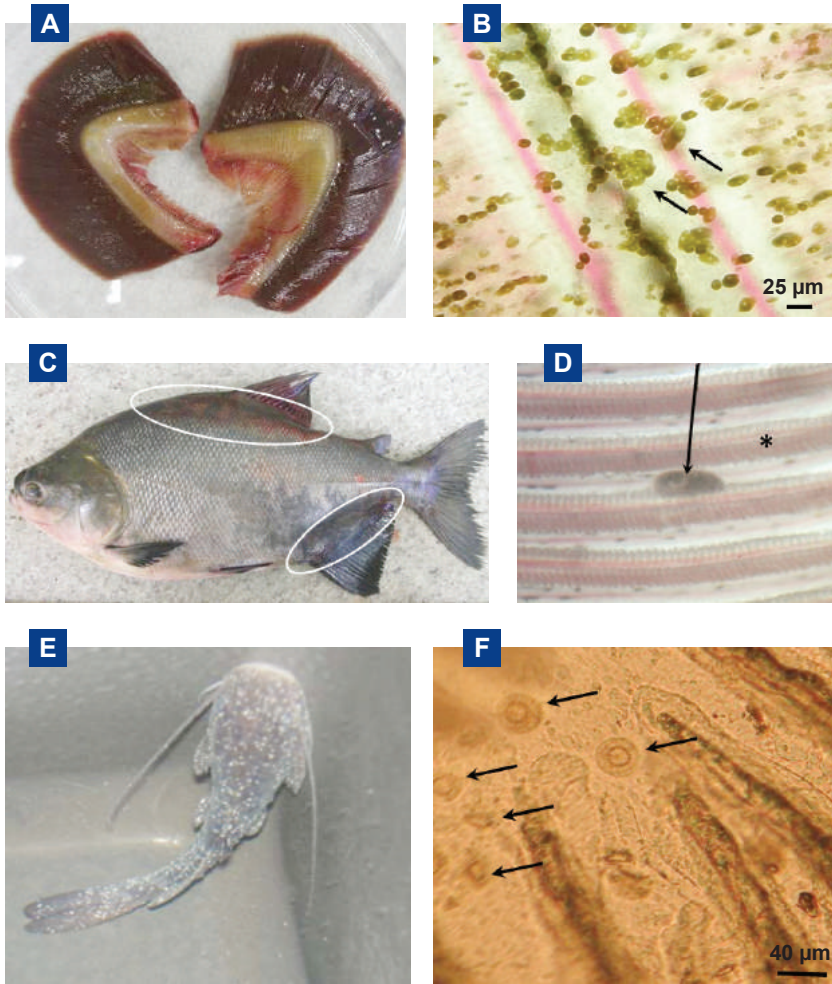


Figura 13. Doenças causadas por parasitos: (A) Lamelas e rastros branquiais de tambaqui (*Colossoma macropomum*), escurecidos e amarronzados por infestação por *Piscinoodinium pillulare*; (B) Trofontes (→) de *P. pillulare* nos filamentos branquiais de tambaqui (*C. macropomum*) (microscopia de luz); (C) Tambaqui (*C. macropomum*) parasitado por *P. pillulare*, apresentando coloração de ferrugem na região dorsal do corpo e infecção bacteriana na base das nadadeiras (círculos); (D) *Ichthyophthirius multifiliis* (→) em epitélio branquial de peixe. Observa-se macronúcleo com forma de ferradura (seta) (asterisco = lamela branquial) (microscopia de luz); (E) Pontos esbranquiçados na superfície da pele de alevino de jundiá (*Rhamdia quelen*) parasitado por *I. multifiliis*; (F) Tricodinídeos (→) em brânquia de pirarucu (*Arapaima gigas*). Fotos: (A, B, C, D e F) Patricia O. Maciel; (E) Fanny A. Yasumarú.

b) Monogenéticos

Os monogenéticos se caracterizam pela presença de um aparelho de fixação com ganchos e ventosas localizado na parte posterior do corpo, o haptor (Figura 14A), que também é utilizado para identificação das espécies. São ectoparasitos de corpo, nadadeiras, brânquias (Figura 14B) e cavidade oral dos peixes e alimentam-se de muco, epitélio ou sangue dos hospedeiros. Podem parasitar também órgãos internos como a bexiga natatória e vesícula biliar.

O ciclo de vida dos monogenéticos é direto, os adultos hermafroditas ovíparos, da família Dactilogiridae, liberam ovos que se desenvolvem e eclodem larvas ciliadas, os oncomiracídeos, que darão origem aos adultos. Os parasitos da família Gyrodactilidae são vivíparos e liberam larvas já formadas que se desenvolverão em adultos. Por isso o nome monogenea, que significa “uma geração”. As duas famílias citadas são as mais comuns no Brasil, com diversas espécies descritas.

Infestações na pele são geralmente menos patogênicas que nas brânquias, porém dependem do tipo ou família do parasito. Infestações intensas nas brânquias ocasionam surtos de morbidade e mortalidade frequentes nas pisciculturas, principalmente em condições intensivas. Em adição, as altas densidades de estocagem facilitam a transmissão entre hospedeiros. O diagnóstico é realizado pela visualização em microscopia óptica de raspados de muco ou biópsia de brânquias. Dependendo da espécie, é possível visualização a olho nu do parasito na superfície do corpo do peixe. A identificação da espécie deve ser feita por um especialista e é importante para avaliar a patogenia e formas adequadas de prevenção.

c) Crustáceos

Os crustáceos ectoparasitos de peixes de cultivo pertencem a três grupos: Branchiúros, Copépodes e Isópodes. São parasitos que podem ser observados a olho nu na superfície do corpo dos hospedeiros, boca e brânquias. O diagnóstico pode ser realizado por observação direta dos parasitos, porém a utilização da microscopia de luz em raspados de muco e biópsia de brânquias é necessária para visualização de algumas fases de vida, como a larval de copepodito dos copépodes. Para identificação da espécie, é necessário encaminhamento para um especialista.

i. Branquiúros

Os parasitos deste grupo são ectoparasitos conhecidos como “Piolhos de peixe”. Incluem os gêneros *Argulus* e *Dolops*, mais frequentes nas pisciculturas brasileiras. Possuem o corpo achatado dorsoventralmente e cobertos por uma carapaça que cobre as patas localizadas na região ventral. Habitam preferencialmente a superfície do corpo dos peixes, onde se movimentam, nadam e podem mudar de

hospedeiro livremente (Figuras 14C). Têm ciclo de vida direto: as fêmeas fecundadas abandonam o hospedeiro e fazem a ovoposição no substrato, como plantas e pedras, onde eclodem as formas larvais já com a aparência do adulto.

A ação desses parasitos recai sobre seu par de maxilas modificadas em ventosas nos *Argulus* sp. (Figura 14D), ou ganchos nos *Dolops* sp., que perfuram a pele do hospedeiro para alimentação de células e sangue. Algumas espécies de branquiúros atuam como vetores de bactérias e vírus de importância para a piscicultura. Os sinais dependem da intensidade de infecção e do tamanho dos peixes, mas observam-se alteração da sua coloração por lesão dos cromatóforos, lesões hemorrágicas puntiformes, alterações comportamentais como natação errática devido ao prurido, hiporexia e redução do crescimento, diminuição da eficiência alimentar, estresse, ocorrência de infecções secundárias e mortalidade. As lesões na pele levam à redução no valor de sua venda, principalmente devido ao aspecto repugnante.

ii. Copépodes

Alguns copépodes são parasitos e apresentam características morfológicas e dimensões variáveis. Possuem ciclo biológico direto complexo, já que apresentam vários estádios de náuplios, que variam com a espécie, até alcançarem a fase larval infectante, os copepoditos. A *Lernaea cyprinacea* é um importante representante introduzido no Brasil há algumas décadas. Por apresentar baixa especificidade, sua disseminação pelos corpos d'água e pisciculturas foi fácil e hoje parasitam diversas espécies. O transporte e a movimentação de peixes sem medidas profiláticas contribuíram para a distribuição desse parasito pelo país. O parasito adulto penetra no hospedeiro, provoca lesões hemorrágicas (Figura 14E) e fixa-se profundamente em seus tecidos, o que torna difícil sua remoção. Dependendo da espécie parasitada, as alterações patológicas decorrentes resultam em altas taxas de morbidade e mortalidade. Em criações de salmonídeos nas Américas e Europa, o parasitismo por copépodes (*sea lice*) é um problema sanitário grave com severas consequências para os empreendimentos aquícolas e para populações de salmão da natureza. Infestações por *Perurlernea gamitanae* foram relatadas em cultivos de tambaqui no Norte do Brasil (Figuras 15A e B).



Figura 14. Ectoparasitos de peixes: (A) Adulto de *Dawestrena* sp. monogenético de *Arapaima gigas* evidenciando a estrutura de fixação - haptor (pontilhado) e liberação de ovo (→) (microscopia de luz); (B) *Dawestrena* sp. em filamentos branquiais de pirarucus (*A. gigas*) (microscopia de luz); (C) Vista dorsal de Branchiura em pintado-da-Amazônia (*Pseudoplatystoma fasciatum* x *Leiarius marmoratus*); (D) Vista ventral de *Argulus* sp., maxilas modificadas em ventosas (→) (microscopia de luz); (E) Lesões hemorrágicas pontuais em carpa comum (*Ctenopharyngodon idella*) parasitada por *Lernaea cyprinacea*. Fotos: (A, B, C, e D) Patrícia O. Maciel; (E) Paulo R. S. Lopes.

iii. Isópodes

Os isópodes são parasitos com corpo segmentado e achatado dorsoventralmente e mandíbulas adaptadas para perfuração. A patogenia varia conforme a espécie, localização e tamanho do parasito. As formas jovens podem penetrar mais intensamente nos tecidos, alojando-se em bolsas debaixo das escamas. Os sinais clínicos observados nos peixes incluem dificuldade respiratória, quando o parasito aloja-se na boca e brânquias, lesões no corpo, perda de peso, redução do crescimento e diminuição da natação, quando a relação de tamanho entre parasito e hospedeiro é alta (Figura 15C).

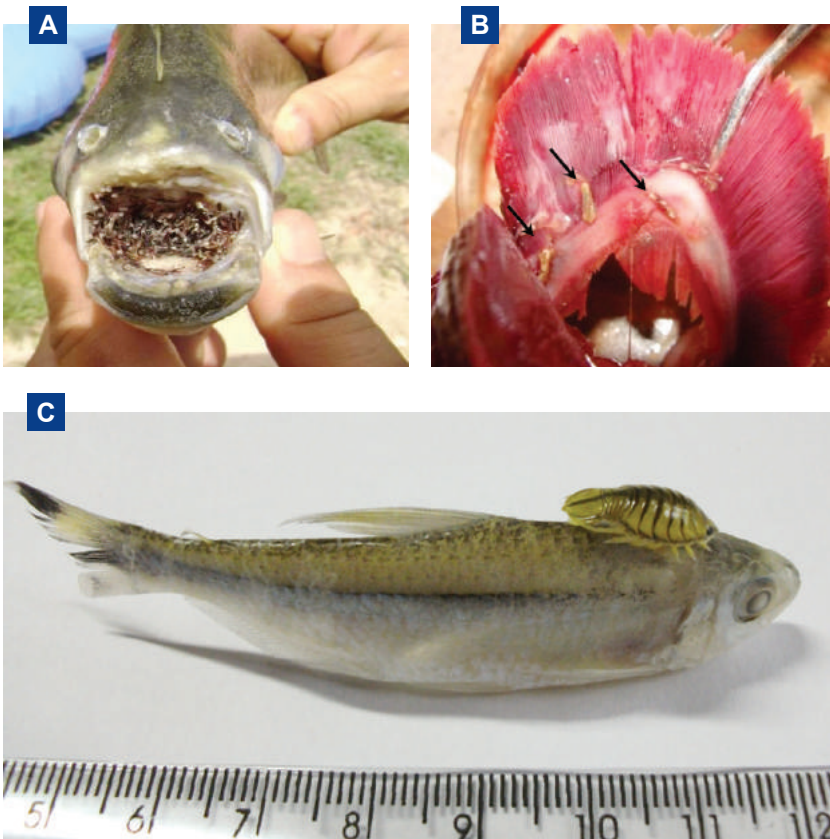


Figura 15. Ectoparasitos de peixes: Tambaqui (*Colossoma macropomum*) parasitado pelo *Perulex gamitanae* na boca (A) e cavidade branquial (B) (→); (C) Lambari (*Moenkhausia* sp.) parasitado por um Isópode. Fotos: (A e B) Marcos T. Dias; (C) Patricia O. Maciel.

d) Hirudíneos

Estes parasitos anelídeos são popularmente chamados de sanguessugas devido ao hábito hematófago. Fixam-se no hospedeiro por meio de uma ventosa localizada na região anterior e são geralmente encontrados na pele, nadadeiras, boca, brânquias, cavidades nasais e língua dos peixes. Sinais clínicos como brânquias pálidas e pequenas lesões ulcerativas podem ser observados, contudo variam de acordo com a intensidade do parasitismo e tamanho dos parasitos em relação ao hospedeiro.

A principal importância destes indivíduos é a capacidade de transmissão de protozoários, como os dos gêneros *Trypanossoma* (Figura 16A), que são hemoparasitos, e *Cryptobia*, ectoparasitos de pele e brânquias. O diagnóstico consiste na verificação a olho nu do parasito no hospedeiro.

4.4.2. Endoparasitos

Os endoparasitos são organismos que vivem dentro dos seus hospedeiros. Os prejuízos causados dependem da espécie hospedeira acometida, da espécie e quantidade de parasitos envolvidos, do órgão parasitado, da capacidade de causar sinais clínicos nos peixes e do seu potencial zoonótico. O diagnóstico da maioria dos endoparasitos é realizado pela visualização dos espécimes nas cavidades e órgãos do hospedeiro. Características morfológicas visíveis em microscopia de luz são suficientes para identificar os grupos. A identificação da espécie é possível com auxílio de um especialista e é importante para avaliar a patogenicidade e possibilidade do organismo ser zoonótico. Os endoparasitos são alocados nos seguintes grupos:

a) Mixosporídeos

Os mixosporídeos (Figura 16B) parasitam diversos órgãos de peixes de água doce e salgada e são encontrados nos espaços inter e intracelulares, vasos sanguíneos, bexiga natatória, brânquias, baço, fígado, rim e musculatura. O ciclo de vida é indireto, inclui dois hospedeiros definitivos, geralmente um invertebrado anelídeo e um vertebrado que pode ser peixe, ave, réptil e mamífero. Quando parasitam os peixes, formam pequenos cistos (plasmódios) que abrigam inúmeros esporos microscópicos em seu interior.

Os gêneros de mixosporídeos parasitos de peixes mais comuns no Brasil são *Myxobolus* e *Heneguya*, e a patogenicidade da infecção envolve compressão das células do órgão parasitado, com consequente redução de sua funcionalidade, bem como lesões nas brânquias que comprometem a capacidade respiratória do peixe. Os representantes mais conhecidos deste grupo são *M. cerebralis* e *Tetracapsuloides bryosalmonae*,

agentes etiológicos da “Doença do Rodopio” e “Doença Renal Proliferativa”, respectivamente, que afetam trutas arco-íris, *Oncorhynchus mykiss*. Contudo essas doenças não são comuns no Brasil. O gênero *Kudoa*, relatado em peixes marinhos e estuarinos e descrito em uma espécie de peixe de água doce na Amazônia, causa liquefação pós-morte dos músculos por ação de enzimas proteolíticas, resultando em aspecto leitoso e esbranquiçado da carne do pescado. O aspecto repugnante do pescado impede sua comercialização.

O diagnóstico dos mixosporídeos pode ser realizado por observação direta dos cistos nos órgãos acometidos, além de observação dos esporos à fresco em microscopia de luz. É possível também analisar raspados de muco, *imprint* de tecido ou cortes histológicos.

b) Digenéticos

Os parasitos adultos deste grupo têm tamanho variável de acordo com a espécie, possuem o corpo achatado, em formato foliáceo, com uma ventosa anterior que circunda a boca e outra na região ventral, chamada de acetabular, ambas com função de fixação. Ainda que a especificidade parasitária quanto ao hospedeiro possa variar, a relação de localização dos parasitos é específica.

O ciclo de vida do parasito é indireto e bastante complexo. Estão presentes no ciclo: um molusco como hospedeiro intermediário, peixes, que podem ser hospedeiro intermediário ou definitivo, além de aves, répteis e anfíbios como definitivos. As fases do ciclo de vida incluem ovo, miracídio, esporocisto, rédia, cercária, metacercária, que é a forma larval encontrada livre ou encistada na musculatura e órgãos de peixes, e o adulto, que se desenvolve no intestino do hospedeiro definitivo (Figura 16C). Os sinais clínicos variam de acordo com a localização e a relação entre o tamanho do parasito e do hospedeiro (Figura 16D). Tanto as formas adultas quanto as larvais podem acometer órgãos e tecidos dos peixes. Exemplos do parasitismo por formas larvais são metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (Diplostomidae), que parasitam olhos de diversas espécies de peixe (Figura 16E). Outro exemplo são cistos de outro gênero de digenético que provoca a “Doença dos Pontos Negros ou das Manchas Amarelas”, em decorrência da presença de cistos na superfície do corpo do peixe.

Digenéticos com potencial zoonótico ocorrem principalmente em peixes oriundos da pesca marinha, como as espécies das famílias Opisthorchidae, Heterophyidae e Paragonimidae, responsáveis por problemas de saúde pública no Brasil e no mundo. Em peixes de água doce cultivados, pode-se citar o parasito *Clinostomum complanatum*, responsável pela “Doença dos Pontos Amarelos”. Esse digenético foi descrito no Sul do Brasil, infestando diversos órgãos de jundiá (*R. quelen*), dourado (*Salminus brasiliensis*) e tilápia (*O. niloticus*), no entanto, sem associação com casos

de doenças em humanos. Trata-se de uma doença de importância econômica para a piscicultura, já que a morbidade, mortalidade e depreciação do valor do peixe pelo aspecto repugnante trazem prejuízos.

c) Cestódeos

Os cestódeos adultos parasitam o intestino dos peixes e são vermes conhecidos popularmente como tênias. Os adultos têm o corpo em forma de fita, constituído por segmentos chamados de proglótides. Essas estruturas abrigam os órgãos sexuais masculino e feminino do parasito, por isso são hermafroditas. O número de proglótides pode variar de uma a milhares e isto determinará o tamanho do parasito. A região anterior dos cestódeos é chamada de escólex, onde se localizam os órgãos de fixação, que apresentam formatos distintos, como ventosas e ganchos. Como não possuem boca e aparelho digestório, os cestódeos absorvem o alimento digerido no intestino do hospedeiro.

O ciclo de vida é indireto e apresenta variações de acordo com as famílias de parasitos. Os ovos no interior dos segmentos, as proglótides grávidas, são liberados juntamente com as fezes do hospedeiro definitivo, mas pode ocorrer também liberação do parasito inteiro. Os ovos eclodem no ambiente originando os coracídios, que são larvas ciliadas que infectam o hospedeiro intermediário, geralmente um copépode. Nele se desenvolvem até a primeira forma larval, o procercoide. O peixe pode ser hospedeiro intermediário paratênico ou definitivo ao ingerir o copépode contendo a larva procercoide. Em ciclos complexos, os peixes são os hospedeiros intermediários e os definitivos são aves, peixes ou mamíferos. Nesse caso, a larva procercoide se desenvolve em larva plerocercóide no hospedeiro intermediário. A forma de contaminação do hospedeiro definitivo se dá pela ingestão das larvas plerocercóides encistadas na musculatura de peixes teleósteos.

A patologia depende da espécie de parasito e do hospedeiro e do local e intensidade da infecção. Adultos podem provocar oclusão parcial ou total do trato gastrointestinal, causar lesões na parede intestinal e perfurá-la, além de causar alterações na absorção de nutrientes pelo hospedeiro. Para algumas espécies, a patologia referente à forma larval é mais intensa.

Os cestódeos mais importantes em saúde pública são os do gênero *Diphyllbothrium*, o *D. latum*, conhecidos como as tênias dos peixes, que causam a zoonose conhecida como difilobotríase humana e, nesse caso, o homem toma o papel de hospedeiro definitivo. Quando as larvas plerocercóides são ingeridas, instalam-se no seu intestino delgado e alcançam até 10 metros de comprimento. Os sintomas são diarreia, dor abdominal e anemia. O gênero *Diphyllbothrium* já foi descrito em diversas espécies de peixes teleósteos de vida livre, e a larva plerocercóide já foi encontrada em

salmonídeos de cultivo da Europa e Américas. Casos da doença foram registrados em diversos estados brasileiros no início dos anos 2000 e foram relacionados à ingestão de peixe cru importado.

d) Nematódeos

Os parasitos adultos geralmente localizam-se no tubo digestório dos peixes e as fases larvais podem ser encontradas encistadas na musculatura, mesentério e em outros órgãos. Os parasitos possuem corpo alongado, com forma tubular e extremidades afiladas. São simétricos, com sexos separados, boca e tubo digestório. Sofrem quatro mudas até o estado adulto. O ciclo de vida pode ser muito complexo, dependendo da espécie. Invertebrados como crustáceos (copépodes e isópodes), oligoquetas e larvas de insetos podem ser hospedeiros intermediários. Peixes são hospedeiros intermediários ou paratênicos.

Os danos causados ao hospedeiro dependem da espécie e do número de parasitos, bem como do órgão invadido. Os sinais do parasitismo são inespecíficos. Os extraintestinais são mais patogênicos que os encontrados na luz intestinal. Sinais clínicos incluem inflamação localizada, edema, necrose e formação de granulomas. Pode ocorrer comprometimento da fisiologia e do comportamento dos peixes, contudo, a mortalidade, o retardo no crescimento, a diminuição no valor comercial do pescado pela presença dos parasitos, além do risco de zoonoses, são os maiores prejuízos ao comércio de peixes.

Nematódeos da família Anisakidae, principalmente as espécies dos gêneros *Anisakis*, *Pseudoterranova* e *Contracaecum*, são os mais frequentes causadores de zoonoses. Nesses casos, peixes teleósteos, pequenos crustáceos e moluscos cefalópodes (polvos, no caso de ciclos em ambientes marinhos) são hospedeiros intermediários, enquanto mamíferos, definitivos. O homem é o acidental e adquire a parasitose pela ingestão de carne crua contendo a sua larva. A doença pode se manifestar de duas formas. A forma aguda se caracteriza por lesões e sintomas gastrointestinais, e a forma alérgica é consequência da liberação de substâncias alergênicas pelo parasito. Larvas do gênero *Eustrongylides* (Dioctophymatidae) podem ser encontradas em diversos órgãos e na cavidade de aves piscívoras. As larvas são liberadas pelas aves e ingeridas por oligoquetas, que, por sua vez, são alimento de peixes, considerados hospedeiros intermediários. A larva permanece encistada na musculatura do peixe (Figura 16F) até que este seja ingerido por uma ave. No Brasil, espécies de parasitos dos gêneros *Contracaecum* e *Eustrongylides* foram encontradas em musculatura e no mesentério de cachara (*P. fasciatum*) e pintado (*P. corruscans*) da natureza. Tal relato chama a atenção para os cuidados no consumo de peixes e na introdução de espécies selvagens em sistemas de produção. Alguns autores destacam

a importância desses parasitos em sistemas de cultivo em tanques-rede, onde há facilidade de contato entre hospedeiros intermediários do ambiente natural e os peixes cultivados.

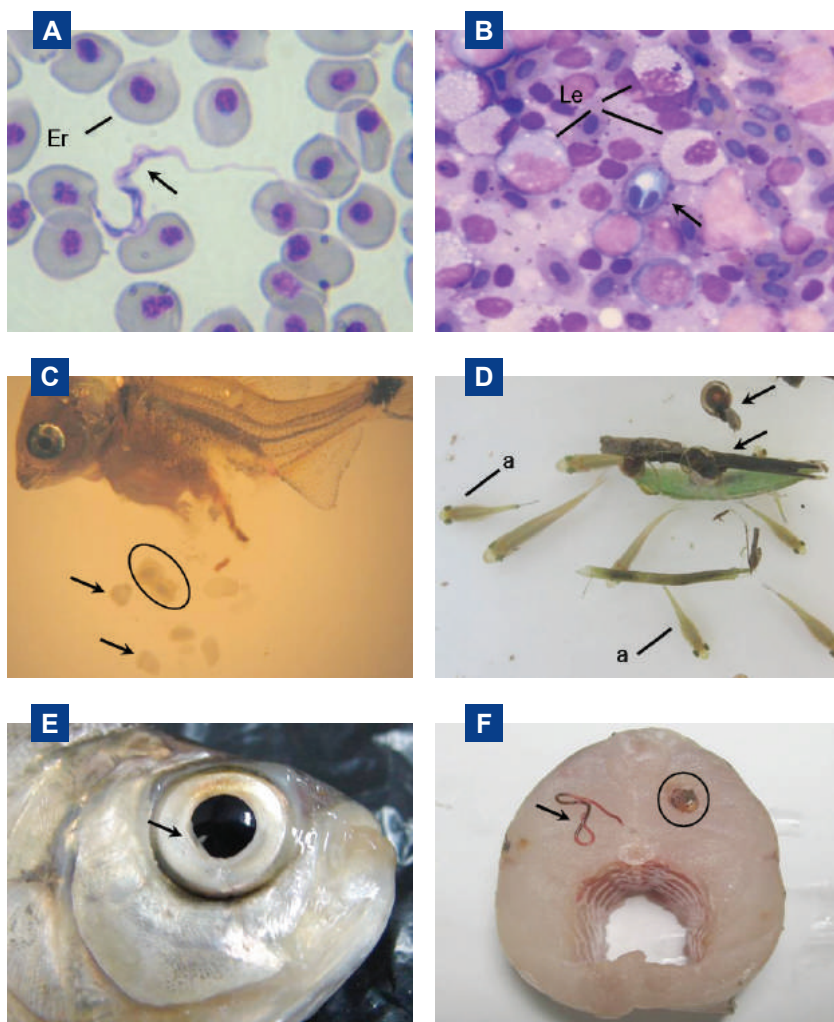


Figura 16. Endoparasitos de peixes: (A) Tripanossomo (→), em extensão sanguínea de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*). Eritrócito (Er) coloração de Rosenfeld; (B) Esporo de *Myxobolus* sp. (→) em *imprint* de tecido renal de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e Leucócitos (Le). Coloração de Giemsa; (C) Ovos (círculo) e adultos (→) de digenéticos na cavidade abdominal de alevino de matrinxã (*Brycon amazonicus*) e (D) alevinos da mesma espécie com sinais de ascite (a) parasitados por digenéticos. Caramujos hospedeiros intermediários (→) dos parasitos; (E) Metacercárias de *Austrodiplostomum compactum* (→) em olho de tambacu (*Piaractus mesopotamicus* x *Colossoma macropomum*); (F) Corte transversal da musculatura de traíra (*Hoplias malabaricus*). Larva livre (→) e encistada (círculo) de *Eustrongylides* sp. Fotos: (A) Marina K. P. Iwashita; (B, C, D, E e F) Patrícia O. Maciel.

e) Acanthocéfalos

Os indivíduos adultos são parasitos exclusivos do tubo digestório (Figura 17A). As formas larvais podem ser encontradas nas vísceras, mesentério e fígado de peixes quando são hospedeiros paratênicos. A região anterior do corpo dos adultos é provida de uma estrutura com ganchos, denominada probóscide, que é utilizada para fixação à parede do intestino (Figuras 17B e C). O ciclo de vida é heteroxeno e simples: os parasitos que têm sexo separado copulam no tubo digestório dos peixes e expõem ovos para o ambiente. Estes são ingeridos pelo hospedeiro intermediário e se rompem dando origem às formas larvais: acântor, acantela e cistacanto (forma encistada). Este, abrigado pelo hospedeiro intermediário, quando ingerido, origina o adulto. Os hospedeiros intermediários podem incluir espécies de ostrácodos, copépodes, isópodes ou anfípodes, a depender da espécie do parasito.

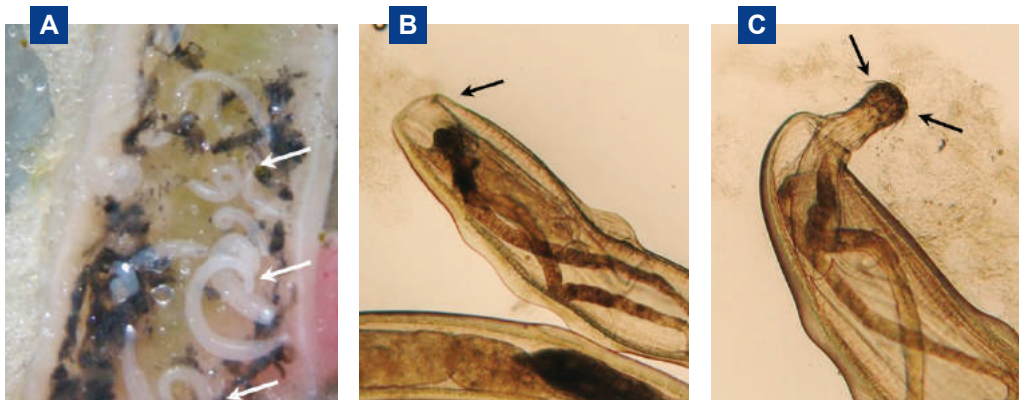


Figura 17. Endoparasitas de peixes: (A) Porção do intestino de tambaqui (*Colossoma macropomum*) com infestação pelo acantocéfalo *Neoechinorhynchus buttnerae* (→); (B) Acanthocéfalo *Polyacanthorhynchus* sp., parasito de pirarucu (*Arapaima gigas*). Nota-se a probóscide (estrutura de fixação) invertida (→) e evertida (C), com os ganchos (→). Fotos: Patrícia O. Maciel.

A intensidade da infecção é dependente do regime alimentar e da acessibilidade aos hospedeiros intermediários. As lesões produzidas provocam alterações no intestino do hospedeiro. De acordo com o tamanho do hospedeiro e da espécie de parasito, a probóscide pode atravessar o intestino, atingir órgãos internos e agravar as lesões. Os acanthocéfalos estão descritos entre os parasitos que menos causam prejuízos ao piscicultor, no entanto, há relatos da ocorrência de hiporexia, perda de peso e suscetibilidade a doenças, após o manejo e mortalidade em massa em tambaquis.

Recomendações técnicas

1. Evite más condições higiênico-sanitárias no ambiente de cultivo. Manter a boa qualidade de água é essencial para prevenir o aparecimento de doenças;
2. Sempre desinfete os materiais ao utilizá-los em diferentes tanques de cultivo para não transportar os patógenos;
3. Não manipule os peixes doentes sem o uso de luvas e equipamentos adequados;
4. Evite a presença de aves, caramujos, anfíbios, peixes invasores e mamíferos na área do cultivo a fim de impedir a disseminação de doenças;
5. Ao observar o aparecimento de sinais clínicos indicativos de doenças, consulte um técnico capacitado antes de qualquer ação terapêutica ou preventiva.

5. Zoonoses

Os peixes podem ser fonte de doenças infecciosas causadas por vírus, bactérias e parasitos, sendo que algumas podem ser transmitidas para a população humana e de humanos para animais. Essas doenças são denominadas zoonoses, cuja frequência de incidência advinda dos pescados aumentou, principalmente devido ao desenvolvimento de novos e rápidos métodos de diagnóstico. Do mesmo modo, outros motivos contribuíram para o seu surgimento, como alterações no ciclo de vida dos artrópodes por mudanças climáticas, transporte de pessoas e animais doentes, turismo rápido ao redor do globo, mudanças no uso das áreas agrícolas, adaptação dos patógenos a novas espécies hospedeiras, alterações de práticas de manejo em criações animais, presença de animais de companhia, incluindo, selvagens, dentre outros. Adicionalmente, a popularização da culinária oriental e exótica, baseada no consumo de peixes crus, na forma de sushi, sashimi, ceviche e carpaccio, o aumento do *marketing*, do consumo de pescados e produtos derivados também contribuíram para maior ocorrência dos casos de ictiozoonoses.

Poucas espécies de parasitos de peixes são capazes de infectar humanos, e a incidência é maior em peixes de vida livre, oriundos da pesca, pois os ciclos biológicos fecham-se facilmente na natureza e o tempo entre a captura e a evisceração geralmente é maior, o que permite a migração dos parasitos do trato gastrointestinal para a musculatura dos peixes. Em criações, é possível controlar o ambiente de cultivo e evitar a presença de hospedeiros intermediários, escolher rações com ingredientes de boa qualidade e realizar adequadamente as práticas de manejo.

Na prevenção das ictiozoonoses, deve-se evitar ingestão de peixe cru de procedência desconhecida e utilizar métodos para inativar ou matar os seus agentes causadores de doenças. Para isso orienta-se realizar cocção do pescado, tomando o cuidado para que a temperatura interna atinja 60°C, por 10 minutos, realizar o congelamento a -20°C por 7 dias ou a -35°C por 15 horas. O preparo de conservas também previne proliferação de organismos patogênicos, uma vez que a industrialização requer o processo de cocção, envase e esterilização do pescado em autoclaves. A adoção de políticas para garantir a qualidade higiênico-sanitária dos produtos de origem animal, a realização de campanhas de educação para o consumidor, a identificação e tratamento de pessoas doentes, além da notificação dos casos são importantes para controle das zoonoses.

6. Uso de medicamentos

Estima-se que, com o crescimento da atividade aquícola, o uso de produtos químicos para o controle ou manejo de doenças deve aumentar. O uso indiscriminado e sem prescrições de medicamentos na aquicultura envolvem questões de saúde pública e segurança alimentar devido à presença de resíduos de medicamentos no pescado. A escolha por um tratamento deve preencher diversos requisitos, como eficácia comprovada do produto, segurança ambiental e alimentar, implicações no comércio do pescado, praticidade e baixo custo. Os produtos quimioterápicos são amplamente utilizados na aquicultura, no entanto, existe escassa legislação nacional³ que aprove ou proíba o uso desses medicamentos. Atualmente, existem registrados três para uso na aquicultura: dois antibióticos à base de florfenicol, um antiparasitário, à base de triclorfon como principal princípio ativo, e uma vacina para a prevenção da estreptococose causada por *S. agalactiae* em tilápias-do-Nilo (*O. niloticus*).

A utilização de fármacos e produtos químicos é realizada de diferentes maneiras, de acordo com a via de aplicação: (a) Tópica: o medicamento é aplicado diretamente no local da lesão e evita o contato com as brânquias; (b) Injetável: o fármaco é injetado via intramuscular ou intraperitoneal; (c) Oral: o medicamento é adicionado na ração, contudo, é praticado de maneira preventiva, uma vez que os animais doentes não se

³ Não há normativa que prevê a utilização de tais produtos em ambientes hídricos. A instrução normativa nº 42, de 20.12.99, da Secretaria de Defesa Animal, prescreve o Plano Nacional de Controle de Resíduos em Produtos de Origem Animal (PNCRC/Animal), inclusive o pescado. Cita alguns antibióticos recomendados para o uso em piscicultura e organoclorados aplicados na agricultura com influência no cultivo de pescados, porém sem uso na prática aquícola. Ressalta-se que, para os casos de uso de drogas em aquicultura/piscicultura, há escassa legislação específica, tampouco opções de produtos com registro como citado.

alimentam normalmente; (d) Imersão por meio de banhos rápidos, prolongados ou por tempo indeterminado. O tempo de exposição e as doses variam conforme o agente etiológico e a finalidade. A tolerância dos peixes aos medicamentos difere conforme a espécie, idade, indivíduo e estado fisiológico.

Os fármacos e produtos químicos utilizados atualmente na aquicultura incluem formalina (formaldeído 37-40%), permanganato de potássio (KMnO_4), sulfato de cobre (CuSO_4), organofosforados (triclorfon), inseticidas organoclorados (diflubenzuron), antibióticos (oxitetraciclina, florfenicol e terramicina) e anti-helmínticos (mebendazol, abendazol, praziquantel, levamisol, ivermectina). O uso do azul de metileno e do verde de malaquita é proibido para peixes de produção independente da fase do cultivo, pois traz riscos à saúde humana.

Intoxicações podem ocorrer nos peixes quando se faz uso acidental, inadequado, inadvertido e/ou indiscriminado de quimioterápicos. O formaldeído, por exemplo, tem a sua toxicidade aumentada principalmente em dias quentes, pois a elevação da temperatura ambiente leva à diminuição da concentração de oxigênio dissolvido na água e, conseqüentemente, intoxica indiretamente os peixes. Sinais clínicos demonstrados pelos animais intoxicados incluem alterações comportamentais, dificuldades respiratórias e alterações fisiológicas severas, muitas vezes irreversíveis. Esse tipo de intoxicação apresenta taxas de mortalidade elevadas e pode acometer 100% dos peixes.

6.1. Vacinação

As vacinas são preparações de antígenos derivados de organismos patogênicos que estimulam o sistema imune de animais para o aumento da resistência a uma determinada doença. A sua eficiência em estimular o sistema de defesa do peixe está relacionada com as diferentes vias de administração: (a) Injeção intramuscular ou (b) intraperitoneal (Figura 18A e B), (c) oralmente por adição no alimento ou nos ingredientes e por (d) banhos de imersão. Cada método tem vantagens e desvantagens. A resposta dos peixes à vacinação ocorre de maneira similar aos outros animais, porém, como são ectotérmicos, a resposta do organismo à vacina depende principalmente da temperatura da água. No geral, quanto mais quente a água, mais rápida é a resposta imune do peixe à vacina. Esta pode reduzir significativamente perdas relacionadas a doenças e, conseqüentemente, reduzir o uso de antibióticos. Outra vantagem sobre os antibióticos está relacionada à sua composição, pois as vacinas são materiais biológicos naturais que não deixam resíduos no ambiente nem no pescado, além de não induzir o desenvolvimento de agentes etiológicos resistentes.



Figura 18. Vacinação intraperitoneal de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) (A) com seringa e (B) com pistola automática em produção de larga escala. Fotos: (A) Marina K. P. Iwashita; (B) Creusa M. R. Leonhardt.

7. Necropsia de peixes e envio de material ao laboratório

Análises laboratoriais são ferramentas preciosas para o diagnóstico das enfermidades dos peixes. A conclusão sobre a etiologia de uma doença não deve se apoiar somente na avaliação dos sinais clínicos, pois muitos deles são comuns a uma grande diversidade de doenças.

O diagnóstico correto das doenças é realizado por meio da análise do material colhido dos peixes doentes ou suspeitos e por isso estes devem se apresentar em boas condições de conservação para estudo. Sempre que possível, os animais devem ser coletados ainda vivos, apresentando os sinais da doença pesquisada. A natação lenta e errática denota um bom parâmetro para identificar um animal doente. Jamais envie peixes mortos aos laboratórios, pois os órgãos e muco contaminam-se rapidamente após a morte, invalidando as amostras.

Recomendações de informações de amostras

1. Nome do proprietário ou de um responsável;
2. Endereço e telefone de contato do proprietário ou do responsável;
3. Data da coleta;
4. Nome vulgar ou científico do peixe;
5. Breve histórico dos peixes doentes e do ambiente de cultivo;
6. Breve descrição de como foi realizada a coleta;
7. Descrição da fonte de água e, se possível, dados de parâmetros da água de cultivo;
8. Tratamentos realizados.

Envio de peixes para o laboratório

1. Colete uma parcela significativa da população de peixes que estão doentes ou apresentando os sinais da doença. Quanto maior a representatividade das amostras enviadas ao laboratório, melhores serão os dados para estimar o grau de incidência da doença;
2. Manipule os animais o mínimo possível, pois isso afeta a eficácia na coleta dos agentes causadores de doenças e evita a contaminação;
3. Não colete animais mortos, uma vez que muitos órgãos e o muco sofrem contaminação com os micro-organismos provenientes do intestino e outros órgãos considerados sujos;
4. Acondicione os peixes em sacos plásticos, contendo 1/3 de água e 2/3 de oxigênio. Podem-se utilizar, também, baldes de 50L ou caixas de transporte. Tome o cuidado de não colocar muitos peixes na mesma embalagem, pois estes devem chegar ainda vivos ao laboratório;
5. Se o laboratório estiver a uma distância muito longa da propriedade, considere enviar o material congelado. Para isso, embale os peixes individualmente, ainda vivos, em sacos plásticos limpos, e os acondicione no gelo e dentro de uma caixa térmica ou isopor.

Se o envio de amostras aos laboratórios não for possível, pode-se realizar a necropsia dos peixes para inspeção na propriedade. Para isso, são necessários alguns equipamentos, como microscópio e lupa, tesouras e pinças, cabos e lâminas de bisturi, lâminas e lamínulas de vidro (Figura 19), frascos para análise das amostras e reagentes como formalina e álcool. É importante ressaltar que a necropsia poderá auxiliar no direcionamento da causa da doença, contudo muitas doenças não podem ser diagnosticadas apenas com necropsia e visualização em microscópios. Por isso, é essencial a presença de um técnico capacitado para dar o diagnóstico correto e, em muitos casos, o apoio de um laboratório competente.



Figura 19. Material utilizado em necropsias de peixes. Foto: Marina K. P. Iwashita.

Recomendações de necropsia de peixes

- 1.** Tenha uma ficha individual para cada peixe necropsiado, com todas as informações para o envio de amostras ao laboratório;
- 2.** Anote todas as informações coletadas nesta ficha;
- 3.** Anote o peso e o comprimento do animal;
- 4.** Inspeccione toda a parte externa do peixe. Examine minuciosamente a pele e procure por diferenças na coloração, lesões, nódulos, parasitos, falta de escamas, etc. Se encontrar ectoparasitos aderidos à pele ou no interior de cistos, faça um pequeno corte para retirá-los;
- 5.** Faça o raspado de pele no sentido da cabeça para a cauda, para avaliar a superfície da pele e muco (Figura 20A). O conteúdo deve ser colocado entre lâmina e lamínula e observado ao microscópio;

- 6.** Insensibilize os peixes com anestésicos (Figura 20B) e proceda com a eutanásia por aprofundamento do plano anestésico ou por destruição do encéfalo por perfuração da parte superior da cabeça com auxílio de um instrumento pontiagudo (Figura 20C);
- 7.** Observe as brânquias (Figura 20D), retire os opérculos, remova e individualize os arcos branquiais (Figuras 20E e F), examine-os à lupa e ao microscópio (Figura 20G). Esse procedimento permite quantificar e visualizar parasitos, sua dispersão ao longo da superfície branquial e possíveis alterações morfológicas;
- 8.** Inspeccione a cavidade abdominal externamente e verifique se ocorrem alterações;
- 9.** Inspeccione e remova os olhos, abra o globo ocular e verifique se ocorrem alterações em volume, cor, etc;
- 10.** Inspeccione as narinas dos peixes e lave sua cavidade com soro fisiológico ou formalina (1:4.000). O lavado deve ser acondicionado em placas para análise ao microscópio;
- 11.** Faça uma incisão ventral, começando na região do ânus e prolongue até a região dorsal do corpo do animal (Figura 21A), próximo da nadadeira dorsal, abrindo uma janela na cavidade abdominal do peixe. Faça em seguida, uma incisão na região ventral em direção ao opérculo (Figura 21B), abrindo, assim, uma janela na cavidade abdominal (Figura 21C e D);
- 12.** Observe a musculatura quanto à presença de nódulos, coloração, aderências e focos hemorrágicos;
- 13.** Inspeccione a cavidade abdominal aberta e exponha os órgãos internos. Observe as vísceras, reconheça as estruturas anatômicas e procure por alterações que indiquem enfermidades (Figura 21E);
- 14.** Remova o encéfalo, que deve ser observado micro e macroscopicamente. Colha, também, fragmentos do sistema nervoso central para exames histopatológicos (Figura 21F);
- 15.** Individualize cada órgão em uma placa de Petri com soro fisiológico, inspeccione-o por fora e abra-os. Observe quanto à coloração, lesões, modificações de textura e presença de nódulos. Colete pequenos fragmentos de cada órgão, sempre uma parte alterada e outra normal, e acondicione-os em frasco com formalina a 10%. Identifique o frasco com o nome do órgão;
- 16.** Parte dos órgãos coletados pode ser destinada à confecção de *imprint* (Figura 21G). Nessa técnica, pressiona-se o órgão contra uma lâmina, para que suas células fiquem aderidas, que podem ser observadas a fresco ou coradas. Pode-se, também, colocar um pequeno fragmento de órgão entre duas lâminas e esmagá-lo para observação ao microscópio;
- 17.** Inspeccione o trato gastrointestinal e abra-o cuidadosamente. Remova o conteúdo e observe-o em microscópio e lupa.



Figura 20. Inspeção de peixes. (A) Raspado de pele e coleta de muco; (B) Anestesia dos peixes; (C) Eutanásia do peixe por perfuração do encéfalo por objeto pontiagudo; (D) Observação das brânquias; (E) Individualização e (F) remoção das brânquias; (G) brânquias em lâmina para observação ao microscópio. Fotos: (B, C, D, F e G) Marina K. P. Iwashita; (A e E) Patrícia O. Maciel.

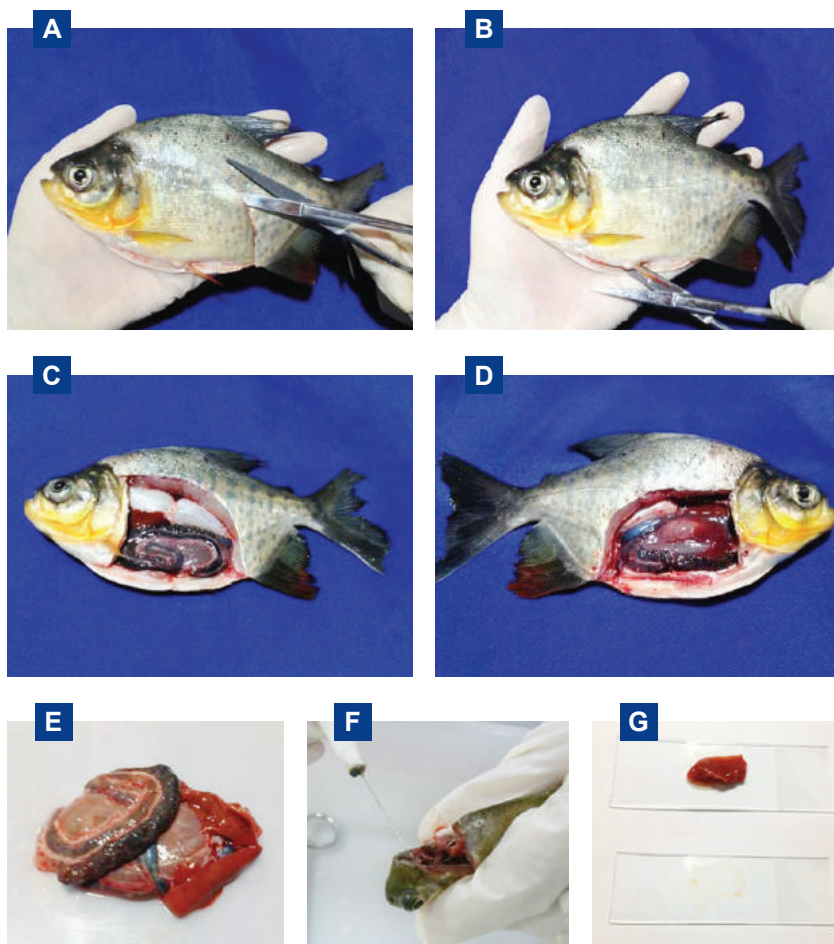


Figura 21. Necropsia de peixes: (A) Incisão pelo poro urogenital em direção ao dorso do peixe; (B) incisão do poro urogenital em direção ao opérculo; (C) e (D) Cavidade abdominal do peixe aberta pelo lado esquerdo e direito, respectivamente; (E) remoção das vísceras em placa de Petri; (F) coleta de amostra de encéfalo de peixe; (G) confecção de *imprint*. Fotos: (A, B, C, D, E e G) Marina K. P. Iwashita; (F) Patricia O. Maciel.

8. Bibliografia consultada e recomendada

- ANDERSON, D.P. **Diseases of fishes**. Fish immunology. Neptune City: T.F.H. 108p. v. 4. 1976.
- BIZARRO, Y.W.S. **Associação do anestésico óleo de cravo (eugenol), benzocaína e cloreto e sódio em diferentes concentrações para tilápia-do-Nilo submetidos à simulação de transporte**. 2011. 41f. Monografia (Bacharelado em Medicina Veterinária) - Universidade de Brasília, Brasília.
- BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria. Ed. UFSM. 2002. 212 p.
- BRANDÃO, F.F.; GOMES, L.C.; CRESCÊNCIO, R.; CARVALHO, E.S. Uso de sal durante o transporte de juvenis (1kg) de pirarucu (*Arapaima gigas*). **Acta Amazonica**, v. 38, n. 4, p. 767-772, 2008.
- BIRKBECK, T.H.; FEIST, S.W.; VERNER-JEFFREYS, D.W. Francisella infections in fish and shellfish. **Journal of Fish Diseases**, v. 34, n. 3, p. 173-87, 2002.
- CABELLO, F.C. Salmon Aquaculture and Transmission of the Fish Tape worm. **Emerging Infectious Diseases**, v. 13, n. 1, p. 169-171, 2007.
- BARROS, L.A.; FILHO, J.M.; OLIVEIRA, R.L. Nematóides com potencial zoonótico em peixes com importância econômica provenientes do rio Cuiabá. **Revista Brasileira de Ciências Veterinárias**, v. 13, n. 1, p. 55-57, 2006.
- CATI. Coordenadoria de Assistência Técnica Integral, FEAP. Fundo de Expansão do Agronegócio Paulista. **Boas Práticas Agropecuárias. Um guia para pequenos e médios produtores do Estado de São Paulo**. Secretaria de agricultura e Abastecimento. São Paulo, 2010. 103p.
- CASAL, G.; MATOS, E.; MATOS, P.; AZEVEDO, C. Ultrastructural description of a new Myxosporean parasite *Kudoa aequidens* sp. n. (Myxozoa, Myxosporea), found in the sub-opercular musculature of *Aequidens plagiazonatus* (Teleostei) from the Amazon River. **Acta Protozoologica**. v. 47, p. 135-141, 2008.
- CEFAS – **Centre for Environment, Fisheries & Aquaculture Science**. Disponível em: <<http://www.cefas.defra.gov.uk/idaad/disease.aspx?id=57>>. Acesso em: 10 mar. 2011.
- CLEMENTE, S.C. Parasitos em Pescado. In: Gonçalves, A.A. **Tecnologia do Pescado**. Ciência, Tecnologia, Inovação e Legislação. Livraria Atheneu, São Paulo, 2011. p. 85-94.
- COLQUHOUN, D.J.; DUODU, S. Francisella infections in farmed and wild aquatic organisms. **Veterinary Research**, v. 42, n. 45, p. 1-15, 2011.
- EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2. Ed. Universidade Estadual de Maringá, 2006. 199 pp.
- GHITTINO, P. Piscicultura e ictiopatologia. Sesto: Edizione. **Rivistadi Zootecnia**, v. 2, 1970. 418p.
- GOMES, L.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 2, p. 283-290, 2003.

- GONÇALVES, A.F.N.; TAKAHASHI, L.S.; URBINATI, E.C.; BILLER, J.D.; FERNANDES, J.B.
Transporte de juvenis de curimatã *Prochilodus lineatus* em diferentes densidades. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 32, n. 2, p. 205-211, 2010.
- HERNÁNDEZ, J.Z.; NUNES, A.J.P. **Manual de biossegurança no cultivo de camarões marinhos**. Agribands Purina México, S.A. de C.V. e Agribands do Brasil Ltda. Paulínia, São Paulo, 2000. 190p.
- HIPÓLITO, M. Manejo Sanitário no Cultivo de Rã. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.de los A. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. Livraria Varela, São Paulo, 2004. p. 333-335.
- HOFFMAN, G.L.; MEYER, F.P. **Parasites of freshwater fishes: a review of their control and treatment**. Neptune City: T.F.H., 1974. 224p.
- KAMASHI, T.; YUTAKA, F.; HIDEMASA, K.; TOMOMASA, M.; TOMOYOSHI, Y.; TOMOYOSHI, Y.; NORIHISA. Identification and pathogenicity of intracellular Francisella bacteria in three-line grunt *Parapristipoma trilineatum*. **Journal of Fish Pathology**, v. 40, n. 2, p. 67-71, 2005.
- KINKELIN, P.; MICHEL, C.; GHITTINO, P. **Tratado de las enfermedades de los peces**. Zaragoza: Acribia, 1991. 353p.
- KLEIN, S.; LORENZ, E.K.; BUENO, G.W.; DIEMER, O.; FEIDEN, A.; BOSCOLO, W.R.
Sobrevivência pós-transporte de juvenis de pacu submetidos a diferentes aditivos na água de transporte para estocagem em tanques-rede. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE NUTRIÇÃO E SAÚDE DE PEIXES, 3., 2009, Botucatu, SP. **Anais...** Botucatu: FMVZ-UNESP, 2009.
- KUBITZA, F. A versatilidade do sal na piscicultura. **Panorama da Aquicultura**. v. 17, n. 103, p. 14-23, 2007.
- KUBITZA, F.; KUBITZA, L.M.M. **Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados**. 3 ed. Jundiaí, 1999. 96 p.
- LACERDA, A.C.F.; YAMADA, F.H.; LOPES, L.P.C.; LIZAMA, M.A.P.; PAVANELLI, G.C.; TAKEMOTO, R.M. Ameaça silenciosa: a introdução de peixes e seus parasitos. In: SILVA-SOUZA, A.T.; LIZAMA, M.A.P.; TAKEMOTO, R.M. **Patologia e Sanidade de Organismos Aquáticos**. Massoni: Maringá, 2012. p. 59-80.
- LEITE, C. A. L. **Noções aplicadas sobre manejo higiênico-sanitário em piscicultura comercial**. Lavras, MG.: Departamento de Medicina Veterinária/UFLA, 2002. 60 p.
- LIMA dos SANTOS, C.A.M.; HOWGATE, P. Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. **Aquaculture**, v. 318, p. 253-261, 2011.
- LLAGUNO, M.M.; CORTEZ-ESCALANTE, J.; WAIKAGUL, J.; FALEIROS, A.C.G.; CHAGAS, F.; CASTRO, C. *Diphyllobothrium latum* infection in a non-endemic country: case report. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 3, p. 301-303, 2008.
- MARCHIORO, M.I.; BALDISSEROTTO, B. Sobrevivência de alevinos de jundiá (*Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard, 1824) à variação de salinidade da água. **Ciência Rural, Santa Maria**, v. 29, n. 2, p. 315-318, 2008.
- MARTINS, M.L. Manejo Sanitário na Piscicultura. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.de los A. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, 2004. p. 321-332.

- MARTINS, M.L. Cuidados Básicos e alternativas no Tratamento de Enfermidades de Peixes na Aquicultura Brasileira. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M. de los A. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, 2004. p. 357-370.
- MAUEL, M.J.; MILLER, D.L.; FRAZIER, K.; LIGGETT, A.D.; STYER, L.; MONTGOMERY-BROCK, D.; BROCK, J. Characterization of a piscirickettsiosis-like disease in Hawaiian tilapia. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 53, p. 249-255, 2003.
- MORAES, F.R.; MARTINS, M.L. Condições predisponentes e principais enfermidades de teleósteos em piscicultura intensiva. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSS, D.M.; CASTAGNOLLI. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 342-383.
- MORAN, J.D.W.; WHITAKER, D.J.; KENT, M.L. A review of the myxosporean genus *Kudoa* and its impact on the international aquaculture industry and commercial fisheries. **Aquaculture**, v. 172, p. 63-196, 1999.
- NOGA, E. J. **Fish Disease: Diagnosis and Treatment**. Library of Congress Catalogin. Iowa State University edition, 2010. 563 p.
- OIE – World Organization for Animal Health. Listed diseases, infections and infestations in force in 2013. Disponível em: <<http://www.oie.int/en/animal-health-in-the-world/oie-listed-diseases-2013/>>. Acesso em: 13 jan. 2013.
- OLIVEIRA, J.R.; CARMO, J.L.; OLIVEIRA, K.K.C.; SOARES, M.C.F. Cloreto de sódio, benzocaína e óleo de cravo da Índia na água de transporte de tilápia-do-Nilo. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 38, n. 7, 2009.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de Peixes. Profilaxia, Diagnóstico e Tratamento**. 2. Ed. Maringá: Universidade Estadual de Maringá, 2002. 305 p.
- POST, G. **Textbook of fish health**. Neptune City: T.F.H., 1983. 256p.
- PRESS, C.M.C.L.; EVENSEN, O. The morphology of the immune system in teleost fishes. **Fish & Shellfish Immunology**, v. 9, p. 309-318, 1999.
- SANTOS, M.L.; CARVALHO, R.; ALENCAR, R.; NETO, A.P.; FONSECA, C.S.; PEREGRINO, L.H.; RODRIGUES, J. **Programa de Biossegurança para Fazendas de Camarão Marinho. ABCC - Associação Brasileira de Criadores de Camarão**. 1ª Ed., Local: Boa Viagem, PE. Editora ABCC, 2005. 67p.
- SILVA, A.S.; MONTEIRO, S.G.; DOYLE, R.L.; PEDRON, F.A.; FILIPETTO, J.E.; RADUNZ-NETO, L. Ocorrência de *Clinostomum complanatum* em diferentes espécies de peixes de uma piscicultura do município de Santa Maria-RS. **Veterinária e Zootecnia**, v. 15, n.1, p. 27-32, 2008.
- SOTO, E.; HAWKE, J.; FERNANDEZ, D. Francisella sp., an emerging pathogen of tilapia, *Oreochromis niloticus* in Costa Rica. **Journal of Fish Diseases**, v. 32, n. 8, p. 713-722, 2011.
- STOSKOPF, M.K. **Fish Medicine**. USA: W.B. Saunders Company, 1993. 882 p.
- THATCHER, V.E. Patologia de peixes da Amazônia Brasileira, 1. Aspectos gerais. **Acta Amazônica**, v. 11, n. 1, p. 125-140, 1981.
- THATCHER, V.E. **AmazonFish Parasites**. 2. Ed. Sofia-Moscow: Pensoft, 2006. 508 p.

- THOMAS, R.; JOHANSSON, A.; NEESON, B.; ISHERWOOD, K.; SJÖSTEDT, A.; ELLIS, J.; TITBALL, R.W. Discrimination of human pathogenic subspecies of *Francisella tularensis* by using restriction fragment length polymorphism. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 41, n. 1, p. 50-57, 2003.
- URBINATI, E.C.; CARNEIRO, P.C.F. Práticas de manejo e estresse dos peixes em piscicultura. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. p. 171-193.
- URBINATI, E.C.; CARNEIRO, P.C.F. Adição de cloreto de sódio à água de transporte e respostas fisiológicas do matrinxã *Brycon amazonicus* (Teleost: Characidae). **Acta Amazonica**, v. 36, n. 4, p. 569-572, 2006.
- VAL, A.L.; DA SILVA, N.M.; ALMEIDA -VAL, V.M.F. Estresse em peixes – Ajustes fisiológicos e distúrbios orgânicos. p. 75-88. In: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M. DE LOS A. **Sanidade de Organismos Aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, 2004. 426p.
- WATTS, M.; MUNDAY, B.L.; BURKE, C.M. Immune responses of teleost fish. **Australian Veterinary Journal**, v. 79, n. 8, p. 570-574, 2001.
- WEDEMEYER, G.A. **Physiology of Fish in Intensive Culture Systems**. New York: Chapman & Hall, 1996. 232p.
- WOO, P.T.K. **Fish Diseases and Disorders, Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections**. 2. Canadá: University of Guelph Canada, 2006. 791p.

Capítulo 8

Genética aplicada à piscicultura

*Anderson Luis Alves
Eduardo Sousa Varela
Diogo Teruo Hashimoto*

1. Introdução

A genética aplicada à piscicultura não é uma atividade recente. Romanos e chineses, ainda que sem fundamentação científica, iniciaram há mais de 2.000 anos atividades de domesticação de espécies de peixes selvagens, por meio do conhecimento do seu ciclo reprodutivo e da seleção de reprodutores. Com isso, os estudos com a espécie *Cyprinus carpio* (carpa comum) representam os primeiros experimentos de melhoramento genético em peixes, mesmo que de modo empírico. Com o domínio da reprodução da carpa, chineses e europeus passaram a observar variações em características fenotípicas, tanto de coloração quanto da forma do corpo, e iniciaram o processo de seleção para essas características. Mal sabiam eles que seriam os precursores da seleção genética em peixes com base em polimorfismos de DNA. Essa atividade de melhoramento genético sem base científica se difundiu para outras espécies de peixes muito lentamente e apenas foi reconhecida a partir do século 18, quando os japoneses e chineses começaram a produzir outras linhagens por meio de seleção. Vale lembrar que, até essa época, a própria estrutura e função do DNA ainda não eram conhecidas. Após as descobertas de Watson e Crick (1953) sobre a estrutura do DNA, a genética revolucionou a ciência e, recentemente, também refletiu na aquicultura.

Atualmente, as pesquisas em genética são intensas e buscam o avanço do conhecimento nas áreas de seleção reprodutiva, genética molecular e biotecnologia de organismos aquáticos. Em especial para peixes, ostras e camarões, programas de melhoramento genético estão sendo desenvolvidos para várias espécies de interesse comercial, como salmão-do-Pacífico, bacalhau, linguado, tilápia-do-Nilo e camarão. As características zootécnicas que são comumente incorporadas nas seleções tradicionais

compreendem taxa de crescimento, eficiência de conversão alimentar, resistência a doenças, tolerância a temperaturas, forma e coloração corporal, rendimento de filé, fertilidade, dentre outras. Porém, essa é uma realidade que ainda não pertence ao Brasil com relação às suas espécies de peixes nativos. Comparativamente, ainda estamos como os chineses de 2.000 anos atrás, iniciando o processo de domesticação das nossas espécies e, por isso, ainda somos dependentes de pacotes tecnológicos das espécies exóticas melhoradas em outros países.

Diante dessa realidade, a genética surge como uma das principais áreas da aquicultura, capaz de alavancar os programas de melhoramento genético das espécies de peixes do Brasil. Hoje, a biotecnologia oferece diversas possibilidades para a produtividade das pisciculturas, sendo capaz de produzir peixes monosssexos, animais triploides (choque térmico ou de pressão) e híbridos intraespecíficos (linhagens dentro da mesma espécie) e interespecíficos (entre espécies diferentes). O objetivo central dessas técnicas de manipulação cromossômica é de aumentar a produção, mesmo que à custa de riscos ecológicos e comerciais, com a contaminação de estoques naturais de peixes ou de estoques de reprodutores.

2. Melhoramento genético de peixes

2.1. Princípios de genética quantitativa

A maioria das características de importância para a piscicultura é controlada por muitos genes e fortemente influenciada pelo ambiente, como a fecundidade do tambaqui (*Colossoma macropomum*), o peso da cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*), a eficiência de conversão alimentar da tilápia (*Oreochromis niloticus*), dentre outras. O estudo dessas características hereditárias e de variação quantitativa, ou seja, que passam de pai para os filhos, é chamado de genética quantitativa. Entendê-la é importante para que o produtor compreenda porque muitos animais de mesma idade no mesmo sistema de produção podem exibir diferentes desempenhos zootécnicos.

O que faz um lote de peixes exibir diferenças fenotípicas (formas alternativas de expressão de uma característica)? Basicamente, esses animais possuem diferentes genes atuando para produzir aquela característica. Os genes são a unidade básica da informação que controla a atividade e o desenvolvimento das células dos peixes. Na reprodução, os pais passarão um dos genes para os filhos (progênie), os quais terão uma combinação de genes atuando na característica quantitativa. O conjunto de genes que influenciam no fenótipo é chamado de genótipo. O segundo fator que influencia no fenótipo é o ambiente. Diferentes ambientes de cultivo influenciam diretamente no

fenótipo. Por exemplo, o fenótipo de uma espécie de peixe em tanque-rede e em viveiro escavado certamente pode variar para a maioria das características de importância zootécnica. Outro fator importante que frequentemente influencia no fenótipo de espécies piscícolas é o efeito materno. Como o nome já diz, este efeito é passado das fêmeas a toda progênie e influencia diretamente na quantidade, tamanho e vigor dos gametas.

Como se pode verificar, os fenótipos são observados, mas não são herdados. Somente os genes são transmitidos dos pais às progênies para formar os genótipos, e a interação deles com o ambiente resulta no conjunto de fenótipos observados na geração seguinte. O produtor de alevinos está, na verdade, interessado nos melhores genótipos porque estes terão mais chances de produzir os melhores fenótipos na geração seguinte. Para facilitar a vida do produtor de peixes, os melhoristas atribuíram um valor para cada genótipo, sendo que aqueles peixes com maiores valores genotípicos possuem mais chances de gerar os melhores fenótipos. É possível prevê-los, por meio da fórmula matemática $P=G+E$, em que P é o fenótipo observado, G é o valor genotípico e E é o efeito do ambiente.

Difícilmente o efeito ambiental pode ser isolado, de modo que a correspondência do valor fenotípico observado com o genotípico nunca é perfeita. Entretanto, o grau de correspondência pode ser medido e é possível prever, por meio da seleção dos indivíduos superiores, a quantidade de variação que será transmitida à progênie. Essa propriedade é chamada de herdabilidade. Em outras palavras, se um casal de reprodutores de um plantel de peixe tem herdabilidade de 90% para desovar quatro vezes ao ano, significa que, de cada 10 alevinos desse casal, em média, nove desovarão quatro vezes por ano quando na idade reprodutiva.

2.2. Seleção genética de reprodutores

Quando uma dada característica possui alta herdabilidade, como, por exemplo, taxa de crescimento por rendimento da carcaça, o melhorista pode utilizar essa propriedade para estimular os ganhos genéticos em produtividade. A seleção dos animais com genótipos superiores para reprodução da próxima geração constitui a base da maioria dos programas de melhoramento de espécies aquícolas. Por outro lado, esse ganho só é mantido se a variabilidade genética for controlada ao longo das gerações. Ou seja, o cruzamento contínuo entre irmãos deve ser evitado.

O princípio básico da seleção genética de caracteres quantitativos é selecionar os indivíduos que possuem alto valor genético para uma dada característica fenotípica, de modo que estes indivíduos sejam capazes de transmitir essa característica à sua progênie por meio dos seus genes superiores. Desse modo, o valor médio do

fenótipo tende a aumentar nos lotes de peixes a cada geração. É importante que as características selecionadas tenham alta herdabilidade para que a resposta do lote à seleção seja positiva e reflita em ganhos econômicos. O primeiro passo que é vital nesse programa é o estabelecimento de uma população fundadora ou base. Esta população fundadora deve ser constituída de animais de diferentes origens geográficas conhecidas, preferencialmente de populações distintas (naturais ou domesticadas). Dessa forma, as chances dos lotes de peixes terem muitos genes de interesse produtivo são maiores, e a diversidade genética poderá ser mantida a longo prazo. Em seguida, o programa de melhoramento genético deve ser planejado. Um desenho experimental do programa deve exibir uma série de compromissos com as características que serão selecionadas. Existem alguns importantes métodos de seleção genética que são utilizados conforme as características a serem melhoradas, sistema de cruzamento dos animais, herdabilidade e manutenção da variabilidade genética (Tabela 1). Na prática, é importante que o *pedigree* das famílias de peixes seja conhecido e que um grande número de animais seja identificado e marcado para que possam ser avaliados. O custo de cada etapa deve ser contabilizado para que o ganho genético do melhoramento compense economicamente os gastos gerados.

Tabela 1. Descrição básica dos métodos de seleção genética em peixes.

Tipo de seleção	Descrição	Vantagens	Desvantagens
Seleção massal ou individual	O fenótipo de todos os animais é registrado. A seleção é baseada apenas no valor do fenótipo de uma característica específica.	- Não há necessidade de identificar as famílias; - Baixo custo; - Produz satisfatórios ganhos genéticos em características de alta herdabilidade.	- Difícil controlar endogamia; - É restrito a características de alta herdabilidade; - Apenas os candidatos a reprodutores podem ser utilizados.
Seleção dentro das famílias	Os melhores animais de cada família são mantidos. A seleção dos indivíduos é baseada na média familiar da característica.	- Fácil manejo; - A endogamia pode ser controlada pelo cruzamento rotativo; - É possível aumentar a intensidade de seleção.	- Apenas os candidatos a reprodutores podem ser utilizados; - As famílias devem ser mantidas em viveiros separados; - Não leva em consideração a variação entre as famílias.

Seleção entre famílias	As famílias são divididas em grupos (cortes). As melhores famílias são selecionadas com base na média familiar. São feitos cruzamentos rotativos entre reprodutores das melhores famílias.	- A endogamia pode ser controlada pelos cruzamentos rotativos.	- Apresenta melhores resultados apenas em caracteres de alta herdabilidade; - Somente os candidatos a reprodutores podem ser utilizados.
Seleção integrada	A seleção é baseada no valor fenotípico individual, na média familiar e na informação de parentesco.	- A endogamia é controlada; - Os efeitos do ambiente comum são minimizados; - É útil na seleção de caracteres de baixa herdabilidade e de difícil mensuração, como rendimento do filé, precocidade reprodutiva etc.	- Os animais devem ser fisicamente marcados; - Elevado custo.
Seleção assistida por marcador genético	Adiciona mais informação à seleção integrada. Os marcadores genéticos identificam os melhores genótipos nos juvenis.	- É útil na seleção de caracteres de baixa herdabilidade e de aparecimento tardio, como fecundidade, precocidade reprodutiva, fator de condição etc.	- Há necessidade de muitos marcadores genéticos ligados a características quantitativas; - Elevado custo.

2.3. Produção de animais consanguíneos

A endogamia ou consanguinidade é uma prática muito utilizada nos programas de melhoramento genético. O cruzamento de animais aparentados (endogamia) é utilizado para produzir linhagens geneticamente homogêneas e assim reduzir os efeitos ambientais no valor fenotípico. É possível, também, cruzar duas linhagens consanguíneas diferentes e produzir um lote de peixes com alto desempenho zootécnico, o que é usualmente chamado de vigor do híbrido ou heterose. Por outro lado, a produção de linhagens endogâmicas deve ser criteriosamente planejada e controlada. As progênes geradas por pais de “aparentados” têm mais chances

de herdarem genes deletérios. As chances aumentam quando, ao longo de cada reprodução, os irmãos endogâmicos são utilizados na reprodução, produzindo, em geral, lotes com baixo desempenho, alta taxa de mortalidade, deformidades corporais (Figura 1) e, sobretudo, maior vulnerabilidade a doenças.

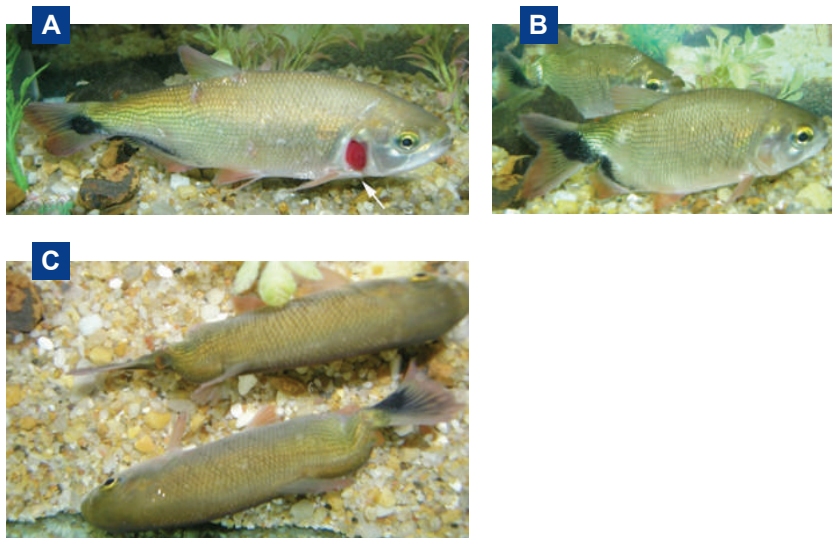


Figura 1. Peixes com deformidades devido aos altos níveis de endogamia. (A) malformação dos opérculos, evidenciada pela seta. (B) e (C) deformidades da coluna vertebral, com vistas lateral e superior, respectivamente. Fonte: Hashimoto et al., 2012.

A utilização de animais consanguíneos é uma prática importante e inevitável. Existem algumas práticas simples de controlar e prevenir os efeitos nocivos que o excesso de endogamia pode causar. A metodologia mais simples é marcar fisicamente os animais com etiquetas únicas. As mais eficientes são cápsulas magnéticas (*chip*, *tag*) que são implantadas no músculo dos peixes (Figura 2). Estas cápsulas possuem um código identificador que pode ser visualizado em um aparelho leitor de códigos. Com os animais marcados, é possível organizar informações de todo o plantel de reprodutores, como grau de parentesco e sexo. Em geral, os cruzamentos mais próximos permitidos são os de casais com parentesco de segundo grau. Desse modo, é possível evitar cruzamentos do tipo pais-progênie e irmão-irmã. Adicionalmente, uma metodologia importante e simples é a do número efetivo de reprodutores do plantel, que se baseia no número de machos e fêmeas do plantel que se reproduzem e deixam uma progênie viável. Existe uma relação muito interessante entre a endogamia nociva

e o número de reprodutores do plantel, conforme pode ser observado na Figura 3. Segundo essa representação gráfica, um tamanho efetivo de reprodutores abaixo de 50 indivíduos já traz altos níveis de endogamia, sendo necessário manter o maior número de reprodutores possível, na mesma proporção de machos e fêmeas.



Figura 2. Processo de implante do *tag* no peixe. (A) material usado para marcação dos peixes com *tags*, e em destaque o *tag*. (B) local aonde deve ser inserido o *tag*. (C) inserção da agulha até o final. (D) leitura pelo equipamento leitor. Fonte: Hashimoto et al., 2012.

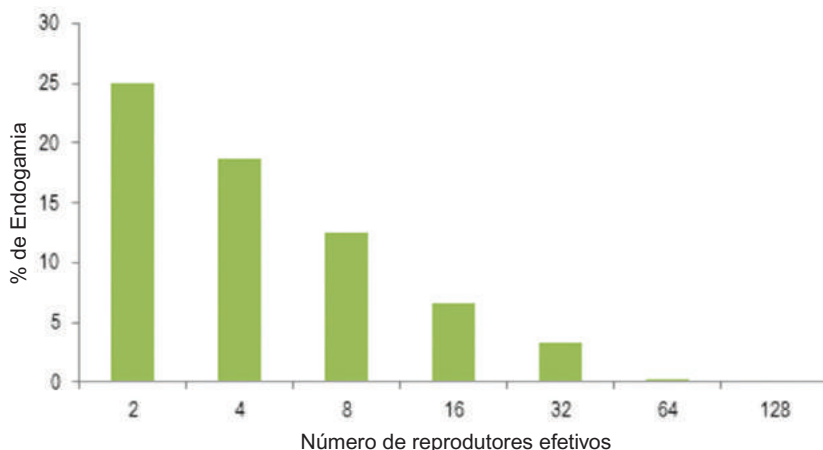


Figura 3. Relação entre a consanguinidade e os reprodutores efetivos utilizados em uma geração de reprodução de peixes. Note que quanto menos reprodutores são utilizados, maiores são as chances de endogamia e, consequentemente, dos alevinos nascerem com problemas genéticos.

Entretanto, sabe-se que a maioria das pisciculturas brasileiras produtoras de alevinos não consegue manter essa estrutura de plantel. Nesse caso, é importante programar a reprodução com base nas informações de *pedigree*, em vez de utilizar cruzamentos aleatórios. É relevante considerar que o número de reprodutores que efetivamente se reproduzem depende da relação de machos e fêmeas utilizada. Se a proporção for igual, o número total será equivalente ao número efetivo. Entretanto, se o piscicultor utilizar diferentes proporções de macho e fêmea, por exemplo, uma fêmea para cada três machos, o número efetivo de reprodutores será menor que o total, como se observa na Tabela 2. Caso o piscicultor deseje saber qual é o número de reprodutores efetivos de sua propriedade, é só utilizar a fórmula: $N_E = \frac{4 \times (n^\circ \text{ machos} \times n^\circ \text{ fêmeas})}{n^\circ \text{ machos} + n^\circ \text{ fêmeas}}$, onde N_E é o número de reprodutores efetivos.

As estações de alevinagem também praticam rotineiramente uma mistura de espermatozoides de vários machos com os ovócitos de uma fêmea. Esse procedimento pode resultar em competição entre os espermatozoides e apenas um macho poderá fertilizar a maioria dos ovócitos, o que estimula a endogamia na progênie. Se a mistura de sêmen dos machos for inevitável, é importante que o volume de cada peixe aplicado sobre os ovócitos seja o mesmo.

Observando-se todos os cuidados aqui mencionados, a endogamia dificilmente causará problemas na produção aquícola. É importante considerar que incluir animais silvestres de “sangue novo”, sem um planejamento genético, não é a estratégia mais recomendada! Isso de fato é um grande mito. Animais de pisciculturas já foram

indiretamente domesticados e selecionados para as condições do sistema de cultivo. Incluir animais silvestres é como retornar à estaca zero do duradouro processo de domesticação. Apesar dos animais silvestres possuírem alta diversidade genética e facilmente “quebrar” a endogamia, serão necessários muitos ciclos reprodutivos para selecionar os animais com as aptidões genéticas ao sistema de cultivo.

Tabela 2. Número de reprodutores efetivos (N_E) relacionados com a proporção de machos e fêmeas de peixes utilizados. Observe que o número efetivo só é igual ao total quando o mesmo número de machos e fêmeas é utilizado. Quanto maior a diferença na proporção de machos e fêmeas, menor será o número efetivo.

Número de reprodutores			Número de reprodutores efetivos
Fêmeas	Machos	Total	
5	5	10	10
5	10	15	13,33
5	25	30	16,33
5	50	55	18,18
10	20	30	26,67
10	40	50	32
50	100	150	133,33
67	67	134	134

2.4. Interação genótipo-ambiente

As pesquisas em melhoramento genético têm sido amplamente levantadas como principal solução tecnológica para o desenvolvimento da indústria nacional aquícola. Entretanto, para a disseminação de genótipos superiores, o estudo da interação genótipo-ambiente é crítico, uma vez que um melhor genótipo para um ambiente pode não necessariamente ser o melhor para outro. Por exemplo, tambaquis melhorados para taxa de crescimento em viveiros escavados não necessariamente serão os melhores genótipos para cultivo em ambientes de tanques-rede. É importante que os genótipos de melhor desempenho sejam sempre avaliados em condições aproximadas aos ambientes de cultivo. A interação genótipo-ambiente tem mais chances de ocorrer em ambientes muito distintos ou entre grupos geneticamente distantes. Dois tipos de interação genótipo-ambiente podem acontecer: quando o valor genotípico de dois ou mais genótipos invertem a posição no *rank* quando comparados

em dois ou mais ambientes (Figura 4A) ou quando o valor genotípico não muda o *rank*, mas a magnitude das diferenças entre os dois genótipos são alteradas entre os dois ambientes (Figura 4B). É importante considerar que essas diferenças entre os valores genéticos têm grandes implicações econômicas.

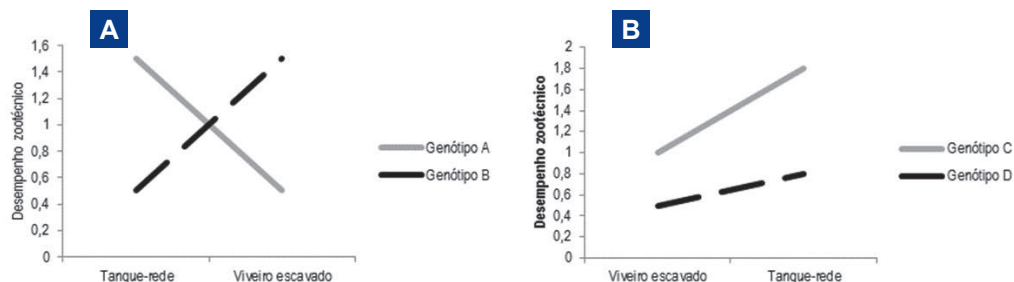


Figura 4. Exemplos de interação genótipo-ambiente em tanque-rede e viveiro escavado: (A) quando os valores genéticos de cada linhagem invertem de posição no desempenho zootécnico; (B) um dos genótipos sempre será superior ao outro, independente da mudança de ambiente.

2.5. Manipulação cromossômica

Sabe-se que o potencial genético dos peixes de piscicultura fica armazenado no conjunto de genes organizado nos cromossomos. Metade deles é de origem materna e a outra, paterna. Todas as células sexuais possuem cromossomos, sendo a manipulação deles na reprodução uma importante ferramenta para o aumento da produtividade aquícola. As principais técnicas de manipulação cromossômica utilizadas na indústria aquícola são a obtenção de linhagens monosssexo e a poliploidia. A produção de linhagens monosssexo pode ser obtida por meio de ginogênese, quando a prole tem apenas material genético da fêmea, ou androgênese, quando a prole apresenta somente com o material genético do macho. Em relação aos poliploides, há dois tipos de tecnologias de alteração no número de conjuntos de cromossomos: por choques de temperatura (térmicos) ou por choques de pressão (hiperbáricos). Esses choques de temperatura e pressão são aplicados aos ovos durante 5 a 10 minutos (logo após a fertilização), dependendo da espécie. Por meio dessas técnicas, é possível produzir animais com três ou quatro conjuntos cromossômicos, chamados de triploides e tetraploides, respectivamente. A produção de animais tetraploides em escala comercial tem sido tecnicamente difícil, entretanto o cultivo de animais triploides pode ser vantajoso por existir a possibilidade de aumento do crescimento e rendimento de carcaça. Uma vez que animais triploides são estéreis, a energia que normalmente seria gasta para formação de ovócitos e espermatozoides pode ser realocada (utilizada) para crescimento muscular. Adicionalmente, a produção de animais estéreis poderia prevenir o estabelecimento de espécies exóticas e o cruzamento de híbridos com as espécies parentais.

O desempenho de animais triploides, por outro lado, depende da espécie de peixe, da idade dos reprodutores e, sobretudo, das condições ambientais experimentais. Teoricamente, o processo é simples: emprega-se um choque de temperatura ou de pressão logo após a fertilização dos ovos para reter os cromossomos do 2º corpúsculo polar (Figura 5). Desse modo, são produzidos animais estéreis triploides. Tradicionalmente, para confirmar se o peixe é mesmo triploide, é feita uma coleta do seu sangue ou são sacrificados um número estatisticamente significativo de animais do tratamento para verificação do número de cromossomos. A produção de triploides tem grande potencial de aumento da produtividade nas pisciculturas, entretanto podem ocorrer alguns problemas. Dependendo da técnica e da espécie em questão, a eficiência da indução à triploidia pode ser baixa, alguns indivíduos triploides podem ser férteis

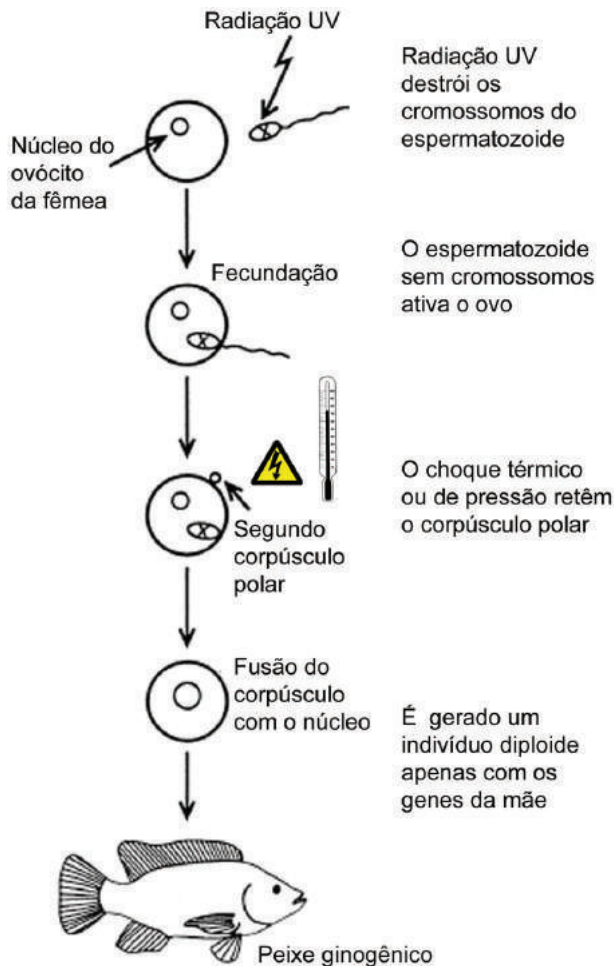


Figura 5. Exemplo geral das etapas de produção de linhagem monosssexo por manipulação cromossômica. As etapas indicam a formação de linhagem constituída apenas de cromossomos maternos (Ginogênese). Adaptado de Tave (1999).

e a triploidia pode diminuir o desempenho de certas características zootécnicas; de forma que, para algumas espécies, a triploidia pode não ser economicamente lucrativa. Existem tecnologias para produção de triploides em muitas espécies mundialmente cultivadas, por outro lado, para as espécies nativas brasileiras, as tecnologias de indução à triploidia ainda estão em fase de desenvolvimento.

2.5.1. Controle do sexo dos peixes

A obtenção de linhagens de peixes de apenas um dos sexos, sem a manipulação direta dos cromossomos, também pode ser obtida, sendo economicamente atrativa. Em algumas espécies, como a tilápia e os bagres africanos, a taxa de crescimento dos machos é consideravelmente maior que a das fêmeas, ao passo que, em carpa-capim, truta arco-íris e outros salmonídeos, as fêmeas crescem mais rápido.

Dentre as técnicas de produção de linhagens monossexo, destaca-se a inversão ou reversão sexual. Esta técnica consiste em alterar o sexo fisiológico dos peixes não diferenciados sexualmente, por meio de hormônios esteroides. O sexo dos animais é determinado logo após a fertilização pela formação do genótipo. Entretanto, o sexo fenotípico, ou seja, aquele observado na aparência é determinado durante o desenvolvimento da larva, mesmo que o genótipo seja do sexo oposto. Essa tecnologia consiste em aplicar hormônios sintéticos na ração para produzir animais de um sexo. Aplicam-se hormônios estrógenos para produzir linhagens monossexo de fêmeas e hormônios andrógenos para linhagens de macho. A condição determinante do sucesso da inversão sexual é o tratamento com o hormônio apropriado, administrado em dosagem e duração adequadas durante a fase em que a gônada encontra-se indiferenciada.

Recentemente, vários tipos de hormônios naturais e sintéticos têm sido usados nas pisciculturas. O andrógeno mais utilizado é a 17- α -metil-testosterona e, entre os estrógenos, cita-se o 17-estradiol. A inversão do sexo nem sempre é 100% efetiva, sendo difícil ser conseguida em certas espécies. Maior detalhamento sobre o processo de reversão sexual de tilápia pode ser encontrado no capítulo Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes.

Outra técnica de produção de linhagens monossexo é a produção de linhagens supermacho, reprodução realizada em peixes que apresentam sistema de determinação do sexo tipo XX/XY, como a tilápia nilótica. A obtenção de linhagens monossexo de machos é feita por meio da produção de matrizes de supermachos (machos que são YY em vez de XY). Em espécies com sistema de determinação sexual do tipo ZW/ZZ, tal como o piaçu (*Leporinus macrocephalus*), as matrizes de superfêmeas (WW) dão condições à produção de linhagens monossexo.

2.6. Transgenia

A engenharia genética é uma tecnologia amplamente utilizada na agropecuária há pelo menos 40 anos. A partir dessa técnica, é possível transferir genes de interesse de uma espécie para os cromossomos de outra espécie, no intuito de melhorá-la. Esses genes irão influenciar ou produzir uma nova característica qualitativa ou quantitativa de interesse que não existia na espécie hospedeira. Em geral, as pesquisas com peixes transgênicos têm focado grupos de características associadas à produção, como taxa de crescimento, reprodução, resistência a doenças e tolerância às variações das condições ambientais adversas ao cultivo. Peixes transgênicos que produzem proteínas resistentes ao frio são alvos de pesquisas e atrativos para pisciculturas em regiões frias. Nos EUA, uma empresa vem produzindo salmão-do-Atlântico com taxa de crescimento cinco vezes maior que o salmão de cultivo tradicional. Grande parte dos EUA já comercializa o peixe zebra transgênico com diferentes padrões de coloração e fluorescência provenientes de um gene de água-viva. A produção de peixes transgênicos estéreis é uma opção que pode apresentar valor econômico considerável na indústria aquícola.

A transgenia em peixes envolve primeiramente a caracterização do gene conhecido a ser introduzido na espécie hospedeira. Esse gene normalmente vem acompanhado de um gene promotor que sinaliza o quanto aquele gene deve ser ativado, ou seja, se vai produzir pouca ou muita proteína. Em seguida, essa construção gênica é introduzida dentro do núcleo de ovos de peixes fertilizados. Em geral, os genes são introduzidos por meio de microagulhas ou choque elétrico. Posteriormente, é feito um teste genético de confirmação da transgenia. Por último, são feitos experimentos que determinam o efeito do gene exógeno na característica zootécnica de interesse, comparando-se com peixes não transgênicos. Esta tecnologia fornece grandes possibilidades de aplicação na piscicultura. Entretanto, a discussão a respeito de sua aplicação atravessa as esferas científicas abrangendo questões sobre o seu impacto nos ambientes naturais e na segurança alimentar. Apesar disso, muitas pesquisas com peixes transgênicos têm sido realizadas e aplicadas em pisciculturas de diversos países.

Recomendações técnicas

1. Registrar os animais do plantel da piscicultura através de marcação física do tipo *tags* magnéticos;
2. Organizar o plantel de reprodutores identificando o número de animais, sexo, peso, procedência, etc.;
3. A cada ciclo reprodutivo, registrar o número de reprodutores para o controle da endogamia.

3. Conservação genética em projetos de piscicultura

A conservação genética é um termo que começou a ser utilizado na década de 1980 e corresponde ao uso de ferramentas genéticas na conservação ambiental. De uma forma geral, a conservação genética é aplicada tanto para plantas quanto para animais e apresenta diversas finalidades que variam desde a caracterização genética de espécies ameaçadas de extinção até a identificação molecular de novas espécies. Conservação genética em projetos de pisciculturas pode ser compreendida principalmente por duas práticas: utilizar os sistemas de cultivos e métodos genéticos para repovoar estoques naturais de peixes que sofreram depleção por ações humanas e evitar, por meio de monitoramento genético, a introdução de linhagens geneticamente manipuladas (linhagens melhoradas por seleção ou manipulação cromossômica) no meio ambiente.

3.1. Bancos genéticos para programas de repovoamento

As principais atribuições dos bancos genéticos em pisciculturas são manejo e monitoramento de bancos cultivados (formados *ex situ*, ou seja, fora do ambiente de origem), visando contribuir para a conservação e uso do potencial genético (variabilidade genética) das populações selvagens de espécies nativas. Outra forma de se organizar um banco genético é através da criopreservação de sêmen (formados *in vitro*), em nitrogênio líquido a -196°C , que já é possível de se realizar para algumas espécies nativas. Em geral, a principal aplicação dos bancos cultivados para conservação genética é no uso em programas de repovoamento, que são necessários em rios impactados e prejudicados pela ação antrópica, tais como a construção de usinas hidrelétricas e pesca predatória. Essas ações podem levar à diminuição dos estoques naturais e até mesmo à extinção de algumas populações ou espécies.

Com o objetivo de formar bancos genéticos para programas de repovoamento, devemos levar em consideração alguns aspectos: as espécies e estoques de peixes que serão cultivados na forma de bancos genéticos, a escolha dos tipos de bancos (*ex situ* e/ou *in vitro*), coleta apropriada das matrizes na natureza para evitar a redução do potencial genético, cruzamentos direcionados para gerar uma prole viável para o repovoamento, formas de monitoramento do processo de repovoamento e, principalmente, a variabilidade genética dos peixes utilizados para repovoamento.

A definição de variabilidade genética em peixes é facilmente compreendida quando os comparamos com os seres humanos. Ao observarmos os povos de diferentes continentes (por exemplo, asiáticos em relação aos europeus), percebemos uma nítida diferença de aparências externas, tais como cabelo, altura e cor de olhos.

Todas essas diferenças de características são expressas pelos genes, ou seja, pequenos fragmentos do material genético (DNA) que são transmitidos de pais para filhos. Basicamente, a variação de composição do material genético é a variabilidade genética, o que faz com que sejamos diferentes uns dos outros.

Como ocorre a variação do material genético? O surgimento de novas variações genéticas é um processo aleatório e que ocorre durante a divisão celular meiótica, ou seja, na formação dos gametas (ovócito ou espermatozoide). Basicamente, uma das principais formas de ocorrer a variabilidade genética é através das mutações, que de fato são erros de cópia do DNA ocorridos durante a duplicação do DNA na divisão celular. Outra possibilidade é a recombinação genética, ou seja, um processo de troca de material genético entre cromossomos homólogos que aumentam a variabilidade.

Nesse contexto, é possível entender o porquê de irmãos serem semelhantes. Pessoas aparentadas apresentam características similares devido ao fato de terem as mesmas variações dos genes ou pouca diferença genética, uma vez que herdaram o DNA dos mesmos progenitores. No caso de irmãos, a baixa variabilidade genética é porque a maioria das variações dos genes que foram herdadas dos pais é compartilhada. Por isso, quando há acasalamentos entre irmãos (ou aparentados), os descendentes apresentam pouca variabilidade genética e há um risco maior de nascerem filhos com problemas biológicos, que é um processo denominado de depressão por consanguinidade ou endogamia. Em outros animais, tais como em peixes, a situação é a mesma.

A depressão por consanguinidade resulta do fato de indivíduos biologicamente aparentados terem maior chance de possuírem genes recessivos deletérios. A probabilidade de anomalias biológicas aumenta quando os pais são mais aparentados, ou seja, quanto maior for o nível de consanguinidade dos parentais. Os processos de domesticação e a maioria dos sistemas de cultivo de animais levam à perda natural de variabilidade genética dos estoques. Entretanto, especialmente na piscicultura brasileira, há uma tendência dos plantéis de matrizes serem formados por peixes que possuem alto grau de parentesco.

Vários são os problemas relacionados à endogamia (vide tópico 3.3), que, em geral, resultam em baixa capacidade reprodutiva, que são características indesejáveis para programas de repovoamento.

A alta variabilidade genética é essencial na formação de bancos genéticos utilizados para programas de repovoamento, principalmente porque permite que os indivíduos tenham diferentes capacidades de suportar as variações e pressões impostas pelo ambiente. Com conjuntos de variações gênicas distintas, cada animal pode “responder” às variações ambientais diferentemente, ou seja, enquanto alguns peixes podem ser afetados por alguma doença ou variações de temperatura, outros podem ser mais resistentes.

Por fim, como recomendações práticas, para formar bancos genéticos cultivados com finalidades de repovoamento, devem-se atender algumas práticas e características genéticas:

Recomendações técnicas

1. O estoque do plantel de reprodutores deve ser formado a partir de peixes selvagens, de preferência do mesmo local ou rio onde será realizado o repovoamento;
2. Considerar níveis nulos ou mínimos de consanguinidade, evitando cruzamentos entre indivíduos aparentados (irmãos);
3. Evitar perda do potencial genético, por meio da formação de um número mínimo absoluto de casais de reprodutores selvagens (25 casais, no mínimo);
4. Ausência de seleção artificial para as condições de cultivo, ou seja, o estoque de reprodutores selvagens deve ser constituído por peixes pequenos, médios e grandes, coletados ao acaso na natureza, sem que haja uma preferência por peixes com determinadas características como, por exemplo, os peixes maiores;
5. Realizar a caracterização da variabilidade genética do lote de reprodutores selvagens por meio dos marcadores moleculares, descritos no início deste capítulo;
6. Os peixes reprodutores devem ser marcados com etiquetas magnéticas (*chip* ou *tag*), para que seja possível identificá-los individualmente;
7. É necessário direcionar e organizar os cruzamentos, com base nas informações de caracterização genética;
8. É aconselhável evitar que sejam introduzidos peixes de diferentes bacias ou origens biogeográficas, mesmo que sejam da mesma espécie, pois, caso correspondam a populações diferentes, possivelmente terão características genéticas distintas. Isto implica que novas variações dos genes poderão ser introduzidas no ambiente afetado, o que modificará o perfil genético da população original por meio de contaminação genética.

3.2. Impactos de linhagens geneticamente manipuladas

Devido à falta de monitoramento e boas práticas de manejo, as linhagens de peixes manipuladas geneticamente podem ser introduzidas de forma intencional ou acidental nos rios, o que poderá ocasionar problemas para as populações nativas. Isto porque as linhagens manipuladas podem acabar interagindo negativamente com

as espécies e populações selvagens e, em maior grau, podem se reproduzir e gerar contaminação genética. Nesse caso, ocorrerá uma diluição do *pool* genético original, que poderá ocasionar em maior grau a extinção de populações locais, uma vez que as características genéticas nativas serão perdidas.

Portanto, é importante o conhecimento dos potenciais riscos de animais manipulados geneticamente, o que permitirá uma maior conscientização para o uso sustentável e possibilitará que planos de conservação genética sejam propostos para preservar estoques selvagens e cultivados de peixes.

Dentre as linhagens manipuladas que apresentam riscos às populações nativas e necessitam receber atenção especial para conservação genética, podemos citar:

- a) linhagens melhoradas por seleção, pois as características originais já foram perdidas devido à domesticação, além disso, muitos genes de interesse foram selecionados para uma determinada qualidade. Caso ocorram cruzamentos com estoques naturais, certamente as características genéticas originais das populações selvagens serão modificadas e também ocorrerá uma redução da variabilidade genética, pois correspondem a linhagens altamente consanguíneas;
- b) poliploides, especialmente os tetraploides, pois, como são potencialmente férteis, podem se acasalar com diploides normais, o que resultará na produção desenfreada de indivíduos triploides estéreis e consequente redução dos diploides normais;
- c) gino e androgenéticos, pois são linhagens que resultam em um alto grau de consanguinidade. Assim, a ocorrência de escapes e cruzamentos com populações selvagens acarretará em indivíduos com reduzida variabilidade genética, o que não é desejável para populações naturais;
- d) linhagens monossexo, que podem causar um desequilíbrio populacional dos estoques selvagens, alterando a razão sexual de machos e fêmeas;
- e) híbridos interespecíficos, pois muitos peixes híbridos cultivados no Brasil são férteis. Caso ocorram introduções no meio ambiente, estes animais podem retrocruzar com as espécies nativas puras e contaminar os estoques naturais;
- f) transgênicos, que são amplamente discutidos em todos os grupos de organismos que se utilizam dessa técnica. A transgenia pode causar riscos para a natureza por dois motivos: proliferação descontrolada de organismos transgênicos, cujas consequências são, ainda, imprevisíveis e transferência de transgenes para populações nativas, que modificarão o *pool* genético original e poderão causar a consequente extinção de populações.

Por fim, é necessário colocar em prática projetos consistentes para contenção de escapes e confinamento físico de linhagens manipuladas geneticamente. Além disso, é necessária uma constante forma de monitoramento genético através dos métodos e marcadores moleculares descritos no início do capítulo. Somente com a utilização dessas ferramentas será possível identificar os estoques que são manipulados e fiscalizar o uso correto e sustentável dessas linhagens.

Recomendações técnicas

1. Para formação de bancos genéticos, é necessário realizar a caracterização dos peixes em laboratórios específicos;
2. Evitar cruzamentos entre indivíduos aparentados;
3. Na escolha dos animais para o banco genético, não realizar seleção dos peixes para qualquer característica que seja;
4. Evitar escapes e não realizar solturas (repovoamento) no ambiente natural de peixes geneticamente manipulados.

4. Marcadores genéticos em espécies de peixes

Desde o processo de domesticação de uma espécie nativa a sua incorporação a um programa de melhoramento genético, é fundamental o uso de informações genéticas, seja em nível de indivíduo, de populações ou de espécies. Para o controle das informações, é necessária a utilização de marcadores individuais que também possam fornecer informações de grupos, sendo os principais marcadores empregados os eletrônicos (*tags* magnéticos ou *transponders*), os morfológicos (como anéis, marcações com tinta, presilhas, etiquetas amarradas) e os marcadores genéticos ou de DNA (HASHIMOTO et al., 2012).

Mas o que é um marcador genético? Nada mais é do que uma característica do DNA que seja representativa do indivíduo, com frequência identificável na população ou até mesmo entre espécies. Atualmente, existem diversos marcadores genéticos disponíveis para estudos populacionais aplicados à piscicultura. Estes podem ser cromossômicos, bioquímicos ou moleculares, sendo que cada tipo de marcador possui uma característica peculiar na identificação de variações no DNA. Os diferentes marcadores também têm custos distintos e, muitas vezes, marcadores mais simples e baratos, como os cromossômicos, podem ser mais eficientes do que um marcador

molecular que possui custo mais elevado. Cabe, então, ao pesquisador definir o tipo de marcador mais adequado para o seu problema. Nesse sentido, iremos apresentar os principais marcadores genéticos aplicados à piscicultura.

4.1. Marcadores cromossômicos

A área da genética que estuda os cromossomos é chamada de citogenética e, ao longo dos últimos 30 anos, tem sido uma importante ferramenta de avaliação do potencial genético dos estoques de peixes nas pisciculturas. Os cromossomos são as unidades de armazenamento e transmissão do material genético dos indivíduos, de geração a geração. Com a compactação do DNA na fase de metáfase durante o ciclo celular, torna-se possível visualizar o DNA na forma de cromossomo através de microscopia óptica (Figura 6). As principais aplicações dos marcadores cromossômicos na piscicultura estão ligadas à identificação de características como: número diploide de cromossomos da espécie, ocorrência de triploidia ou tetraploidia, presença de cromossomos supranumerários, cromossomos sexuais, estrutura dos cromossomos localizando as regiões de heterocromatina e os genes responsáveis pela organização do nucléolo. Para isso, são empregadas metodologias de análise e bandamento

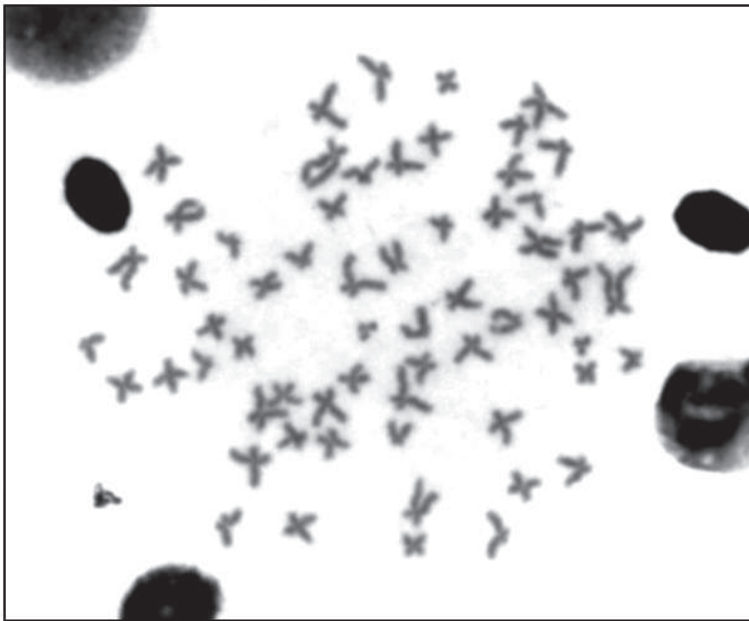


Figura 6. Metáfase somática do peixe ornamental *Corydoras aeneus*.
Imagem: Anderson L. Alves.

cromossômicos que permitem uma aplicação direta na produção. Entre as técnicas mais comumente utilizadas, estão a impregnação por prata ou Ag-NOR (detecção de regiões organizadoras do nucléolo), o bandamento C (detecta heterocromatina constitutiva), os fluorocromos base-específicos, como DAPI e Cromomicina (identifica regiões AT e GC ricas, respectivamente) e a hibridação *in situ* fluorescente ou FISH (identifica e mapeia o gene ou regiões do DNA de interesse). No entanto, a coloração simples com Giemsa é a mais rotineira, simples e barata e, como veremos a seguir, essa metodologia é suficiente para resolver ou auxiliar em problemas de diversas áreas na piscicultura. No entanto, a associação com os demais marcadores listados ocorre quando a coloração convencional não é resolutive.

A coloração convencional Giemsa permite identificar o número diploide e a fórmula cromossômica e, a partir daí, efetuar a montagem do cariótipo (organização dos cromossomos por pares de acordo com tamanho e morfologia) (Figura 7). Essa coloração se caracteriza como uma das mais utilizadas na piscicultura, particularmente para identificar híbridos interespecíficos quando as duas espécies progenitoras possuem números diploides distintos ($2n=50 \times 2n=48$, resultando em indivíduo $2n=49$), ou híbridos de espécies com mesmo número diploide, mas com fórmula cariotípica distinta (ex: Pintado $2n=56$: $18m+18sm+10st+10a$ e a Cachara $2n=56$: $18m+14sm+10st+14a$).

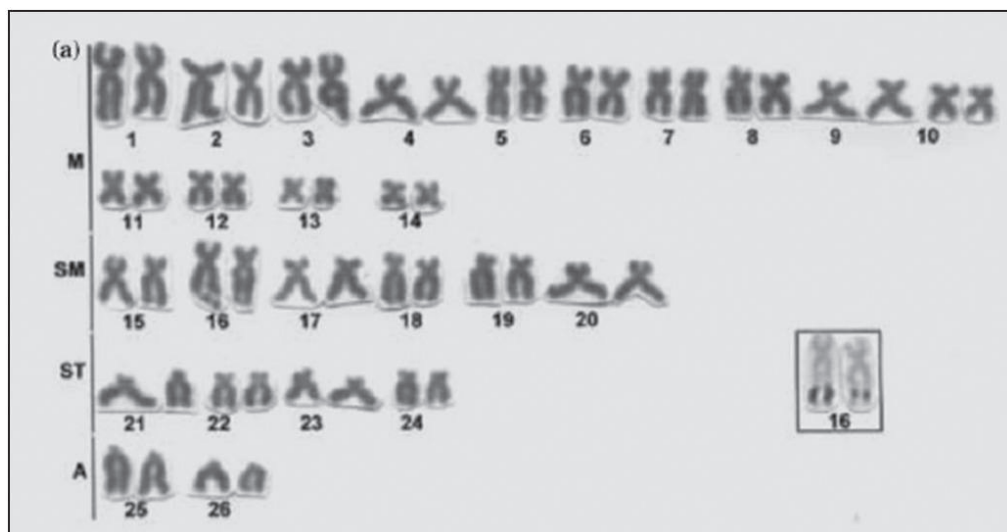


Figura 7. Cariótipo de acari (*Liposarcus anisitsi*) com destaque o par cromossômico 16 (portador da NOR). Fonte: Alves et al. 2006.

A coloração Giemsa possibilita ainda a identificação de cromossomos supranumerários ou Bs, que são cromossomos adicionais ao complemento padrão e ocorrem em algumas espécies com variação de número e tamanho. No caso do curimatá, os Bs ocorrem com variação de 0-7 e não são observadas alterações na produção tanto de desempenho como más formações morfológicas nos animais. Outra importante aplicação da coloração Giemsa é a identificação de indivíduos triploides, em que é possível confirmar que a manipulação cromossômica induzida por choque térmico ou pressão teve êxito, uma vez que animais normais ou não triploidizados possuem conjunto diploide de cromossomos, ex: $2n=50$, enquanto animais triploides possuem um conjunto adicional de cromossomos haploides, ex: $3n=75$ cromossomos, como em lambaris *Astyanax altiparanae* ou *A. bimaculatus*.

Finalmente, a coloração convencional possibilita a identificação de cromossomos sexuais. Em peixes, apenas cerca de 5% das espécies com cariótipo conhecidos apresentam sistemas de determinação sexual cromossômico. Em geral, se um animal do sexo masculino possui o cromossomo sexual diferenciado, o sistema de determinação de sexo é do tipo XY; já no caso da fêmea ser heterogamética, o sistema sexual é chamado de ZW. Diferente de outros grupos animais que possuem sistema sexual bem definido, como mamíferos e aves, que apresentam XX/XY e ZZ/ZW, respectivamente, os peixes possuem vários tipos de sistemas de determinação do sexo. Em peixes, quanto a detecção de sistemas de determinação de sexo cromossômica, o de maior frequência é o XY, e ainda ocorrem os sistemas múltiplos X_1X_2Y ou Z_1Z_2W , variantes dos sistemas normais. Porém, o mais comum é a ausência de cromossomos sexuais, sendo o sexo determinado por fatores multicromossômicos e não apenas por um par de cromossomos sexuais. Nas espécies nativas de interesse econômico descritas no capítulo “Espécies de peixes para a piscicultura”, é rara a presença de cromossomos sexuais, exceto nos peixes do gênero *Leporinus* (piaus, piaparas), que apresentam o sistema ZW.

4.2. Marcadores moleculares

Os marcadores moleculares podem ser definidos como qualquer fenótipo molecular oriundo de um gene expresso (isozimas) ou de um segmento específico de DNA, correspondente a regiões expressas ou não do genoma (FERREIRA; GRATTAPAGLIA, 1998). De modo geral, são marcadores genéticos mais resolutivos e informativos do que os marcadores cromossômicos, pois têm acesso direto a mutações, que são a base principal das diferenças genéticas (polimorfismo) encontradas entre indivíduos, populações e espécies.

De maneira prática, as aplicações dos marcadores moleculares em piscicultura são as mais variadas: (a) caracterização genética de populações naturais para formação de estoque de reprodutores; (b) avaliação genética dos estoques de reprodutores já formados para verificar ocorrência de consanguinidade ou endogamia, pureza do estoque (presença de híbridos ou introgressão gênica); (c) análise de estrutura de família com a confirmação de paternidade; (d) confirmação da eficiência de métodos de manipulação cromossômica como triploidia e tetraploidia, sem causar danos ao animal; (e) seleção de reprodutores; (f) acompanhamento do desempenho produtivo e seleção de características desejáveis em programas de melhoramento; (g) identificação sexual precoce; (h) seleção genômica; (i) estudos de associação (polimorfismo de DNA X característica fenotípica).

Para essas aplicações, existem vários marcadores moleculares disponíveis, que incluem desde os mais resolutivos e confiáveis até o que está cada vez mais em desuso devido a pouca reprodutibilidade dos resultados, diminuindo a confiança no marcador. Além disso, os custos são variados entre os diferentes tipos de marcadores. Por isso, é importante levar em consideração as seguintes informações quanto aos marcadores moleculares: (a) nem todas as regiões do genoma são usadas igualmente como marcadores moleculares; (b) algumas regiões podem ser codificantes (genes) ou não; (c) não é necessário conhecer a sequência do alelo para utilizá-lo como marcador molecular; (d) o polimorfismo do marcador molecular deve ser adequado ao estudo. Outras informações relevantes quanto às características dos marcadores moleculares são: (1) eles são geneticamente herdados; (2) estão presentes em todos os indivíduos de todas as espécies; (3) representa ilimitada fonte de variação (mutação); (5) oferecem relativa “*medida comum*” de divergência; (4) mais fácil distinguir “*Homologia*” de “*Convergência*” do que em outras análises.

No entanto, a escolha do marcador molecular mais adequado ao problema ou tipo de análise em aquicultura se torna uma das tarefas mais difíceis. Muitos fatores devem ser levados em consideração para esta escolha, sendo o custo um dos principais, uma vez que, em piscicultura, o número de animais analisados, de modo geral, é alto tanto para reprodutores como em experimentos de acompanhamento de engorda. Entre os principais marcadores moleculares estão as alozimas, o RAPD (amplificação ao acaso de fragmentos de DNA), o PCR-RFLP (PCR de polimorfismo de tamanho de fragmentos de restrição), os microssatélites e as sequências de genes do DNA mitocondrial. Detalhes dos métodos serão vistos a seguir:

4.2.1. Alozimas

Definição: Proteínas variantes codominantes que podem ser visualizadas por coloração específica em gel de eletroforese.

- Prós: Custo baixo; Relativamente fácil; Útil na separação de espécie, como no exemplo a seguir, em que foi possível identificar uma nova espécie do gênero *Neoplecostomus* (Figura 8).

- Contras: Baixa variabilidade em populações; Baixa qualidade dos dados.
- Uso de rotina: atualmente, é pouco utilizado devido à baixa resolução.

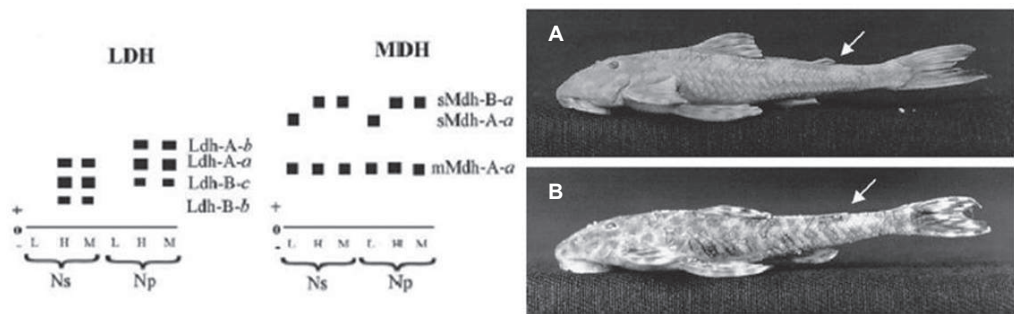


Figura 8. Identificação enzimática de *Neoplecostomus* sp. (A) e *N. paranensis* (B), em destaque exemplo dos resultados obtidos para duas alozimas, LDH (distingue as duas espécies) e MDH (não distingue as espécies). Fonte: Zawadzki et al., 2004.

4.2.2. RAPD (Polimorfismo de DNA amplificado ao acaso)

Definição: Os princípios metodológicos do RAPD são os seguintes: (a) usa *primers* arbitrários com condições de PCR diferenciais (temperatura baixa, cerca de 40°C); (b) gera vários fragmentos de tamanhos diferentes (base do polimorfismo); (c) a análise é comparativa entre a presença e ausência de sítio (bandas) do *primer*; (d) usa eletroforese para gerar DNA *fingerprinting* (Figura 9).

- Prós: boa discriminação entre os indivíduos da mesma espécie; útil para identificar grupos clonais; muitos indivíduos podem ser analisados em pouco tempo; utilizado para seleção de indivíduos dentro de uma população.

- Contras: marcador dominante (alelos heterozigotos não aparecem); frequência alélica é raramente avaliada; comigração de bandas (quando de tamanho similares migram juntas, mas não garantem que sejam homólogas); dificuldade de reprodução do padrão de bandas.

- Uso de rotina: atualmente, não é utilizada e, de modo geral, é recomendada por diversas revistas científicas a não publicação de dados gerados por essa metodologia, devido à baixa resolução e confiança nos dados.

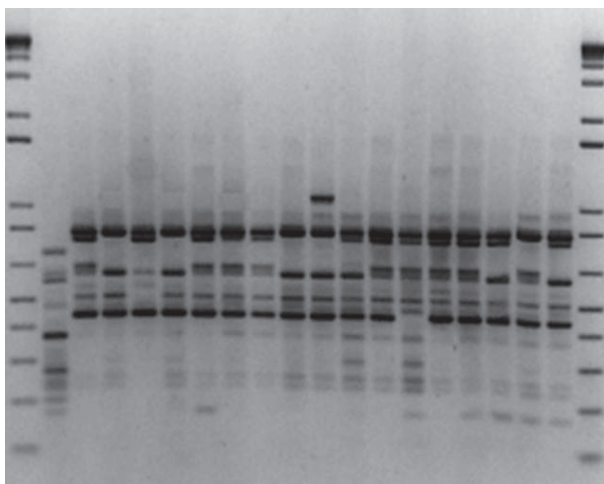


Figura 9. Gel de RAPD em estoque de reprodutor de curimatá (*Prochilodus lineatus*). Imagem: Anderson L. Alves e Claudio Oliveira.

4.2.3. PCR-RFLP (PCR de Polimorfismo de tamanho de fragmentos de restrição)

Definição: A análise é baseada em cortar o DNA em fragmentos com enzimas de restrição e separar os fragmentos resultantes por peso molecular em eletroforese. Variação genética é detectada se uma enzima cortar em uma localização específica do DNA de um indivíduo e não cortar em outro indivíduo na mesma localização, nesse caso, a sequência de DNA entre eles deve ser diferente (Figura 10).

- Prós: obtidos em grande número; estão distribuídos aleatoriamente no genoma; técnica simples e de fácil utilização; identificação de espécies;

- Contras: baixo polimorfismo; custo moderado; regiões hipervariáveis é difícil de identificar; perda de muita informação genética.

- Uso de rotina: ainda é uma técnica utilizada, no entanto, sua robustez não se equipara a técnicas como microsatélite e sequências de DNA.

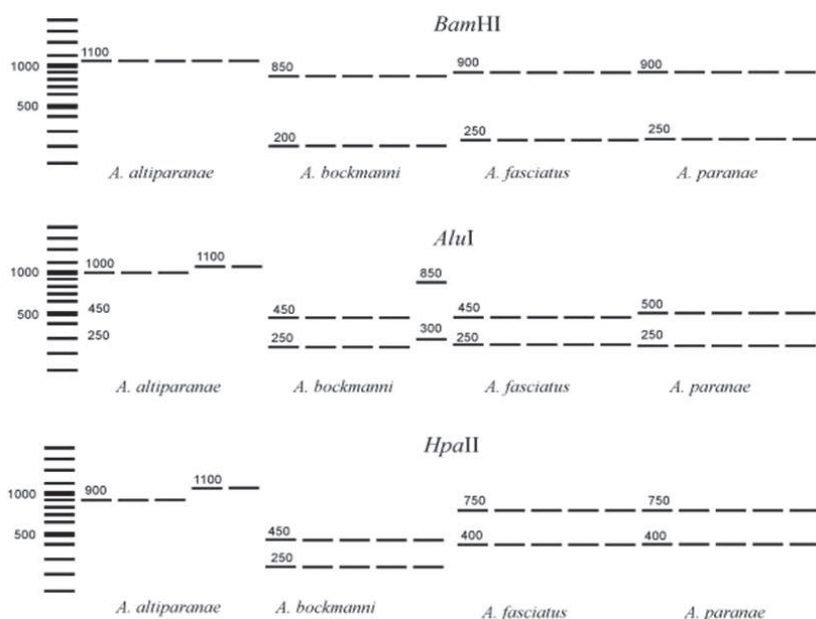


Figura 10. Esquema de PCR-RFLP para identificação de diferentes espécies de lambari *Astyanax* spp. Imagem: Anderson L. Alves.

4.2.4. Microssatélites

Definições: motivos curtos de DNA repetitivo (2 a 6 pb) em tandem, tipicamente dinucleotídeos (CA)_n, trinucleotídeos (ATC)_n ou tetranucleotídeos (GATA)_n (Figura 11). A base molecular do polimorfismo do marcador leva em consideração duas características: (a) as mutações ocorrem devido a erros no processo de replicação (adicionar ou remover pb); (b) o processo de replicação encontra dificuldades para copiar fielmente longos trechos de sequências repetidas. Além disso, é estimado que os microssatélites sofressem mutações entre 100 a 10.000 vezes mais rápido do que as substituições nucleotídicas.

- Prós: altamente informativo; fácil aplicação e reprodutibilidade; identificação de indivíduos; permite: estudos de paternidade, dispersão individual, fluxo gênico recente, estimar mudanças na estrutura demográfica e identificação de endogamia.

- Contras: Custo moderado se o marcador estiver disponível, porém, se necessitar desenvolver o marcador, o custo tornase elevado; a base evolutiva das mutações ainda não está estabelecida.

- Uso de rotina: é o marcador molecular mais utilizado em aquicultura atualmente.

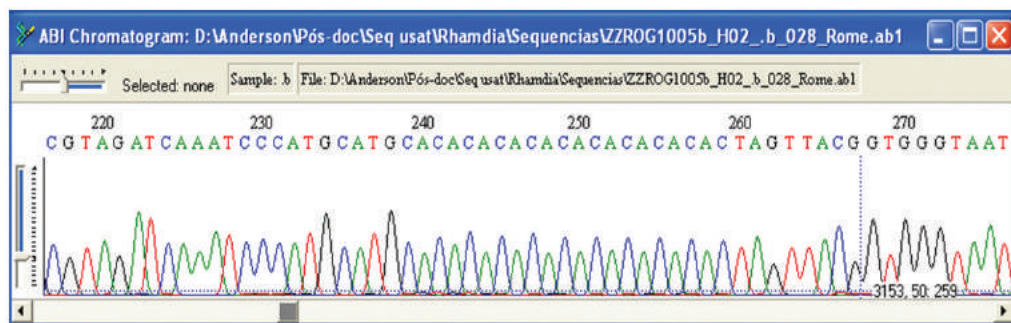


Figura 11. Sequência de DNA evidenciando 10 repetições de microssatélite do tipo CA (dinucleotídico) para um exemplar de jundiá *Rhamdia quelen*. Imagem: Anderson L. Alves.

4.2.5. Sequências de DNA mitocondrial (mtDNA)

Definição: O interesse no estudo do mtDNA está baseado no fato de que esse genoma apresenta uma série de particularidades importantes como sua herança exclusivamente materna (marcador matrilinear) e sua presença nos organismos em número haploide, o que impede (ou torna muito raros) os eventos de recombinação. Além disso, possui um genoma compacto com estrutura e organização simples, ausência de introns, pseudogenes e elementos transponíveis e alta taxa de evolução. Em razão disto, o mtDNA fornece informações relacionadas à estrutura populacional, sendo capaz de distinguir populações geográficas dentro da espécie com eficiência por meio da identificação dos haplótipos ou clones de mtDNA.

- Prós: alta taxa de evolução; baixa eficiência do sistema de reparo.
- Contras: obter frequência de dados de sequência para estudos populacionais, de estoques de reprodutores ou de plantel em fase de engorda pode ser muito caro e demorado.
- Uso de rotina: com as tecnologias de sequenciamento de nova geração, a tendência é reduzir cada vez mais o custo e, com isso, aumentar a utilização.

Recomendações técnicas

1. Identificar a sensibilidade do marcador molecular (MM) para estudos com estrutura de gene, identificação de genótipos, definição de genealogia, estudos filogenéticos, ou seja, definir o marcador molecular ideal para estudos no nível de espécies, populações ou gênero acima;
2. Definir se o marcador a ser utilizado corresponde a uma região codificante (gene) ou não codificante (DNA repetitivo, ex.) do genoma, uma vez que a taxa de evolução das duas regiões são diferentes;
3. Usar marcadores moleculares que apresentem conectividade com outros dados disponíveis na literatura;
4. Conhecer o tipo de polimorfismo do marcador (locus simples ou locus múltiplo);
5. Estabelecer o uso do marcador molecular com base na sua origem e taxa de mutação: organela (DNA mitocondrial) ou nuclear (DNA núcleo);
6. Identificar se há marcadores moleculares disponíveis para a sua espécie em questão ou se é possível a utilização de marcadores desenvolvidos para espécies próximas sem o comprometimento da qualidade dos dados gerados;
7. Definir previamente no projeto o custo das análises por indivíduo para o marcador molecular escolhido em comparação com os demais marcadores.

5. Bibliografia consultada

- ALVES, A.L.; OLIVEIRA, C.; FORESTI, F.; GRANADO, A.; NIRCHIO, M. Karyotypic relationships among tribes of Hypostominae (Siluriformes: Loricariidae) with description of XO sex chromosome system in a Neotropical fish species. **Genetica** (The Hague), v. 128, p. 1-9, 2006.
- BORBA, R.S.; ZAWAKSKI, C.H.; PARISE-MALTEMPI, P.P.; PERDICES, A.; ALVES, A.L. Phylogeography of *Hypostomus strigaticeps* (Osteichthyes: Loricariidae) inferred by mitochondrial DNA reveals its distribution in the Upper Paraná River basin. **Neotropical Ichthyology**, In press.
- FAO. **Aquaculture Development: genetic resource management**. Roma, 2008. Suppl 3, 125p.
- FERREIRA, M.E.; GRATTAPAGLIA, D. **Introdução ao uso de marcadores moleculares em análise genética**. Brasília: EMBRAPA – CENARGEN, 1998.
- GJEDREM, T. **Selection and breeding programs in aquaculture**. Noruega, AKVAFORSK: Institute of Aquaculture Research AS, 2005. 364p.

- HASHIMOTO, D.T.; SENHORINI, J.A.; FORESTI, F.; PORTO-FORESTI, F. Interspecific fish hybrids in Brazil: management of genetic resources for sustainable use. **Reviews in Aquaculture**, v. 4, p. 108-118, 2012.
- TAVE, D. Inbreeding and broodstock management. Rome: FAO, 1999. 122p. (FAO - Fisheries Technical Paper, n. 392).
- TOLEDO-FILHO, S.A.; ALMEIDA-TOLEDO, L.F.; FORESTI, F.; GALHARDO, E.; DONOLA, E. **Cadernos de ictiogenética 1**: Conservação genética de peixes em projetos de repovoamento de reservatórios. São Paulo: CCS/USP, 1992.
- TOLEDO-FILHO, S.A.; CALCAGNOTTO, D.; BERNARDINO, G.; FERNANDES-MATIOLI, F.M.C.; MOYSÉS, C.B.; ALMEIDA-TOLEDO, L.F.; FORESTI, F. **Cadernos de ictiogenética 5**: Projeto de bancos genéticos na piscicultura brasileira. São Paulo: CCS/USP, 1999.

6. Bibliografia recomendada

- HASHIMOTO, D.T.; ALVES, A.L.; VARELA, E.S.; MORO, G.V.; IWASHITA, M.K.P. **Genética na piscicultura**: importância da variabilidade genética, marcação e coleta para análise de DNA. Brasília, DF: Embrapa, 2012. 29p.
- ZAWADZKI, C.H.; ALVES, A.L.; RENESTO, E.; OLIVEIRA, C. Biochemical evidence of a possible new specie of the genus *Neoplecostomus* (Teleostei: Loricariidae) from the upper Rio Paraná basin, Brazil. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 32, p. 573-582, 2004.

Capítulo 9

Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes

Adriana Ferreira Lima

Giovanni Vitti Moro

Luciana Nakaghi Ganeco Kirschnik

Renata Melon Barroso

1. Introdução

O sucesso de uma produção zootécnica, seja ela qual for, inicia-se pelo controle da reprodução da espécie em questão, sem o qual o manejo e a viabilidade econômica da produção ficam prejudicados. Para se compreender a reprodução dos peixes, é necessário conhecer sua biologia reprodutiva. Os peixes ocupam os mais diversos ambientes aquáticos, mesmo as mais extremas temperaturas e altitudes. O sucesso da sobrevivência nesses ambientes se deve, dentre outros fatores, às diferentes estratégias reprodutivas apresentadas pelos diversos grupos de peixes existentes. O tipo de desova, a presença ou não de cuidado parental, as fases do ciclo e outras características podem diferir para cada espécie.

Neste capítulo, serão abordadas características da reprodução de peixes migradores e não migradores e a larvicultura e alevinagem das espécies de maior importância comercial no Brasil.

2. Estratégias reprodutivas

As estratégias reprodutivas são as características biológicas que uma espécie precisa manifestar para alcançar o sucesso reprodutivo. Dependendo da história evolutiva de cada espécie, diversas estratégias reprodutivas podem ser observadas na natureza.

A seguir, são descritas algumas estratégias reprodutivas dos peixes:

- Presença de caracteres sexuais secundários: algumas espécies possuem caracteres sexuais secundários, que ficam mais visíveis na época de reprodução, a exemplo do tucunaré (*Cicla spp.*), em que o macho apresenta uma protuberância na cabeça, e dos *Brycon* (matrinxã, piracanjuba, piraputanga), cuja nadadeira anal dos machos apresenta-se áspera ao toque;

- Fecundação e desenvolvimento: quanto ao tipo de fecundação, pode ser externa ou interna. Algumas espécies liberam seus gametas no ambiente, ampliando a chance de fecundação por diferentes indivíduos, o que aumenta a diversidade genética e, conseqüentemente, a chance de sucesso adaptativo da espécie, como ocorre com as espécies utilizadas para produção. Outras realizam a fecundação interna, o que lhes confere a chance de fecundarem a maioria, senão a totalidade, dos ovos produzidos, perdendo a possibilidade, no entanto, de terem uma grande mistura de material genético. Quanto ao tipo de desenvolvimento, pode ser externo ou interno. Os peixes possuem essas duas características de forma concomitante, sendo classificados das seguintes formas: (I) fecundação e desenvolvimento externo - são os ovulíparos, como o tambaqui (*Colossoma macropomum*); (II) fecundação interna e desenvolvimento externo - são os peixes ovíparos, como o *Cynopoeilus melanotaenia*; (III) fecundação e desenvolvimento interno, sendo o ovo liberado com o embrião já desenvolvido, ainda dentro da casca. É o caso dos ovovivíparos, como o *Guppy* ou lebiste (*Poecilia reticulata*); (IV) fecundação e desenvolvimento interno, com relação trófica entre o embrião e o corpo materno. É o caso dos peixes vivíparos, como arraias de água doce;

- Desenvolvimento dos ovos fecundados: algumas espécies possuem desenvolvimento direto, enquanto outras precisam passar por fases larvais;

- Cuidado parental com a prole: existem espécies que não realizam qualquer tipo de cuidado parental, outras que cuidam apenas dos ovos (p.ex. acará bandeira *Pterophyllum* sp) e aquelas que cuidam de sua prole por um maior período de tempo (p.ex. pirarucu *Arapaima gigas*);

- Migração: na natureza, é comum para várias espécies realizarem a migração para reproduzirem-se (espécies migradoras ou reofílicas). No entanto, nem todas necessitam realizar esse movimento, são as espécies não migradoras, que se reproduzem no local onde vivem (Tabela 1);

- Gametas: algumas espécies possuem sexo definido, ou seja, desenvolvem seus gametas em indivíduos diferentes. Outras são hermafroditas, apresentando gametas femininos e masculinos em um único indivíduo. A primeira estratégia é vantajosa por proporcionar maior diversidade genética e consequente sucesso adaptativo. Comparativamente, a segunda amplia as chances de sobrevivência dos ovos produzidos;
- Quanto à fecundidade: sendo a fecundidade definida pelo número de ovócitos que uma fêmea irá desovar no próximo período reprodutivo, existem espécies que apresentam alta e baixa fecundidade. A fecundidade, o tempo de incubação e o período de eclosão são característicos de cada espécie e dependem da ocorrência de condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento das larvas, principalmente temperatura e disponibilidade de alimento.

Todas essas estratégias reprodutivas estão relacionadas entre si de forma a maximizar o sucesso produtivo. Por exemplo, espécies que apresentam cuidado parental podem desovar ovócitos maiores ($> 1,5$ mm de diâmetro), mas comumente apresentam baixa fecundidade. Já espécies que apresentam alta fecundidade, em geral, não apresentam cuidado parental, pois produzem ovócitos em número suficiente para garantir a sucessão da espécie. Já a estratégia reprodutiva de liberar ovos maiores está relacionada com o tempo de desenvolvimento destes (as espécies que possuem ovos maiores e, consequentemente, com maior quantidade de vitelo possuem tempo de desenvolvimento mais lento, e os ovos são produzidos em menor quantidade).

Cada espécie ou grupo de espécies possuem um determinado conjunto de características ambientais que estimulam e maximizam o sucesso reprodutivo. Nesse sentido, conhecer os fatores ambientais que influenciam a reprodução das espécies cultivadas se torna extremamente importante para o sucesso do controle da reprodução em cativeiro e diversificação da piscicultura.

De forma geral, de todas as estratégias descritas, as características reprodutivas mais comuns para as espécies nativas de água doce são: indivíduos dioicos (sexos separados); ovíparos; sem cuidado parental ou, em alguns casos, um dos pais ou ambos cuidam da prole. Tais características são comuns para as espécies nativas migradoras ou não migradoras. No entanto, há particularidades que as diferenciam (Tabela 1).

Tabela 1. Principais diferenças das características reprodutivas entre peixes migradores e não migradores.

Característica reprodutiva	Peixes não migradores	Peixes migradores
Ambiente de reprodução	Não realizam migrações reprodutivas; A reprodução ocorre no ambiente onde vivem.	Realizam migração reprodutiva, com deslocamento do local de alimentação para o de reprodução.
Tipo de desova	Parcelada.	Total.
Fecundidade	Baixa. Podem ocorrer desovas múltiplas ao longo do período reprodutivo, com liberação de poucos ovos por desova.	Alta (grande número de ovócitos produzidos numa desova).
Cuidado parental	Sim.	Não.
Tipos de ovos	Grande tamanho (até 5 mm de diâmetro). Em contato com a água, após a desova, hidratam-se pouco. Podem ser ovos adesivos ou não adesivos.	Tamanho reduzido (<1,5mm). Em contato com a água, aumentam muito de tamanho (grande espaço perivitelino). São ovos livres (não adesivos).
Reprodução em cativeiro	Em geral, não necessitam de indução hormonal.	Necessitam de indução hormonal.
Espécies (exemplos)	Tucunaré (<i>Cichla</i> spp.), tilápia-do-Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>), pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>), apaiari (<i>Astronotus ocellatus</i>), cascudo (<i>Hypostomus</i> spp.), traíra (<i>Hoplias malabaricus</i>), bagre-do-canal (<i>Ictalurus punctatus</i>).	Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>), caranha ou pirapitinga (<i>Piaractus brachipomus</i>), surubins (<i>Pseudoplatystoma</i> spp.), dourado (<i>Salminus</i> spp.), matrinxã (<i>Brycon amazonicus</i>).

Recomendações técnicas

1. Cada espécie de peixe possui um conjunto de características reprodutivas que devem ser conhecidas para se alcançar sucesso na reprodução em cativeiro;
2. Alguns peixes podem apresentar como estratégia reprodutiva características que permitem a identificação sexual, como diferenças na coloração, no formato de determinada região do corpo, entre outras;
3. As principais características relacionadas às estratégias reprodutivas são tipo de fecundação e desenvolvimento embrionário, presença ou ausência de comportamento de migração para reprodução e cuidado parental.

3. Modificações no peixe durante o período reprodutivo

O ciclo reprodutivo dos peixes é acompanhado por modificações no sistema reprodutivo, mais facilmente observadas nas gônadas. No ciclo reprodutivo, as gônadas podem passar pelos seguintes estádios: (a) imaturo: pouco desenvolvidas e ainda em formação; (b) repouso: tamanho reduzido, delgadas e translúcidas. Normalmente ocorre nos meses mais frios e secos do ano; (c) maturação inicial: começo do processo de gametogênese (formação dos gametas); (d) maturação final: desenvolvidas e maduras. Nessa fase, atingem seu maior peso e volume. Geralmente ocorre no período mais quente e chuvoso do ano; (e) regressão: gônadas com células em atresia e consequente redução de tamanho. Ocorre quando não há liberação dos gametas (comum em peixes migradores mantidos em cativeiro); (f) esgotado: é o período posterior à reprodução (após a eliminação dos gametas), no qual há reorganização das gônadas que seguirão para a fase de repouso (Figura 1).

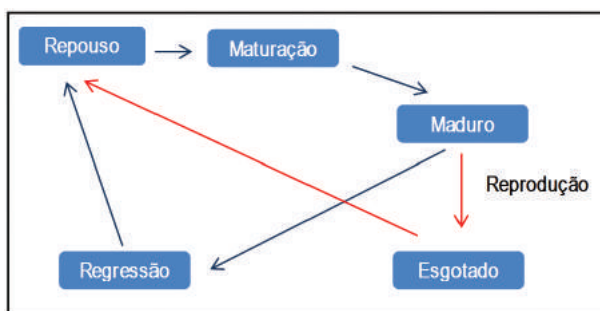


Figura 1. Fluxograma dos estádios de maturação gonadal dos peixes.

Paralelamente ao processo de maturação das gônadas, ocorre o processo de gametogênese, que é caracterizado por fases de desenvolvimento dos gametas, conforme descrito no capítulo sobre “Anatomia e fisiologia de peixes de água doce”.

As características reprodutivas são reguladas internamente por hormônios. Os estímulos que levam ao aumento da liberação hormonal são internos e externos. Os estímulos externos são basicamente ambientais.

Os principais hormônios envolvidos no desenvolvimento reprodutivo são aqueles liberados pelo hipotálamo, hipófise e gônadas, havendo outros que atuam como moduladores indiretos da reprodução. Basicamente, têm-se: a) hormônio estimulador das gonadotrofinas (GnRH): produzido pelo hipotálamo, age na hipófise estimulando a produção e liberação de hormônios gonadotróficos; b) hormônios gonadotróficos (GtH): são produzidos pela hipófise, estimulam o desenvolvimento dos ovócitos e a

liberação dos hormônios esteroides pelas gônadas. Pertencem a duas categorias: GtH I (comparado com o FSH - hormônio folículo estimulante dos mamíferos), que estimula o crescimento gonadal, a gametogênese e a entrada de vitelogenina no ovócito e GtH II (comparado com o LH, hormônio luteinizante dos mamíferos), que estimula a maturação final do ovócito e a desova; c) hormônio de crescimento (GH) e somatolactina: são produzidos pela hipófise, estimulam a liberação de esteroides pelas gônadas, mas com menor potência do que os hormônios gonadotróficos; d) hormônios tireoidianos (T3, principalmente): potencializam, indiretamente, a ação dos hormônios gonadotróficos I e II no início do desenvolvimento ovariano. Nesse período, há um aumento na secreção de estradiol, hormônio sexual, que inibe a liberação dos hormônios tireoidianos, os quais, por sua vez, regulam o metabolismo do organismo. Desse modo, com a redução nos níveis de hormônios tireoidianos, a energia disponível no peixe, que seria destinada para o crescimento corporal, pode ser majoritariamente destinada para o desenvolvimento gonadal.

Recomendações técnicas

1. Diversos hormônios estão envolvidos na reprodução de peixes, sendo importante conhecer a alteração destes ao longo do ciclo reprodutivo para compreender os aspectos fisiológicos envolvidos na reprodução;
2. As gônadas e gametas sofrem alterações ao longo do ciclo reprodutivo, sendo estas resultantes dos processos de alterações hormonais.

4. Reprodução de peixes migradores

O início do ciclo reprodutivo em peixes migradores é influenciado por fatores ambientais como fotoperíodo, temperatura, salinidade, composição iônica na água, fluxo de água, abundância de alimento e condições sociais da população de peixes. De forma geral, os peixes da região tropical e subtropical respondem a alterações graduais da luminosidade e temperatura. Desse modo, os processos reprodutivos dependem de ritmos endógenos regulados por relógios biológicos internos, mas que são fortemente influenciados por fatores ambientais externos.

Um dos fatores externos que estimulam o desenvolvimento gonadal de forma progressiva ao longo do ano é o fotoperíodo, que é o intervalo de claro e escuro em que os animais ficam expostos durante um dia (24 horas). Vale lembrar que a variação da luminosidade é relativa à latitude, de modo que quanto menor a latitude menor

a diferença de luminosidade ao longo do ano. A ação da luz ao penetrar pela retina ocorre através da excitação dos nervos ópticos que, por meio de sinais elétricos, estimulam células e glândulas do sistema nervoso central dos peixes. Dessa forma, a variação de hora-luz por dia vai sendo percebida pela retina tendo como consequência a liberação de hormônios que agirão no desenvolvimento gonadal. Ao longo desse período, o hipotálamo produz o hormônio liberador de hormônio gonadotrófico (GnRH), que agirá na hipófise estimulando-a a liberar o hormônio gonadotrófico do tipo 1 (GtH1). Este, por sua vez, agirá nas gônadas estimulando as células germinais a produzirem os primeiros estágios dos gametas, sendo este o início do complexo processo reprodutivo dos peixes migradores. De forma complementar, a melatonina também age na modulação da GtH, sendo liberada pela glândula pineal nos períodos de ausência de luminosidade (noite).

Com a aproximação do verão, o aumento progressivo da temperatura da água e da luminosidade vai sendo percebido pelos peixes. Nos peixes tropicais, a temperatura ideal para os processos fisiológicos é sempre elevada. O período de chuva associado com o aumento da temperatura está relacionado com o processo final de maturação gonadal dos peixes tropicais e subtropicais, sendo um gatilho importante desse momento. As chuvas alteram a composição química das águas dos rios e lagos. O aumento do volume da água no período de chuva inunda áreas de matas ciliares e causa alterações químicas do corpo hídrico. Essas alterações associadas ao aumento na temperatura e do nível do rio, bem como à crescente concentração iônica e disponibilidade de alimento, parecem estar relacionados a ritmos de secreção da GtH2, que estimulam o desenvolvimento final da maturação gonadal dos peixes de água doce das regiões tropicais e subtropicais.

Durante o processo de maturação, características secundárias podem estar evidenciadas, influenciando na atratividade sexual. Nos peixes teleósteos, esta atratividade é feita por estruturas morfológicas (atração visual) e também por meio de feromônios (substâncias químicas liberadas na água). Os órgãos reprodutores maduros de machos e fêmeas produzem hormônios que agem nos estágios finais de maturação gonadal. Quando excretados e liberados no ambiente, podem ser absorvidos pela pele ou olfato, passando a ter ação atrativa para indivíduos do sexo oposto da mesma espécie – são os chamados feromônios. Eles estimulam a ovulação nas fêmeas e a produção de sêmen nos machos e influenciam a fisiologia e comportamento reprodutivo. Um exemplo prático é o caso dos andrógenos produzidos pelos machos de tambaqui. Estes são percebidos pela fêmea, estimulando sua proceptividade e aceitação do macho. As fêmeas, por sua vez, produzem prostaglandina F2 alfa ($\text{PGF}\alpha$), que favorece a ovulação e tem sido citada como um dos principais feromônios femininos em peixes.

O desenvolvimento gonadal de peixes migradores pode ser resumido da seguinte forma:

Machos:

Espermatogênese → Espermiogênese → Liberação de gametas

A formação dos espermatozoides se dá em cistos germinativos estimulados pela produção de hormônio testosterona pelas células de Leydig. Essas células produzem 11-ketotestosterona que estimula a produção de 17α , 20β progesterona, que, por sua vez, induz a maturação dos espermatozoides. Após a maturação, os espermatozoides seguem para a luz do túbulo seminífero onde sofrem uma hidratação, sendo então liberados no processo chamado espermição.

Fêmeas:

Repouso → Maturação inicial ou ciclo pré-vitelogênico → Maturação avançada ou vitelogênese → Maturação final → Ovulação → Desova

Os ovários dos peixes são estruturas pequenas durante a fase de repouso, semelhante a finos fios rosados e com pouca vascularização. Com os estímulos hormonais, os ovários iniciam o processo de recrutamento de células germinativas que darão origem aos ovócitos. Essa fase é conhecida como pré-vitelogênica. Com o crescimento dos folículos ovarianos, inicia-se a produção de hormônios esteroides que estimulam a produção de vitelogenina pelo fígado e a absorção desta proteína pelo ovócito em forma de vesículas de vitelo. Inicia-se, então, a fase de maturação (vitelogênese) – caracterizada por ser longa e demandante de boa reserva de energia. Por isso, animais com deficiência nutricional não entram em reprodução ou possuem baixa produção de ovócitos de qualidade inferior.

A próxima fase de desenvolvimento gonadal refere-se às alterações estruturais do ovócito com migração de seu núcleo da região central para a periférica, conhecida como migração da vesícula germinal. Nesse momento, as fêmeas encontram-se preparadas para a desova, a qual irá ocorrer sob condições ambientais favoráveis.

Recomendações técnicas

1. A reprodução de peixes é fortemente influenciada por fatores ambientais;
2. Temperatura e luminosidade são os principais fatores ambientais que influenciam a reprodução;
3. A atratividade entre os peixes pode ser visual ou uma resposta à presença de feromônios.

5. Reprodução artificial de peixes migradores

Considerando que uma das características mais buscadas nas espécies para produção é a possibilidade de reprodução em cativeiro, o desenvolvimento de técnicas de indução contribuiu para o aumento da produção de peixes no mundo todo. No Brasil, as primeiras pesquisas sobre reprodução em cativeiro e indução hormonal foram realizadas por Ihering (1935), com o uso da técnica de hipofiseação, que utiliza o extrato bruto de hipófise para indução hormonal dos peixes. Essa técnica é amplamente utilizada nas estações de piscicultura até os dias atuais. Entretanto, também surgiram estudos com a indução por meio de hormônios sintéticos, que se tornaram uma alternativa.

Uma vez conhecida a importância dos fatores exógenos no desenvolvimento gonadal e estímulo reprodutivo dos peixes migradores, é possível compreender como as condições de cultivo podem afetar negativamente a reprodução, principalmente, durante a fase que deveria ocorrer o processo de migração, no qual há uma limitação de espaço. Dessa forma, os peixes chegam a um grau de desenvolvimento reprodutivo limitado, sem concluir a fase de maturação final dos ovócitos. Nesse momento, é possível observar nas fêmeas o abaulamento abdominal com avermelhamento da papila urogenital, que pode estar protuberante ou não.

Além da limitação do espaço de cultivo, a restrição na qualidade ou quantidade de alimento, a excessiva densidade de estocagem e presença de outros fatores estressantes (presença/ manipulação do homem, p.ex.) podem induzir a reabsorção de ovócitos vitelogênicos. Nesse caso, nem com intervenção hormonal consegue-se uma desova bem sucedida.

A seleção de reprodutores maduros é vital para o sucesso do processo de indução da maturação final e desova, sendo considerada uma das etapas mais importantes para a produção de ovos. Os critérios utilizados pelos produtores são baseados em características subjetivas. Para as fêmeas, deve-se observar: abdômen dilatado e macio e papila genital intumescida e avermelhada (Figuras 2A e B). Para a seleção dos machos da maioria das espécies migradoras brasileiras, deve-se observar, através de uma leve compressão abdominal, a saída de pequenas quantias de sêmen.

A dificuldade para padronização dos critérios para seleção dos reprodutores tem estimulado trabalhos de pesquisa a buscar métodos mais objetivos, principalmente para as fêmeas. Um método que pode ser utilizado é a realização de biopsia ovariana por meio de canulação intraovariana, via papila genital (Figura 2C). Nesse procedimento, os produtores podem observar coloração, textura e tamanho diferenciado dos ovócitos

maduros. Para os produtores que possuírem uma lupa ou microscópio, vale observar a migração do núcleo do ovócito da posição central para a periférica (Figura 3), que indicará com mais precisão a fase de maturação em que a fêmea se encontra.



Figura 2. Reprodução do tambaqui (*Colossoma macropomum*). A e B. Fêmea com ventre distendido, barriga abaulada e papila genital intumescida e vascularizada. C. Canulação de fêmea para verificação da coloração dos ovócitos. D. Processo de sutura da papila genital de exemplar fêmea. Fotos: Adriana F. Lima.

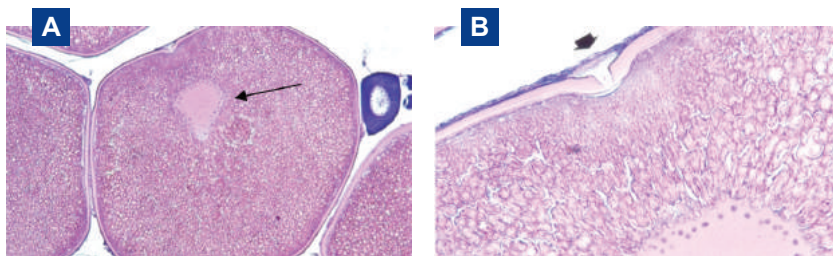


Figura 3. Ovócitos de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). A. Migração do núcleo do ovócito da posição central para periférica (seta). B. Micrópila (seta). Fotos: Luciana N. G. Kirschnik.

Na Tabela 2, são resumidas recomendações técnicas para a escolha dos reprodutores mais propícios a responder à indução hormonal.

Tabela 2. Recomendações técnicas para a escolha dos reprodutores.

	Machos	Fêmeas
Características observadas para escolha dos reprodutores aptos à indução hormonal	- Leve pressão abdominal leva à espermiacção;	- Abaulamento abdominal (ovário cheio);
	- Papila genital edemaciada.	- Poro genital edemaciado e protuso.
	Coloração nupcial (pode mudar de cor, de acordo com a espécie).	
Práticas que permitem o sucesso e maior controle na reprodução induzida	- Verificar características do sêmen (pH, número de espermatozoides, motilidade);	- Canulação para verificar tamanho dos ovócitos e homogeneidade;
	- Determinação do volume de sêmen.	- Contagem de gametas (fecundidade), volume de ovócitos.

A indução hormonal realizada pela aplicação de hormônios é o controle artificial mais eficaz da reprodução de peixes migradores tropicais mantidos em cativeiro. Nas fêmeas, tais hormônios devem ser capazes de promover a maturação final dos gametas. O peixe deve estar num estágio de maturação gonadal adequado para que responda à indução hormonal e permita a liberação dos gametas. A indução irá garantir a migração e posterior desintegração da vesícula germinal, com rompimento do envelope folicular e consequente liberação dos ovócitos na luz do ovário, seguida pela eliminação dos ovócitos maduros (desova).

Para os machos, a função básica da indução hormonal é o aumento no volume de sêmen, que está mais associado com uma maior fluidez do sêmen produzido do que com o aumento no número de espermatozoides. É importante lembrar que, após a coleta do sêmen, os espermatozoides encontram-se inativos. Apenas quando entram em contato com a água é que ficarão ativos e serão capazes de fecundar os ovócitos.

Com toda a gama de hormônios já testada na indução da reprodução artificial de peixes (Tabela 3), a técnica de hipofiseação, que utiliza o extrato bruto de hipófise, ainda é a mais empregada nas desovas induzidas de diversas espécies de peixes em vários países.

A hipófise é um produto comercializado por empresas especializadas, que a retiram de peixes adultos sexualmente maduros. Se for de interesse do produtor, a coleta da hipófise pode ser realizada na propriedade, pois é um procedimento simples. No item 4.1, apresentamos o detalhamento dos procedimentos necessários para a retirada da hipófise (hipofisectomia).

Tabela 3. Hormônios utilizados na indução da reprodução de peixes.

Agente indutor	Característica	Vantagem	Desvantagem	Uso
Extrato de hipófise	- É a forma mais utilizada; - A hipófise é o local de acúmulo dos hormônios gonadotróficos em peixes maduros; - Pode ser fresca, seca ou dessecada em acetona.	- Praticidade de procedimentos e uso de equipamentos simples; - Fácil manuseio e disponibilidade no mercado.	- Variabilidade na quantidade de gonadotropina presente em hipófises distintas, o que dificulta a padronização da dosagem indicada; - Risco de contaminação com doenças dos peixes extraídos.	- Fêmea: 0,5 mg/kg (1ª dose) e 5,0 mg/kg (2ª dose); - Macho: 1 dose de 0,5 a 1,5 mg/kg.
hCG	Gonadotropina coriônica humana.	- Atua diretamente na gônada, induzindo a maturação; - Fácil aquisição.	- Funciona só em algumas espécies; - Exige aplicação de doses elevadas (> custo); - Uso continuado reduz o desempenho reprodutivo dos peixes.	- Fêmea: 5 UI*, (1ª dose) e 10 UI* (2ª dose).

GnRH	- Hormônio liberador de gonadotropinas; - É aconselhável injetar junto antagonistas de dopamina (domperidona e pimizida), quando a injeção de GnRH sozinho não traz resultados; - Nomes comerciais: Ovaprim, Ovopel e Conceptal.	- São semelhantes para vertebrados inferiores e superiores; - Atuam no início da cadeia hormonal e estimulam o peixe a sintetizar sua própria GtH.	- Não funciona para muitas espécies (Ovaprim); - Necessidade de altas doses (Ovopel); - Difícil obtenção.	- Fêmea: 10 a 15 µg/kg; - Macho: 5 µg/kg.

LH-RH	Hormônio liberador do hormônio luteinizante.	- Induz a liberação de GtH no organismo do reprodutor; - Comercializado em ampolas de 1 a 5 mg; - Possui mesmo princípio do GnRH.	- A resposta à indução pode demorar de 1 a 4 dias; - Custo alto.	- Fêmea: 1ª: 5 a 7 µg/kg, 2ª: 15 a 20 µg/kg; - Machos 3 a 6 µg/kg (dose única).

* UI – Unidade Internacional.

Na preparação da hipófise para processos de indução, é necessário macerá-la completamente em um gral de porcelana (cadinho). Para facilitar o processo, deve-se adicionar de uma a três gotas de glicerina e macerá-la com o pistilo (haste de ponta arredondada). A solução formada deve ser diluída em solução fisiológica (cerca de 0,5 mL de soro para cada kg de peixe) (Figuras 4 A,B e C).



Figura 4. Reprodução do tambaqui (*Colossoma macropomum*). A, B e C. Processo de preparação, maceração e diluição da hipófise em solução fisiológica 0,65% NaCl, respectivamente. D. Extrusão de uma fêmea. E. Extrusão de um macho sobre os ovócitos da fêmea. F. Distribuição de ovos hidratados em incubadora. G. Processo de limpeza em incubadora com retirada das larvas por sifonamento. Fotos: Adriana F. Lima.

De forma geral, a aplicação de hormônios ou agentes indutores deve ser feita com uma seringa e agulha esterilizadas, podendo ser aplicada de forma intramuscular (músculo da região dorsal) ou intraperitoneal (cavidade abdominal). No entanto, devido à complexidade inerente à maturação final dos ovócitos, faz-se necessária a divisão da dose hormonal a ser aplicada nas fêmeas. Estas, portanto, receberão uma primeira

dose indutora, referente a 10% da dose total, e uma segunda aplicação, chamada dose final, relativa a 90% da dose hormonal calculada. A aplicação da dose inicial é fundamental para estimular os receptores hormonais e melhorar a eficácia da dose final, por isso a importância da divisão em duas doses. O cálculo da dose hormonal a ser aplicada é baseado no peso do animal, variando de acordo com o tipo de agente indutor. A Tabela 3 apresenta os principais hormônios utilizados em peixes, suas vantagens, desvantagens e respectivas doses. Cabe lembrar que o uso de hormônios está atualmente proibido em produções comerciais.

Após a aplicação da dose final, deve-se iniciar a contagem de uma medida chamada “hora-grau”, que nada mais é do que a somatória da temperatura da água em que os reprodutores estão a cada hora que passa (Tabela 4). Com esse cálculo, é possível saber aproximadamente em quanto tempo, após a aplicação do agente indutor, as fêmeas estarão preparadas para desovar. Por exemplo, se os peixes estão em uma água cuja temperatura é de 25°C, passado uma hora da aplicação da última dose, o valor da hora-grau será 25, se na próxima hora a temperatura se elevar para 26°C o valor de hora-grau após duas horas será 51 ($25 + 26$) e assim deve ser calculado sucessivamente. É importante notar que esse valor varia de acordo com cada espécie e entre indivíduos da mesma espécie (Tabela 5). Quando o valor estiver próximo ao de referência para a espécie, as fêmeas devem ser avaliadas quanto à qualidade de seus ovócitos, o que deve ser feito por meio de uma leve pressão no abdômen verificando a sua liberação.

Tabela 4. Cálculo da hora-grau (Adaptado de CECARELLI et al., 2000).

Hora	Temperatura	Soma	Hora-grau
17:00	26	26	26
18:00	25	26+25	51
19:00	25	26+25+25	76
20:00	26	26+25+25+26	102
Etc.	...	...	...

Tabela 5. Valor referência de hora-grau para algumas espécies de peixes (Adaptado de CECARELLI et al., 2000).

Espécie	Temperatura da água (°C)	Hora-grau
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	25	240-320
Matrinxã (<i>Brycon amazonicus</i>)	24	140-160
Dourado (<i>Salminus brasiliensis</i>)	24	140-160
Piau (<i>Leporinus macrocephalus</i>)	24	220
Surubins (<i>Steindachneridion spp. e Pseudoplatystoma spp.</i>)	24	255
Curimatá (<i>Prochilodus spp.</i>)	25	210
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	27	290

A coleta dos ovócitos e do esperma deve ser realizada a seco, em recipientes separados ou não, evitando-se ao máximo qualquer contato com a água. Isso porque a água em contato com os ovócitos promove a sua hidratação e, conseqüentemente, o fechamento de um pequeno orifício por onde o espermatozoide irá fecundar o óvulo, chamado de micrópila. Além disso, os espermatozoides estão inativos devido à alta concentração de potássio no sêmen. No entanto, uma vez ativos, sua motilidade diminui com o tempo e a capacidade de fecundação se torna reduzida. Dessa forma, a região genital dos animais precisa estar seca. A extrusão da fêmea deve ser feita por meio da compressão do ventre no sentido ântero-posterior, até a aparente retirada da maior quantidade possível de ovócitos (Figura 4D). Posteriormente, deve-se realizar a compressão do ventre do macho, também no sentido ântero-posterior, até a liberação do sêmen, que deve ser suavemente misturado aos ovócitos (Figura 4E). O ideal é que os gametas masculinos e femininos sejam cuidadosamente misturados com auxílio de uma pena ou espátula para otimizar o sucesso da fecundação, antes de estimular tais gametas com a hidratação.

Após a mistura dos gametas coletados, deve ser adicionada água. Nessa fase, ela será essencial para que ocorra a ativação dos espermatozoides, possibilitando que estes fecundem os óvulos antes do fechamento da micrópila. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras (Figura 4F).

Diante do mencionado, dentre os fatores que podem levar ao insucesso da indução hormonal, destacam-se:

- Falha em qualquer etapa da técnica. Uma simples queda de um peixe reprodutor já pode prejudicar o sucesso da reprodução;
- Falha na preparação e conservação do extrato de hipófise;
- Aplicação do hormônio no momento incorreto;
- Falha na coleta dos gametas.

Os ovos recém-fertilizados devem ser colocados em incubadoras cilíndrico-cônicas com fluxo de água contínuo, onde seguirão durante o período inicial da larvicultura (Figura 4G).

Recomendações técnicas

- 1.** Limitação de espaço de cultivo, restrição na qualidade ou quantidade de alimento e excessiva densidade de estocagem são fatores que contribuem para o insucesso da reprodução;
- 2.** Devem-se escolher os animais reprodutores com cautela quanto ao estágio de maturação e sanitário;
- 3.** É recomendável utilizar acessórios que evitem o contato direto das mãos com os peixes, pois a presença de ácidos orgânicos nas mãos pode causar injúrias nos peixes;
- 4.** Manejar sempre com cuidado os reprodutores para evitar injúrias;
- 5.** Calcular a dose exata do hormônio a ser utilizado;
- 6.** A aplicação de hormônio deve ser intramuscular ou intraperitoneal, dividida em duas doses;
- 7.** O acompanhamento das horas-grau permitirá a identificação do momento da desova;
- 8.** Realizar a extrusão dos ovócitos e do sêmen evitando ao máximo o contato com a água é importante para garantir altos níveis de fertilização.

5.1. Hipofisectomia

Para o procedimento de hipofisectomia, prezando o bem estar animal, os peixes devem ser insensibilizados com gelo para que então possam ser sacrificados e a hipófise, retirada. Com o auxílio de um arco de serra ou uma faca afiada, deve-

se efetuar um corte na região occipital da cabeça do peixe, retirando-se o encéfalo com uma pinça e acessando-se a sela-túrcica, região anatômica onde a hipófise fica localizada. Após alguma prática, a remoção da hipófise torna-se corriqueira e bastante rápida, não afetando a qualidade da carne do peixe, que poderá ser enviado ao mercado consumidor.

As hipófises retiradas devem ser colocadas em um recipiente contendo acetona PA e mantidas nesse meio por um período de 10 horas. Após esse período, renova-se a acetona, mantendo as hipófises por mais 10 horas. Somente então as glândulas são retiradas do recipiente inicial, passadas para um papel filtro e colocadas em um dessecador (câmara fechada com sílica gel). Após aproximadamente 8 a 10 horas, as glândulas estão prontas para serem utilizadas na indução. Para isso, devem ser maceradas e diluídas em solução fisiológica contendo 0,65% de NaCl (Figuras 4A, B e C). Geralmente necessita-se em torno de 300 a 500 animais doadores em fase de reprodução (dependendo da espécie utilizada), que irão resultar em apenas um grama (1 g) de hipófise seca no final do processo descrito.

6. Larvicultura e alevinagem de peixes

O período de incubação varia para cada espécie e em função da temperatura da água de cultivo. Em geral, águas com temperaturas mais elevadas resultam numa diminuição do tempo de eclosão e aceleração no desenvolvimento das larvas. Nessa fase, cuidados com a qualidade da água de abastecimento das incubadoras são essenciais para o sucesso da produção, principalmente para os níveis de oxigênio dissolvido e partículas em suspensão. O manejo das incubadoras exige atenção do produtor, sobretudo com relação à necessidade de limpeza logo após a eclosão das larvas (Figura 4G). Esse procedimento é necessário devido à elevada quantidade de resíduos oriundos da estrutura dos ovos, o que pode colmatar as tela das incubadoras, causando transbordamento e consequente escape das larvas.

As larvas eclodidas possuem reserva energética conhecida como saco vitelínico, que garante a sobrevivência das larvas enquanto ainda não são capazes de se alimentarem. A formação do sistema digestivo varia de acordo com a espécie, não estando completamente formado no momento da eclosão da larva.

O momento da primeira alimentação das larvas requer grande atenção do produtor, que deve considerar a espécie cultivada. Algumas espécies aceitam alimento inerte (ração) como primeiro alimento, enquanto outras, sobretudo as

carnívoras, necessitam inicialmente de alimento natural e apenas na fase de alevinagem é que passam por um processo de treinamento, quando podem ser condicionadas a aceitar ração.

A manutenção e alimentação das larvas na incubadora pode variar entre 2 e 10 dias, para a maioria das espécies nativas de água doce. Na sequência, inicia-se a fase de alevinagem, que, em geral, é realizada em viveiros escavados, quando os peixes ainda merecem uma atenção especial, sobretudo em relação aos números de refeições diárias e cuidados com possíveis predadores.

Recomendações técnicas

1. A temperatura da água irá influenciar o tempo necessário para desova, assim como o tempo de eclosão e desenvolvimento larval;
2. Deve-se estar atento para a qualidade da água das incubadoras, principalmente para as concentrações de oxigênio dissolvido e limpeza da água;
3. A fase da primeira alimentação é um dos pontos mais críticos na larvicultura, sobretudo para peixes carnívoros, por isso o alimento ofertado deve ser compatível com o tamanho da larva e capacidade em aceitar o alimento.

7. Reprodução, larvicultura e alevinagem do tambaqui (*Colossoma macropomum*)

Para iniciar o processo de reprodução do tambaqui, é necessário selecionar os reprodutores com características externas que indiquem a preparação do animal para a reprodução. Para as fêmeas, devem-se observar a presença de papila genital altamente vascularizada, coloração avermelhada e ventre distendido (Figuras 2A e B). Para os machos, deve-se observar a liberação de sêmen sob uma leve pressão. Alguns laboratórios realizam o processo de canulação da fêmea, na qual é utilizada sonda uretral nº 10 ou 12, com a qual é retirada uma amostra dos óvulos para observação visual da coloração dos ovócitos. A coloração esverdeada indica que os ovócitos estão desenvolvidos. Ovos com coloração diferente desta não estão adequados para o processo de reprodução.

Conforme descrito, a indução da desova do tambaqui pode ser realizada com o uso de diversos hormônios (Tabela 3). No Brasil, o tipo e a quantidade de hormônio

utilizados variam dependendo do laboratório que trabalha com reprodução do tambaqui. Quando as fêmeas escolhidas para o processo de indução são muito grandes (acima de 7 kg), pode ser adicionado 1 mg de hormônio para cada 2 kg de peso acima do valor referência (7 kg).

Em geral, a indução do tambaqui à desova é realizada com duas doses de extrato de hipófise. Na primeira, aplica-se 0,5 mg de extrato de hipófise/kg de peso da fêmea, e 5 mg de extrato de hipófise/kg de peso da fêmea, na segunda. Já para o macho, em geral, é utilizado dose única aplicada no momento da segunda dose da fêmea, na concentração de 2,5 mg/kg de peso do macho (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). O intervalo entre as duas doses é de 8 horas.

A partir da segunda aplicação, inicia-se a contagem das horas-grau, que para o tambaqui é de 260 a 290 horas-grau (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). A partir de 210 horas-grau deve-se começar a observar o comportamento das fêmeas, verificando mudanças no comportamento natatório e agitação, o que indica a aproximação do horário da desova.

Em alguns laboratórios do Brasil, existe a prática da sutura da papila genital da fêmea com agulha para sutura e linha de poliamida (Figura 2D), procedimento realizado logo após a aplicação da segunda dose. A sutura tem por finalidade a não liberação de ovos no tanque antes do processo de extrusão manejada, contudo essa prática não é obrigatória, pois, com a observação cuidadosa da fêmea, a partir da hora-grau 210, pode-se identificar o momento ideal para a extrusão. Além disso, a sutura do poro urogenital, em alguns casos, pode proporcionar ovos de pior qualidade, pois passando o tempo exato em que os ovos são liberados na luz das gônadas, estes entram em processo de decomposição.

Identificado o momento ideal, deve-se realizar o procedimento de extrusão (Figuras 4D e E), como descrito no tópico “Reprodução artificial de espécies migradoras”. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras, colocando-se cerca de 100 a 200 gramas de ovos hidratados em cada incubadora de 200 L (Figura 4F). Cada grama de ovócito de tambaqui contém entre 1.000 e 1.200 ovócitos.

Cuidados como controle da velocidade de água e presença das telas da incubadora são necessários para que não haja perda dos ovos produzidos. O seu tempo de desenvolvimento varia de 14 a 18 horas a uma temperatura média de 25 a 29°C (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). Contudo, em geral, a partir de 12h após a fertilização, já é possível perceber a eclosão de algumas larvas. Após o término da eclosão das larvas, é necessário realizar a limpeza das incubadoras, devido ao acúmulo de resíduos dos ovos. Esse procedimento deve ser realizado a cada 24 horas enquanto as larvas estiverem nas incubadoras, dependendo da quantidade de resíduos acumulados (lama, larvas mortas, etc.). Para isso, a água de abastecimento precisa ser

interrompida por alguns minutos (tempo necessário para decantação dos resíduos), na sequência, é realizado o sifonamento das larvas que estão na coluna d'água antes da sucção dos resíduos acumulados no fundo da incubadora (Figura 4G). Essas larvas são imediatamente transferidas para uma incubadora limpa.

A larvicultura do tambaqui se inicia ainda na incubadora. O tempo de permanência das larvas em incubadoras varia nos laboratórios (de 3 a 6 dias após a eclosão das larvas) e isso influencia o momento de se iniciar a preparação dos viveiros que receberão as pós-larvas. Em geral, os laboratórios que passam mais tempo com as larvas nas incubadoras oferecem alimentação após o momento de abertura da boca das larvas (que ocorre geralmente com 36 horas após a eclosão). Esta alimentação é baseada em zooplâncton filtrado, alimentos microencapsulados ou gema crua de ovo de galinha. Quando as larvas são incubadas por um período menor, elas são transferidas para os viveiros sem uma pré-alimentação.

No Norte e Nordeste do Brasil, onde as temperaturas são sempre elevadas, o procedimento de preparação do viveiro deve ocorrer cinco dias antes do povoamento das larvas. Já em regiões com temperaturas inferiores, esse tempo deve ser estendido para 7-10 dias. Por exemplo, onde o processo de incubação dos ovos e larvas dura 4 dias, é necessário iniciar a preparação dos viveiros para recepção das larvas já no dia em que ocorre o processo de extrusão dos reprodutores.

O primeiro passo da preparação do viveiro é a realização da calagem, seguida por uma adubação, que pode ser orgânica com esterco de gado, suíno ou ave e farelos vegetais (de arroz ou trigo, p.ex.) ou química (superfosfato triplo e ureia ou NPK). A aplicação de cal também é indicada quando o viveiro acumula poças d'água, pois auxilia na eliminação de peixes e insetos que poderiam preda as larvas após a estocagem (OLIVEIRA et al., 2004). Após a calagem e adubação do viveiro, que acontece quando este ainda está vazio, é iniciado lentamente o abastecimento com água, para que encha cerca de 20 cm de altura por dia. Esse procedimento objetiva a proliferação de alimento natural (fito e zooplâncton) necessário para as larvas. Após o viveiro completamente abastecido, não é indicada a troca de água constante, para que não haja perdas de nutrientes com consequente diminuição da produção de plâncton. É importante a manutenção dos viveiros adubados por todo o período de alevinagem, que dura em média de 20 a 30 dias. A necessidade de adubação pode ser acompanhada pela transparência da água, que deve permanecer em torno de 40 a 50 cm (OLIVEIRA et al., 2004).

A transferência das larvas para os viveiros é a fase mais sensível do processo de reprodução, havendo risco de ocorrer alta taxa de mortalidade devido à predação ou também alimentação inadequada. Para a larvicultura, é indicado usar viveiros pequenos, não maiores que 2.000 m². A densidade de estocagem inicial nos viveiros

deve ser de 100 a 400 larvas/m². No dia posterior à estocagem das larvas, deve-se iniciar a alimentação baseada em ração (em pó, farelada ou de 0,5 mm, com proteína bruta variando de 40 a 55%), ofertada à vontade, distribuída em 3 a 5 refeições diárias. Um procedimento importante é ofertar a ração sempre a favor do vento e, quando possível, em todos os lados do viveiro. Ao final do período de alevinagem, os alevinos estão prontos para serem comercializados ou transferidos para os viveiros de engorda.

Recomendações técnicas

1. Na escolha de reprodutores de tambaqui, observar a presença de papila genital altamente vascularizada, coloração avermelhada e ventre distendido para as fêmeas e a liberação de sêmen sob uma leve pressão para os machos;
2. A desova do tambaqui ocorre entre 260 a 290 horas-grau após a aplicação da segunda dose de hormônio;
3. O tempo de desenvolvimento dos ovos de tambaqui varia entre 14 e 18 horas, quando a temperatura da água está entre 25 e 29°C;
4. Deve-se realizar a limpeza das incubadoras a cada 24 horas, após a eclosão das larvas;
5. As larvas podem ficar nas incubadoras por um tempo total que varia entre 3 e 6 dias.

8. Reprodução, larvicultura e alevinagem de surubins (*Pseudoplatystoma* spp.)

A reprodução dos surubins é abordada de forma generalista para os pintados e cacharas e, sendo assim, será tratada dessa forma neste capítulo.

As mesmas observações iniciais para escolha dos reprodutores descritas no tópico para o tambaqui devem ser consideradas na reprodução do surubim. A coloração dos ovócitos de surubins, quando estão em adequado estágio de desenvolvimento, é amarelo-clara.

A indução à desova destas espécies pode ser realizada com o uso de diversos hormônios naturais ou artificiais (Tabela 3), sendo mais comum a utilização de extrato hipofisário de carpas, em dose similar para os demais peixes. A fêmea deve receber duas doses, com intervalo de 10 a 12 horas entre cada uma. Na primeira, aplica-se

a dosagem de 0,5 mg/kg de peso da fêmea, ao passo que, na segunda, 5 mg/kg de peso da fêmea. O macho deve receber uma dose única, em geral, concomitantemente à segunda dose da fêmea, sendo a dosagem de 0,5 a 1,5 mg/kg de peso do macho.

A partir da segunda aplicação, inicia-se a contagem das horas-grau. A hora-grau definida para a desova de surubins é de 180 a 260 horas-grau (geralmente a desova ocorre entre 7 e 8 horas após a aplicação da segunda dose). A partir da hora-grau 150 deve-se começar uma avaliação contínua da fêmea por meio da leve compressão da região abdominal, objetivando observar se os ovócitos já estão sendo liberados. Essa avaliação é necessária pelo fato de o surubim não apresentar uma sinalização do momento da desova, ao contrário de como ocorre com o tambaqui.

Identificado o momento ideal, deve-se realizar o procedimento de extrusão, como descrito no tópico “Reprodução artificial de espécies migradoras”. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras, colocando-se cerca de 100 gramas de ovos hidratados por incubadora de 200 L (Figura 4F). Cada grama de ovos de surubins contém em média 2.200 ovos.

Para que não haja perda dos ovos produzidos, deve-se tomar cuidado com o controle da velocidade de água e colmatção das telas da incubadora, sendo que a sua limpeza deve ser realizada diariamente. O tempo de desenvolvimento dos ovos varia de 12 a 16 horas quando mantido a uma temperatura média de 26 a 29°C. Após a eclosão dos ovos, inicia-se a primeira fase da larvicultura, na qual as larvas devem ser repicadas para a densidade de 50 mil larvas por incubadora de 200 L. As larvas de surubins têm tamanho muito reduzido (3 mm) e iniciam a alimentação exógena em torno de 48 horas após a eclosão, quando se deve iniciar a oferta de alimento a cada hora por um período de 10 dias. Essa é uma estratégia alimentar utilizada para se evitar o canibalismo natural que ocorre nessas espécies. Alimentos como gema de ovo de galinha e rotíferos são ministrados como primeiro alimento, contudo o mais utilizado nessa fase são náuplios de artêmia recém-eclodidos.

Para a fase seguinte, pode-se optar por dois processos de produção. O primeiro seria a continuidade da produção em laboratório, enquanto o segundo, a transferência das larvas para viveiros adubados. Optando-se pelo primeiro, as larvas podem ser estocadas na proporção de 5.000 a 10.000 larvas/m³ e deve-se iniciar a alimentação com zooplâncton, que pode ser obtido por meio da coleta com redes específicas em viveiros pré-adubados. A transição entre os náuplios de artêmia para o zooplâncton deve ser realizada de forma gradual. Atenção também deve ser dada para a manutenção da qualidade da água, cuidando-se para que predadores não sejam acidentalmente coletados e inseridos no sistema. Também se faz necessário realizar uma constante classificação dos animais por tamanho, a fim de diminuir as taxas de canibalismo. Optando-se pela produção em viveiros adubados, devem-se estocar de 25 a 150

larvas/m² de lâmina d'água. Os viveiros devem ser preparados com antecedência que permita a formação de uma comunidade zooplanctônica, similar ao descrito no tópico sobre a preparação do viveiro para povoamento de larvas de tambaqui. A adubação deve ser mantida de forma que haja sempre disponibilidade de alimento natural no viveiro. Cuidados com predadores também são necessários, sendo que essa segunda fase dura de 20 a 30 dias.

Após esse período, deve-se iniciar o processo de treinamento alimentar dos juvenis, em que os animais são gradativamente treinados para consumir ração comercial. Nesse processo, os animais são estocados em caixas ou tanques no laboratório, em densidades variando de 1.000 a 6.000 juvenis/m³, quando devem ser alimentados de 6 a 10 vezes por dia. Inicialmente, deve-se usar ração úmida em conjunto com alimentos atrativos (na proporção de 10 a 40%), como carne de peixe moída, zooplâncton, coração de boi, entre outros. Gradativamente, diminui-se a quantidade do atrativo até que os animais consigam consumir apenas a ração comercial. Esse processo dura em torno de 20 a 30 dias. Nessa fase também é necessário realizar classificações periódicas dos juvenis, em intervalos de 7 a 10 dias.

Atualmente, muitos laboratórios têm realizado a produção do híbrido chamado de pintado-da-Amazônia, sendo este resultado do cruzamento da fêmea da cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*) com o macho do jundiá-da-Amazônia (*Leiarius marmoratus*). Os procedimentos necessários para a produção desse híbrido são semelhantes ao descrito para os surubins. Contudo, não é necessária a fase de treinamento alimentar. Durante a segunda fase, comumente realizada em viveiros, é adicionada gradualmente ração com 55% de proteína bruta na alimentação. Nos primeiros cinco dias, utiliza-se ração farelada. Nos 10 dias seguintes, utiliza-se ração com granulometria de 0,8 mm e, nos últimos 10 dias, ração com 1,5 mm. Ao final desse período, têm-se juvenis com tamanho para comercialização (aproximadamente 8 cm de comprimento total) e aptos para o consumo de ração.

Recomendações técnicas

1. Ovócitos de surubins, quando estão em adequado estágio de desenvolvimento, devem apresentar coloração amarelo-clara;
2. A desova de surubins ocorre cerca de 180 a 260 horas-grau, após a aplicação da segunda dose do hormônio;
3. O tempo de desenvolvimento dos ovos varia de 12 a 16 horas quando mantidos a uma temperatura de 26 a 29°C;
4. As larvas de surubins apresentam tamanho muito reduzido, por isso atenção especial deve ser dada à primeira alimentação;
5. A continuidade da produção das larvas pode ser realizada em laboratório ou em viveiros escavados.

9. Reprodução, larvicultura e alevinagem do jundiá (*Rhamdia quelen*)

O método utilizado para a desova induzida do jundiá é basicamente o mesmo para espécies migradoras descrito anteriormente no capítulo. Entretanto, existe a diferença de que para o jundiá é possível ser realizada a desova sem a necessidade da extrusão dos ovócitos e do sêmen. Basta apenas manter o casal em uma incubadora e, após a indução hormonal, os peixes irão desovar naturalmente dentro de incubadora de 200 L.

Seguindo o processo de reprodução do jundiá, as larvas irão eclodir aproximadamente 24 horas após a fertilização. A absorção do saco vitelino pelas larvas ocorre em dois dias após a eclosão e, a partir desse momento, deve-se iniciar o fornecimento de uma ração farelada com no mínimo 40% de proteína bruta. Não é necessária a realização de treinamento alimentar nem fornecimento de alimento vivo. A alimentação nas incubadoras deve ser feita por, no mínimo, cinco dias. A partir desse período, os animais podem ser soltos em um tanque previamente adubado, onde deve ser fornecida ração pelo menos quatro vezes ao dia, com taxa que varia de 5 a 7% da biomassa total do tanque. O tempo para venda dos alevinos costuma ser de aproximadamente 45 dias, podendo variar segundo a temperatura e disponibilidade de alimento no tanque.

Recomendações técnicas

1. Para a desova do jundiá não é necessário realizar o procedimento de extrusão, devendo apenas manter o casal em uma incubadora para que a desova ocorra naturalmente;
2. A eclosão das larvas de jundiá ocorre cerca de 24 horas após a fertilização;
3. Larvas de jundiá aceitam ração farelada como primeiro alimento.

10. Reprodução e alevinagem do pirarucu (*Arapaima gigas*)

A tecnologia de reprodução do pirarucu ainda não está dominada, sendo esse um dos principais entraves para o desenvolvimento da produção da espécie, uma vez que limita a oferta e eleva os preços dos alevinos no mercado.

O pirarucu é um peixe de desova parcelada, que alcança a maturidade sexual com 4 ou 5 anos de idade, pesando entre 50 e 100 kg. Atualmente, o processo de reprodução da espécie é dependente da desova natural dos animais nos viveiros e barragens onde são estocados. Entretanto, é estimulado por algum *input* ou fator ambiental ainda não conhecido. Dessa forma, os produtores dependem das condições naturais para o sucesso da reprodução, o que os deixam em uma situação de incerteza e risco econômico.

Nesse processo de desova natural, o primeiro desafio é a identificação do sexo para a formação de casais. Atualmente, a técnica mais utilizada para a sexagem do pirarucu é a observação do padrão de coloração de animais adultos, quando próximos ao período reprodutivo. Sendo assim, os produtores precisam criar os animais até o período reprodutivo, cerca de quatro anos, para que possam, então, identificar o número de machos e fêmeas disponíveis para iniciar o processo de reprodução. Esse tempo de espera é extremamente dispendioso ao produtor, sendo a identificação do sexo dos animais ainda juvenis uma demanda prioritária do setor.

Fontenele (1948) descreveu um padrão de coloração diferente entre machos e fêmeas, que foi posteriormente observada em outros estudos (CAVERO; FONSECA, 2008; SEBRAE, 2010). A diferença consiste basicamente na coloração da região ventral posterior à cabeça, onde os machos apresentam uma coloração alaranjada, que não está presente na fêmea (Figuras 5A e B). Além disso, durante a reprodução, os machos ficam com a parte superior da cabeça enegrecida, coloração que se estende pela região do dorso até quase a inserção da nadadeira dorsal.

Após a identificação do sexo, existe a necessidade de se formar os casais. Duas estratégias têm sido utilizadas para alcançar este fim, segundo descrito por SEBRAE (2010). Uma delas é a formação aleatória de casais, que tem sido apontada como a estratégia que alcança menor grau de sucesso, uma vez que o pirarucu não escolhe o parceiro de forma aleatória, havendo um critério de seleção que ainda não foi identificado. Sendo assim, casais formados aleatoriamente podem reproduzir, mas com menor probabilidade em relação àqueles que foram formados naturalmente ou com menor produtividade.

A segunda estratégia, que é a mais utilizada, consiste na estocagem de diversos animais em um mesmo viveiro e na observação da formação dos casais. Contudo, ainda não é conhecido o tamanho do viveiro necessário para isso. Uma vez formado, o casal deve ser separado e transferido para outro viveiro onde se deve aguardar a reprodução. Em geral, o casal de pirarucus prefere viveiros de grande tamanho (>300 m²).

Os ovos do pirarucu são depositados em ninhos construídos no fundo dos viveiros pelos machos, não sendo aproveitados ninhos construídos por outros indivíduos (SEBRAE, 2010). Em geral, os ninhos são construídos em locais com profundidade entre 0,8 a 1,0 m (FONTENELE, 1948) e apresentam diâmetro de até 50 cm, de acordo com as características do terreno, e profundidade não superior a 20 cm.

Na região da Amazônia Central, as desovas do pirarucu se concentram no período de outubro a março, coincidente com a época chuvosa da região (ONO et al., 2004). Entretanto, variações podem ocorrer em outras regiões do país, de acordo com o período chuvoso. Em locais onde não existe distinção entre o período de chuva e seca, porém, as desovas podem acontecer durante todo o ano (SEBRAE, 2010).

A melhor estratégia para se conseguir um melhor aproveitamento das desovas seria a captura dos ovos nos ninhos e a realização da larvicultura em laboratório. Porém, apesar desse processo já ter sido descrito (FONTENELE, 1948; SEBRAE, 2010), ainda não é frequente, visto que a maioria dos produtores só consegue verificar que houve desova quando as larvas iniciam o processo de respiração aérea, que ocorre em torno do 9º dia (FONTENELLE, 1948) (Figura 5C). Essa identificação é dificultada devido ao comportamento do reprodutor em tentar ocultar os alevinos (NEVES, 1995). Dessa forma, a larvicultura do pirarucu acontece no ambiente de reprodução, que geralmente são viveiros escavados.

Após a identificação da ocorrência da nuvem, deve-se realizar o manejo de captura dos alevinos, prática delicada devido ao cuidado parental da espécie, o que faz com que os alevinos permaneçam sempre próximos ao reprodutor. Em geral, quanto antes os alevinos forem coletados, maior será o número de indivíduos obtidos, pois, no ambiente de cultivo, os jovens estão sujeitos a predadores naturais, sobretudo aves.

No processo de captura dos alevinos, geralmente utiliza-se um puçá (Figura 5D) e, com um único lance, é possível capturar todos os alevinos, pois os mesmos nadam em cardumes sobre a cabeça do macho (SEBRAE, 2010).

Após a captura dos alevinos, estes devem ser estocados em tanques ou calhas no laboratório. No primeiro momento de cultivo, a alimentação pode ser baseada tanto em artêmia recém-eclodida quanto em zooplâncton, porém este último vem sendo o alimento inicial mais utilizado. Pode ser coletado em viveiros previamente adubados e ofertado ainda vivo. De modo a facilitar o manejo, pode também ser armazenado em congelador e oferecido depois de descongelamento prévio.

A oferta de alevinos de pirarucu para sistemas de produção que realizam recria e/ou engorda está condicionada ao treinamento alimentar destes para aceitação de ração comercial. Recomenda-se iniciar o processo de treinamento alimentar dos alevinos com cerca de sete centímetros de comprimento (SEBRAE, 2010), pois nessa fase os animais começam a buscar presa e alimentos. Nesse momento, deve-se iniciar a oferta de ração (0,5 a 0,8 mm) com, no mínimo, 45% de proteína bruta, a cada duas horas. Porém, no início, para que a ração seja atrativa, é necessário misturá-la com zooplâncton vivo peneirado (sem água, apenas massa zooplanctônica, Figuras 5E e F). Este deve ser, então, gradativamente removido da dieta. Após aproximadamente 10 dias de treinamento, os peixes já estão condicionados a aceitar ração. Após essa fase, podem ser comercializados para o sistema de recria e engorda.



Figura 5. Reprodução do pirarucu (*Arapaima gigas*). A e B. Coloração do macho e fêmea, respectivamente, durante o período reprodutivo. C. Cardume de alevinos no momento da respiração aérea. D. Captura de alevinos após desova em barragem. E e F. Massa de zooplâncton para alimentação dos alevinos. Fotos: (A e B) SEBRAE, 2010; (C e D) Tácito A. Bezerra; (E e F) Adriana F. Lima.

Recomendações técnicas

1. Para a formação de casais de pirarucu, podem-se estocar (1) vários animais em uma mesma estrutura e aguardar a formação natural do casal ou (2) estocar um macho e uma fêmea em uma estrutura e aguardar o sucesso ou não da formação do casal;
2. Quanto antes os alevinos forem coletados no viveiro, maior será o número de alevinos obtidos;
3. É necessário realizar o procedimento de treinamento alimentar nos alevinos de pirarucu para condicioná-los a aceitar ração.

11. Reprodução, larvicultura e alevinagem da tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*)

A tilápia é um peixe de desova parcelada, com reprodução natural no ambiente de cultivo. Para o início do procedimento de reprodução, é necessário realizar sexagem através da visualização da região urogenital (Figuras 6A, B e C). Após essa separação, os animais podem ser acondicionados em dois sistemas para reprodução: hapas (Figuras 6D e E) ou tanques (Figura 6F).

11.1. Reprodução em hapas

Os peixes devem ser estocados na proporção de três fêmeas para um macho e devem possuir tamanhos semelhantes. Geralmente estocam-se 45 fêmeas e 15 machos em cada hapa, que são estruturas de tela, medindo geralmente 1 m de largura por 1 m de profundidade e de 6 a 8 m de comprimento (Figura 6G). As hapas são fixadas dentro de viveiros escavados. Os peixes devem permanecer nas hapas por 15 dias. Ao final desse período, os reprodutores são despescados com o uso de puçás. Na captura, é verificado se as fêmeas estão com ovos na boca. Caso estejam, os ovos são retirados e levados para incubadoras específicas para tilápia (Figuras 7A, B e C). Ao retirar os reprodutores, já é realizado o procedimento de sexagem, separando machos de fêmeas, que são levados para os tanques de repouso. Como a reprodução nas hapas acontece em tempos diferentes, é comum que seja coletado também, ao final da despesca, as larvas (nuvens) que lá estejam.

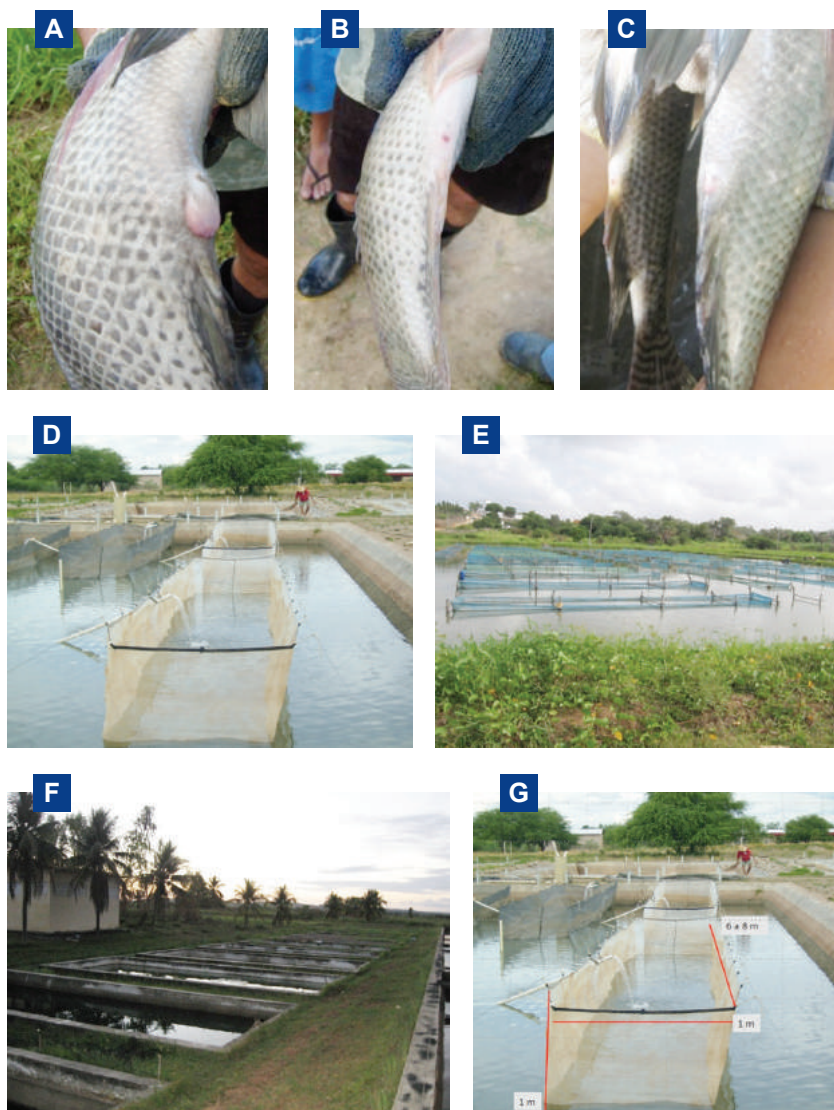


Figura 6. Reprodução da tilápia (*Oreochromis niloticus*). A. Macho. B. Fêmea. C. Comparação entre fêmea (esquerda) e macho (direita). D. Hapas para reprodução, fixadas com cabos na margem. E. Hapas para reprodução, fixadas com estacas no viveiro. F. Tanques de alvenaria utilizados na reprodução. G. Dimensões aproximadas de uma hapa. Fotos: (A, B, C, E e F) Adriana F. Lima; (D e G) Sancler Santos.

Os ovos e larvas devem, então, ser transferidos para o laboratório, conforme será descrito adiante. Enquanto isso, os reprodutores são transferidos para tanques de estocagem, onde devem ser mantidos separados os machos das fêmeas para se evitar que uma nova reprodução ocorra no período de repouso. Os reprodutores necessitam de um período de repouso de, no mínimo, 10 dias para entrarem em um novo ciclo reprodutivo.



Figura 7. Reprodução da tilápia (*Oreochromis niloticus*). A e B. Fêmea com ovos incubados na boca. C. Processo de retirada dos ovos da boca da fêmea. D. Incubadoras de ovos (setas representam o fluxo da água, que é seguido pelas larvas quando eclodem). E. Bandeja para retenção das larvas eclodidas (observar detalhes das telas que permitem a saída da água – seta). F. Complexo de incubadoras. G. Incubadoras com ovos em diferentes estágios de desenvolvimento. H. Classificação das larvas para início do processo de reversão sexual. I e J. Calhas utilizadas para a fase inicial de reversão sexual. L. Hapas de 1 m³ utilizadas para o processo de reversão sexual. Fotos: (A e B) Departamento Nacional de Obras contra as Secas - DNOCS; (C a L) Adriana F. Lima.

11.2. Reprodução em tanques de alvenaria ou viveiros escavados

Na reprodução em tanques de alvenaria ou viveiros escavados, também se utiliza a mesma proporção de fêmeas e machos (3:1). Entretanto, a quantidade de animais estocados varia com o tamanho dos tanques, devendo ser de 0,2 a 0,3 kg/m². Os animais devem permanecer no tanque por um período de 10 a 15 dias, onde se faz a coleta das “nuvens” (larvas nadantes). Esta pode ser realizada com o auxílio de um puçá ou passagem de rede, geralmente após a retirada de todos os reprodutores para um tanque de descanso. Nesse sistema, não se realiza a coleta de ovos incubados na boca das fêmeas, devido ao difícil manejo dos peixes. Assim, torna-se necessário realizar várias passagens de rede de arrasto ou a drenagem total do tanque.

11.3. Coleta de ovos incubados x coleta de nuvens de larvas

Inicialmente, na reprodução da tilápia, costumava-se realizar apenas a coleta de nuvens de larvas como procedimento. Entretanto, em comparação com a coleta de ovos diretamente da boca da fêmea, nesse procedimento há maior mortalidade das larvas por predação e menor eficiência no processo de reversão sexual, uma vez que as larvas coletadas podem estar com idade superior à recomendada para iniciar a reversão. No procedimento de coleta de nuvens de larvas, não se conhece o tempo exato de vida da larva, já que não existe uma forma de se acompanhar o momento da desova de cada fêmea, considerando que os peixes podem passar de 10 a 15 dias no tanque e realizarem desovas em tempos distintos. Adicionalmente, ressalta-se que o momento de eclosão das larvas é uma informação essencial para a eficácia dessa técnica amplamente empregada na reprodução da tilápia (HIOTT; PHELPS, 1993).

11.4. Incubação dos ovos

Os ovos retirados da boca das fêmeas devem permanecer nas incubadoras até o momento da eclosão das larvas, que irão sair das incubadoras através do fluxo de água e se acumularão em bandejas (Figuras 7D, E e F). Deve-se atentar para a necessidade de regulação constante do fluxo de água das incubadoras, que deverá simular o movimento natural da água que ocorre na boca da fêmea. Outro problema comum é o acúmulo de ovos mortos na tela da bandeja plástica. As telas evitam a saída das larvas recém-eclodidas, devendo haver a limpeza constante para que não ocorra transbordamento e, conseqüentemente, perda das larvas.

O estágio de maturação dos ovos pode ser observado por meio da sua coloração (Figuras 7A e B). Os mais jovens possuem uma coloração amarelo-clara, enquanto os mais próximos da eclosão são mais escuros (Figura 7G). Os ovos que chegam às incubadoras no estágio mais imaturo permanecem por períodos de até 72 horas, tempo necessário para que ocorra a eclosão das larvas. Após isso, as larvas ainda permanecem estocadas nas bandejas por três dias, período necessário para que haja o consumo do saco vitelínico. Nesse momento, seguem para o processo de reversão sexual. Com tal procedimento, é possível separar a produção em lotes de acordo com a idade larval, fazendo com que entrem no processo de reversão sexual em idade e tamanho adequados.

11.5. Produção de alevinos revertidos

A tilápia possui algumas características indesejáveis sob o ponto de vista zootécnico, como maturação precoce, alta capacidade reprodutiva e baixa competição intraespecífica, que juntas levam a um quadro de superpopulação e reduzem o potencial de crescimento da espécie, o que é prejudicial para a produtividade dos sistemas de produção (DIAS-KOBERSTEIN et. al., 2008). Diante dessas características, desenvolveram-se técnicas para a obtenção de populações monossexo masculinas de tilápia, uma vez que os machos da espécie crescem mais rápido e alcançam maior peso que as fêmeas (CYRINO; CONTE, 2006).

No Brasil, para o desenvolvimento de populações do tipo monossexo masculinas, utilizou-se inicialmente o híbrido (*O. niloticus* ♀ x *O. hornorum* ♂). Posteriormente, a adição de hormônios masculinizantes à ração foi desenvolvida e tornou-se o método mais utilizado no país para a formação de populações monossexo. Muitos estudos têm sido realizados no intuito de conseguir desenvolver comercialmente a produção de supermachos por meio de manejo genético. Isso possibilitaria a obtenção da população monossexo sem o uso de hormônios.

11.5.1. Processo de reversão sexual

Para realizar o processo de reversão sexual, é necessário que as larvas possuam tamanho entre 11 e 14 mm (HIOTT; PHELPS, 1993; PHELPS; POPMA, 2000). Dessa forma, as larvas coletadas nas hapas ou tanques de alvenaria precisam ser classificadas por tamanho para entrarem no processo de reversão sexual (Figura 7H). Deve-se usar para isso uma rede de malha de 3,2 mm. Caso sejam utilizadas larvas com tamanho superior ao recomendado, a eficiência da reversão será menor,

aumentando-se a probabilidade de haver fêmeas no resultado final. Quando o processo é bem conduzido, as taxas de reversão podem alcançar de 97 a 100% de eficiência (POPMA; LOVSHIN, 1995).

Esse processo pode ser realizado em hapas (Figura 7L), em tanques-rede de 1 m³ e malha de 1 mm ou em tanques de alvenaria. Alguns laboratórios estocam as larvas em calhas (Figuras 7I eJ) por alguns dias antes de transferi-las para as hapas ou tanques, mas esse procedimento não é obrigatório. As hapas ou tanques-rede suportam de 3.000 a 5.000 indivíduos/m³ ao passo que os de alvenaria podem suportar 4.000 indivíduos/m² (POPMA; LOVSHIN, 1995). Os animais devem permanecer nessas estruturas por um período de 21 a 28 dias, dependendo da temperatura da água (HIOTT; PHELPS, 1993; POPMA; LOVSHIN, 1995), e devem ser alimentados com ração contendo o hormônio masculinizante. A taxa deve ser de 20% do peso vivo ao dia durante a primeira semana e 10% do peso vivo ao dia nas demais. Essas alimentações devem ser ofertadas em 6 a 8 porções diárias. Ao final desse período, os alevinos apresentarão, em geral, peso médio de 0,1 a 0,5 g (POPMA; LOVSHIN, 1995).

11.5.2. Ração para o processo de reversão sexual

Para o procedimento de reversão sexual, deve-se utilizar ração em pó com mais de 40% de proteína bruta (PHELPS; POPMA, 2000), acrescida de 40 a 60 mg do hormônio masculinizante 17- α -metilttestosterona por kg de ração. Este deve ser dissolvido em álcool e posteriormente misturado à ração até a completa homogeneização. Depois de feita a mistura, a ração deve ser colocada para secagem por um período de 24 horas, em um local protegido do sol, calor e umidade. Após a secagem, a ração deve ser armazenada em freezer (-20°C) e pode ser ofertada às larvas.

Depois do processo de reversão, os animais podem ser comercializados. Entretanto, alguns laboratórios de produção realizam o processo de alevinagem da tilápia, para a comercialização dos alevinos em tamanhos maiores. Neste caso, as larvas são retiradas das hapas e transferidas para viveiros adubados por um período de 60 a 90 dias, a uma taxa de estocagem de 20 a 25 peixes/m², alimentadas com ração comercial, de 3 a 4 vezes por dia (FAO, 2005). A Figura 8 apresenta o fluxograma da reprodução, incubação, larvicultura e reversão sexual da tilápia.

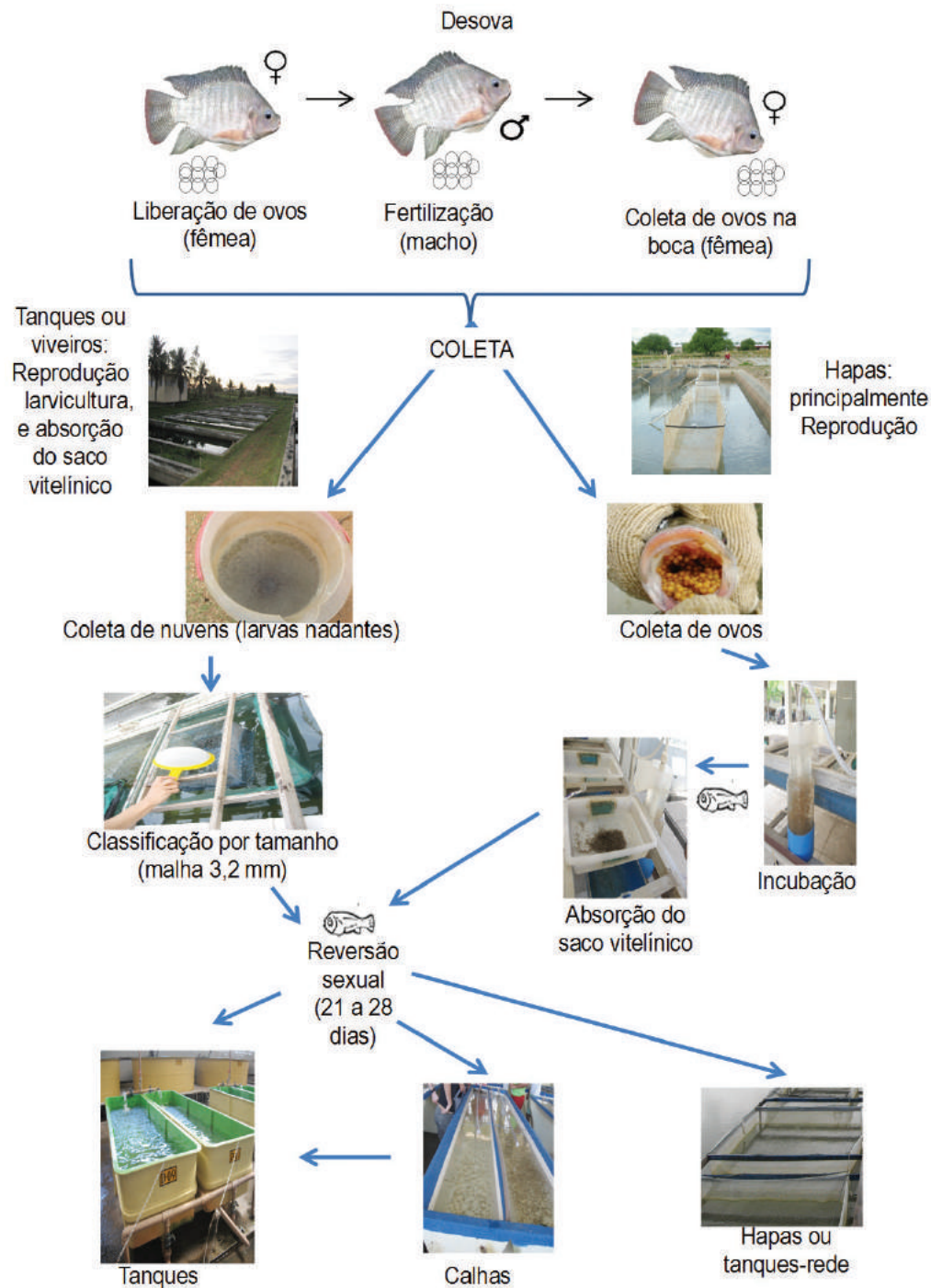


Figura 8. Fluxograma da reprodução, incubação dos ovos, larvicultura e reversão sexual da tilápia (*Oreochromis niloticus*). Adaptado de FAO, 2005.

Recomendações técnicas

1. Reprodutores de tilápia podem ser acondicionados em hapas ou tanques para o procedimento de reprodução;
2. Os reprodutores devem ficar em repouso por no mínimo 10 dias entre reproduções;
3. Para iniciar o processo de reversão sexual, as larvas devem apresentar entre 11 e 14 mm;
4. O processo de reversão sexual dura de 21 a 28 dias.

12. Reprodução e larvicultura do bagre do canal ou americano (*Ictalurus punctatus*)

O *catfish* norte-americano é também conhecido como bagre do canal ou americano. A sua reprodução foi inicialmente realizada de maneira artificial, utilizando hormônios gonadotróficos para induzir os animais à desova. Os ovócitos das fêmeas eram obtidos a partir da extrusão manual e o sêmen dos machos, por meio de um procedimento cirúrgico em que uma das gônadas era removida e o sêmen coletado. Essa prática era realizada, pois, em geral, os machos da ordem dos Siluriformes apresentam as gônadas franjadas, sendo que a extrusão manual não é suficiente para induzir a espermição. Esse processo demandava mão de obra especializada e certa dificuldade na reprodução da espécie. Por esse motivo, pesquisadores norte-americanos começaram a estudar o comportamento reprodutivo dos animais no ambiente natural e adaptaram esse conhecimento ao manejo reprodutivo dos peixes em cativeiro, o que possibilitou que desovassem naturalmente nos tanques, eliminando a necessidade de indução hormonal e dos manejos referentes a essa técnica.

Na natureza, o bagre do canal desova em tocas, feitas pelos machos (Figura 9A), normalmente localizadas nos barrancos de rios e lagos. A temperatura ideal para a reprodução varia de 23 a 30°C. A desova do bagre do canal é total e a fêmea coloca uma massa de ovos compacta, que é fertilizada pelo macho. Ainda, macho e fêmea revezam-se na entrada da toca e, com movimentos constantes da nadadeira caudal, promovem um aumento no fluxo de água que passa por essa massa de ovos, promovendo-lhe melhor oxigenação. Os pais protegem o ninho até que os ovos eclodam e as larvas deixem o ninho.

Atualmente, a reprodução em cativeiro dessa espécie é realizada levando-se em consideração o que ocorre na natureza. Os animais podem ser separados em casais e colocados em tanques individuais (Figura 9B), quando se busca um melhor controle da reprodução para programas de melhoramento genético. Alternativamente, podem ser mantidos juntos em um mesmo viveiro em uma taxa de 1 macho para cada 2 fêmeas (1:2). Os machos e fêmeas podem ser diferenciados principalmente pelo poro urogenital, o qual apresenta uma proeminência nos machos, e pela diferença no tamanho da cabeça, que é maior nos machos.



Figura 9. Reprodução do bagre do canal (*Ictalurus punctatus*). A. Exemplar macho de bagre do canal. B. Tanques individuais para separação de casais. C. Ninhos artificiais. Fotos: Giovani T. Bergamin.

Nos dois tipos de sistema, devem-se colocar ninhos artificiais dentro dos tanques (Figura 9C), o que facilita a identificação dos locais de desova e a retirada da massa de ovos. No período da primavera, o fotoperíodo e a temperatura começam a aumentar, fazendo com que os animais comecem a se reproduzir. Os ninhos são verificados diariamente e, quando a desova é localizada, a massa de ovos é retirada e levada para um laboratório de reprodução. Para simular o movimento da nadadeira caudal dos pais, as incubadoras possuem um sistema de pás que giram constantemente de forma a promover um maior fluxo de água que passa pelos ovos e uma maior oxigenação.

Após a eclosão dos ovos, as larvas são retiradas das incubadoras e colocadas em tanques adubados para se desenvolverem. Elas aceitam ração facilmente, não sendo necessários procedimentos de treinamento alimentar.

Recomendações técnicas

1. Para reprodução do bagre do canal, os reprodutores podem ser separados em casais e colocados em tanques individuais ou mantidos vários reprodutores em um mesmo viveiro, na proporção de 1 macho para 2 fêmeas;
2. É necessário colocar ninhos artificiais dentro dos tanques;
3. Larvas deste bagre aceitam ração sem a necessidade de realização de treinamento alimentar.

13. Reprodução e larvicultura da carpa comum (*Cyprinus carpio*)

A reprodução da carpa comum é bastante simples, uma vez que o sexo dos animais pode ser diferenciado no período reprodutivo. O abdômen das fêmeas se torna abaulado, e os machos liberam seu esperma a partir de uma leve compressão. Assim, podem-se separar os casais para o controle da reprodução. Alternativamente, machos e fêmeas podem ser mantidos em um tanque na proporção de um macho para cada fêmea (1:1). A alimentação dos reprodutores deve ser feita utilizando-se uma ração com 32% de proteína bruta, fornecida duas vezes ao dia.

Nos tanques de desova, devem-se colocar substratos como fitilhos de plástico simulando macrófitas aquáticas (Figura 10A). Os animais irão desovar naturalmente nesse substrato artificial e os ovos ficarão aderidos em sua superfície (Figura 10B). Este substrato é retirado do tanque de reprodução e colocado em outro previamente adubado e com abundância de fito e zooplâncton, que será o alimento inicial das larvas. A eclosão dos ovos leva cerca de 24 horas. A transição das larvas do alimento natural para o inerte é realizada pelo fornecimento gradativo de uma ração farelada balanceada, com teor de proteína bruta acima de 32%. Essa ração deve ser fornecida, no mínimo, quatro vezes ao dia a uma taxa de 5% da biomassa total. A venda dos alevinos costuma ser feita um mês após a eclosão dos ovos.

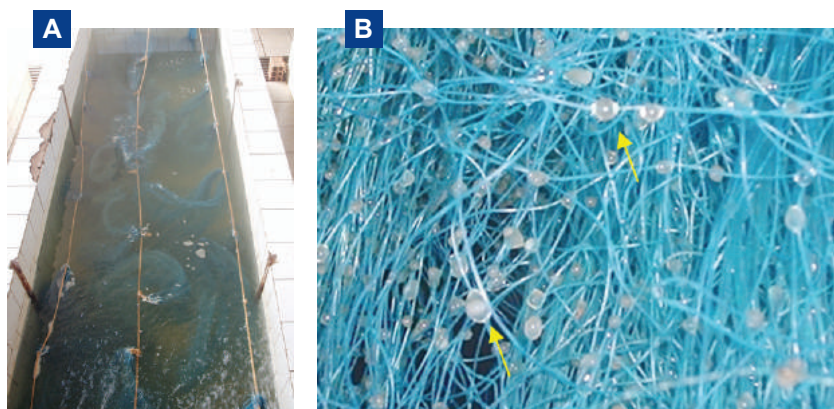


Figura 10. Reprodução da carpa comum (*Cyprinus carpio*). A. Fitilhos de plástico simulando macrófitas aquáticas em tanque. B. Ovos (setas) aderidos aos substratos artificiais. Fotos: Giovani T. Bergamin.

Recomendações técnicas

1. Para reprodução, devem-se estocar reprodutores em um tanque, na proporção de 1 macho para 1 fêmea;
2. Devem-se colocar nos tanques de desova estruturas que simulem macrófitas aquáticas;
3. O treinamento alimentar acontece com o fornecimento gradativo de ração farelada.

14. Transporte de larvas e alevinos

O transporte de larvas e alevinos é um processo extremamente delicado, sendo passível de grandes mortalidades, caso não seja feito de forma adequada. O procedimento de transporte dos animais deve ser planejado, considerando aspectos como distância em relação ao destino final de entrega, tempo médio de viagem, tamanho médio dos animais que serão estocados e dia e hora de sua expedição. Esses fatores irão influenciar diretamente o sucesso do transporte.

Conhecidos esses fatores, o primeiro passo para realizar o transporte de larvas e alevinos consiste no procedimento de depuração. Para isso, a alimentação deve ser suspensa por um período de 24 a 48 horas antes do momento da captura para o transporte, objetivando esvaziar o trato digestório dos animais para minimizar a liberação de dejetos na água. Isso permite conservar a qualidade de água do transporte em níveis adequados por um período maior. No processo de depuração, o ideal é que

se utilizem tanques com água limpa e renovação constante. Após a depuração, os animais podem ser capturados com redes de malha apropriada e acondicionados na estrutura de transporte. É recomendável que o manejo para transporte seja feito em horários do dia com temperaturas amenas (manhã).

O segundo passo é a escolha do sistema de transporte. Larvas e alevinos de peixes podem ser transportados de duas formas básicas, em sistemas fechados, por meio do uso de sacos plásticos, ou em sistemas abertos, com o uso de caixas de transporte. Tal escolha geralmente depende do tamanho das larvas e alevinos a serem comercializados e da distância a ser percorrida. No sistema fechado, no qual sacos plásticos de, geralmente, 60 litros recebem em torno de 20 litros de água, colocam-se primeiro os peixes para, então, injetar gás oxigênio puro até o completo enchimento do saco. Deve-se reservar um espaço que permita uma boa amarração do saco, o que é geralmente feito com uma tira de borracha, cuidando para que, nesse processo, o oxigênio injetado não vaze e que o saco fique completamente vedado.

Já no sistema aberto, a caixa de transporte deve ser abastecida com água limpa, livre de material orgânico, sólidos em suspensão ou plâncton. É recomendável que se utilize água semelhante à do procedimento de depuração, evitando-se, assim, problemas relacionados à aclimação dos peixes. Posteriormente, o sistema de oxigenação da água deve ser acionado, cuja quantidade de oxigênio dissolvido deve ser monitorada e os peixes só devem ser estocados quando a concentração for superior a 4 mg/L. Quando a água estiver nessas condições, os animais podem ser acondicionados na caixa de transporte. Durante os primeiros minutos após a estocagem, é comum a necessidade de se elevar a quantidade de oxigênio injetado, pois os animais ficam inicialmente agitados, consumindo maior quantidade de oxigênio. Após algum tempo do acondicionamento na caixa, os peixes se acalmam e é possível reduzir o oxigênio injetado. Existe a necessidade de se realizar um acompanhamento da concentração de oxigênio em intervalos de 1 a 2 horas, evitando valores muito baixos ou elevados, que podem causar mortalidades¹.

O terceiro passo do transporte consiste na finalização com o procedimento de aclimação dos animais no destino final. Muitos problemas com mortalidade de larvas e alevinos estão mais relacionados à incorreta aclimação do que ao procedimento de transporte propriamente dito. Antes de retirar os animais da estrutura de transporte (sacos ou caixas de transporte), é necessário que se faça uma mistura gradual da água de transporte com a água da estrutura de cultivo que receberá os animais. Em geral,

¹ Para o pirarucu *Arapaima gigas*, não existe a necessidade de suplementação de oxigênio dissolvido na água de transporte, pois a espécie apresenta respiração aérea. Contudo, a caixa de transporte utilizada não deve ser completamente abastecida, havendo a necessidade de se deixar um espaço para que os peixes possam vir à superfície para respirar.

essa mistura deve durar em torno de 30 minutos, com a adição aos poucos da água da estrutura de cultivo no saco ou caixa de transporte. Nos casos de transporte em sistema aberto, a utilização de bombas levando água até a caixa de transporte facilita o procedimento de aclimação. Depois de aclimatados, os animais podem então ser liberados na estrutura de cultivo. É comum a ocorrência de mortalidades relacionadas ao transporte até 4 dias após a viagem.

Alguns produtores costumam adicionar algumas substâncias para realização do transporte, sendo o sal de cozinha a mais comum. Tal utilização já foi avaliada positivamente para o tambaqui, na quantidade de 8 g/L (GOMES et al. 2003), e para a matrinhã, na quantidade de 6 g/L (CARNEIRO; URBINATI, 2006). Entretanto, para o pirarucu, não foi recomendada (GOMES et al, 2006a). De forma geral, Kubitz (2007) sugere sua adição na quantidade de 3 a 8 g/L para o transporte de peixes de água doce.

A Tabela 6 apresenta as densidades recomendadas para o transporte de algumas espécies de peixes comerciais, variando para cada espécie, e, também, de acordo com o sistema utilizado, tempo de transporte e tamanho dos animais. De forma geral, Woynarovich e Horváth (1983) sugerem o transporte de 3.000 larvas/L e até 135 alevinos/L quando o transporte for feito em sacos plásticos.

Tabela 6. Densidade para o transporte de alevinos de peixes em sacos plásticos em função do tempo de transporte e espécie.

Espécie	Tempo (h)	Densidade
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>) ^a	6	75-100 peixes/L
	12	50-75 peixes/L
	24	25 peixes/L
Tilápia (<i>Oreochromis niloticus</i>) ^b	5	10 peixes/L
Pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>) ^c	3-5	25 peixes/L
Curimatá (<i>Prochilodus lineatus</i>) ^d	6	200 g/L

^a Gomes et al. (2006b); ^b Oliveira et al. (2009); ^c Imbiriba et al. (2000); ^d Gonçalves et al. (2010).

Recomendações técnicas

1. Questões como distância em relação ao destino final de entrega, tempo médio de viagem, tamanho médio dos animais e dia e hora da expedição devem ser consideradas no planejamento do transporte;
2. Os animais que serão transportados devem passar por um período de 24 a 48 horas de jejum;
3. Recomenda-se a realização do manejo para o transporte no período da manhã, quando as temperaturas estão mais amenas;
4. Sacos plásticos ou caixas de transporte podem ser utilizados para o procedimento de transporte de peixes;
5. Na finalização do transporte, os peixes devem ser aclimatados antes de serem transferidos para a estrutura de cultivo;
6. Mortalidades podem ocorrer até 4 dias após o transporte.

15. Bibliografia consultada

- ANDRADE, D.R.; YASUI, G.S. O manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 27, n. 2, p. 166-172, 2003.
- BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2002. 212 p.
- CAVERO, B.A.S.; FONSECA, F.A.L. Pirarucu: situação atual e perspectivas na região Amazônica. **Revista Panorama da Aquicultura**, v. 110, 2008.
- CARNEIRO, P.C.F.; URBINATI, E.C. Sodium chloride added to transport water and physiological responses of matrinxã *Brycon amazonicus* (Teleost: Characidae). **Acta Amazonica**, v. 36, n. 4, p. 569-572, 2006.
- CECARELLI, P.S.; SENHORINI, J.A.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura: perguntas e respostas**. Botucatu: Santana Gráfica, 2000. 247 p.
- CYRINO, J.E.B.; CONTE, L. Tilapicultura em gaiolas: produção e economia. In: CYRINO, J.E.B.; URBINATI, E.C. (Ed.) **Tópicos especiais em biologia aquática**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2006. p. 151-171.
- DIAS-KOBERSTEIN, T.C.B.; ZANARD, M.F.; NAKAGHI, L.S.O.; VALENTIN, F.N. Temperatura, desenvolvimento e razão sexual de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*), variedade chitralada. In: CYRINO, J.E.B.; SCORVO FILHO, J.D.; SAMPAIO, L.A.; CAVALLI, R.O. (Ed.) **Tópicos Especiais em Biologia Aquática**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2008. p. 129-134.

- FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Cultured aquatic species information programme. *Oreochromis niloticus*. In: FAO Fisheries and Aquaculture Department. Rome, 2005. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/en>. Acesso em: 10 nov. 2011.
- FONTENELE, O. Contribuição para o conhecimento da biologia do pirarucu, "*Arapaima gigas*" (Cuvier), em cativeiro (Actinopterygii, Osteoglossidae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 8, n. 4, p. 445-459, 1948.
- GODINHO, H.P. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 351-360, 2007.
- GOMES, L.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.38, n. 2, p. 283-290, 2003.
- GOMES, L.C.; BALDISSEROTTO, B.; CHAGAS, E.C.; ROUBACH, R.; BRINN, R.P.; COPPATI, C.E. Use of salt during transportation of air breathing pirarucu juveniles (*Arapaima gigas*) in plastic bags. **Aquaculture**, v. 256, p. 521-528, 2006a.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; CHIPARI-GOMES, A.R.; ROUBACH, R. Transportation of juvenile tambaqui (*Colossoma macropomum*) in a closed system. **Brazilian Journal Biology**, v. 66, n. 2, p. 493-502, 2006b.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. (Ed.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. p. 175-204.
- GONÇALVES, A.K.N.; TAKAHASHI, L.S.; URBINATI, E.C.; BILLER, J.D.; FERNANDES, J.B.K. Transporte de juvenis de curimatá *Prochilodus lineatus* em diferentes densidades. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 32, n. 2, p. 205-211, 2010.
- IMBIRIBA, E.P.; LOURENÇO JÚNIOR, J.B.; CARVALHO, L.O.D.M. **Transporte de pirarucus vivos**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2000. 4 p.
- HIOTT, A.E.; PHELPS, R.P. Effects of initial age and size on sex reversal of *Oreochromis niloticus* fry using methyltestosterone. **Aquaculture**, v. 112, p. 301-308, 1993.
- IMBIRIBA, E.P. Potencial da criação de pirarucu, *Arapaima gigas*, em cativeiro. **Acta Amazonica**, v. 31, n. 2, p. 299-316, 2001.
- KUBITZA, F. A versatilidade do sal na piscicultura. **Panorama da Aquicultura**, v. 17, n. 103, p. 14-23, 2007.
- LEE, J.S. **Commercial catfish farming**. Danville: Interstate Publisher. 1991. 310p.
- IHERING, R.V. Die wirkung von Hypophyseinjektion auf den Laichakt von Fischen. **Zoologischer Anzeiger**, v. 111, p. 273-279, 1935.
- MPA - MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. **Boletim estatístico da pesca e aquicultura: Brasil 2008 e 2009**. Brasília: Governo Federal, 2009. 101 p.
- NEVES, A.M.B. Conhecimento atual sobre o pirarucu *Arapaima gigas*. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 11, n. 1, p. 33-56, 1995.

- OLIVEIRA, A.M.B.M.S.; CONTE, L.; CYRINO, J.E.P. Produção de Characiformes autóctones. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 217-238.
- OLIVEIRA, V.Q. **Cultivo de pirarucu, *Arapaima gigas* CUVIER, 1829, em tanques-rede no açude Pereira de Miranda, em Pentecoste/CE, submetido a duas taxas de arraçoamento**. 2007. 24 f. Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2007.
- ONO, E.A.; HALVERSON, M.R.; KUBITZA, F. Pirarucu: o gigante esquecido. **Revista Panorama da Aquicultura**, v. 81, p. 14-25. 2004.
- PHELPS, R.P.; POPMA, T.J. Sex reversal of tilapia. In: COSTA-PIERCE, B.A.; RAKOCY, J.E. (Eds.) **Tilapia aquaculture in the Americas**. v. 2. Louisiana, United States: The World Aquaculture Society, 2000. p. 34-59.
- POPMA, T.J.; LOVSHIN, L.L. **Worldwide prospects for commercial production of tilapia**. Auburn: Auburn University, Center for Aquaculture and Aquatic Environments, Department of Fisheries and Allied Aquacultures, 1995. 40 p.
- PROENÇA, E.C.M.; BITTENCOURT, P.R.L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994. 195 p.
- SEBRAE - SERVIÇO BRASILEIRO DE APOIO ÀS MICRO E PEQUENAS EMPRESAS. **Manual de boas práticas de reprodução e cultivo do pirarucu**. Porto Velho: SEBRAE, 2010. 48 p.
- VAZZOLER, A.E.A.M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática**. Maringá: EDUEM, 1996. 169 p.
- WEINGARTNER, M.; ZANIBONI-FILHO, E.. Influência do volume da água de ativação do sêmen na fertilização de óvulos de dourado *Salminus brasiliensis*. In: AQUACIÊNCIA, 2006, Bento Gonçalves, RS. **Anais...** Bento Gonçalves, RS: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2006. v. 1, CD-ROM.
- WELLBORN, T.L.; TUCKER, C.S. An overview of commercial catfish culture. In TUCKER, C.S. (Ed.). **Channel Catfish Culture**. New York, USA: Elsevier, 1985. p. 1-12.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/ CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.
- ZIMMERMANN, S.; FITZSIMMONS, K. Tilapicultura Intensiva. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 239-266.

16. Bibliografia recomendada

- CECARELLI, P.S.; SENHORINI, J.A.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura**: Perguntas e respostas. Botucatu: Santana Gráfica, 2000. 247 p.
- EL-SAYED, A.F.M. **Tilapia culture**. Wallingford, UK, Cambridge, MA: CABI Publishing Ed, 2006, 277 p.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. (Ed.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. p.175-204.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/ CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.

Capítulo 10

Engorda de peixes

*Adriana Ferreira Lima
Giovani Taffarel Bergamin
Giovanni Vitti Moro*

1. Introdução

A engorda é a fase do sistema de produção em que os peixes são cultivados de alevinos até alcançarem o tamanho comercial. Essa fase, em geral, aproveita a curva de crescimento exponencial da espécie, na qual os peixes apresentam uma velocidade de crescimento mais elevada. Além disso, apresenta maior tempo de duração e consumo de ração que as fases de larvicultura e alevinagem, resultando em maiores custos e riscos econômicos para o produtor. A engorda de peixes pode ser realizada em diversos sistemas e estruturas de cultivo, como viveiros, barragens, tanques-rede, *raceways*, entre outros. A estrutura escolhida para esta fase determinará o protocolo de cultivo que será adotado, juntamente com o sistema de produção praticado¹.

2. Cuidados iniciais para a engorda de peixes

Para iniciar o processo de engorda de peixes, alguns cuidados iniciais são necessários e diferem de acordo com a estrutura de produção. A seguir, são descritos os principais cuidados iniciais para a engorda de peixes em viveiros, barragens e tanques-rede.

¹

Maiores informações sobre os diferentes sistemas de produção de peixes poderão ser obtidas no capítulo “Sistemas de produção de peixes”.

Quando se trabalha em barragens de pequeno volume e viveiros, o procedimento inicial é a preparação da estrutura para recepção dos animais, que compreende as etapas de esvaziamento e secagem, desinfecção, calagem e fertilização. O esvaziamento e secagem da estrutura de cultivo objetivam promover uma oxigenação do fundo do viveiro para oxidar e mineralizar o excesso de matéria orgânica acumulada ao longo do ciclo de produção. Adicionalmente, a incidência de radiação solar por cerca de 10 dias auxilia no processo de desinfecção do viveiro ou barragem, os quais devem ser esvaziados completamente (Figura 1). Na sequência, deve-se proceder à desinfecção da estrutura de cultivo de 2 a 3 dias antes do abastecimento, com cal virgem (CaO) ou hidratada (Ca(OH)_2). O produto deve ser aplicado em todo o fundo do viveiro ou barragem, principalmente em locais com poças de água. Essa prática objetiva eliminar ovos de peixes, peixes indesejáveis e outros pequenos animais que possam preda os alevinos que serão estocados. É importante ressaltar que a cal virgem e hidratada não podem ser aplicadas durante o cultivo, pois podem causar mortalidade dos peixes, devido à brusca elevação do pH, condição não suportada por muitos organismos. Dessa forma, a recomendação da utilização de cal virgem ou hidratada é apenas para o procedimento de preparação da estrutura de cultivo que antecede o povoamento.



Figura 1. Viveiro completamente vazio e seco após exposição ao sol. Foto: Giovanin T. Bergamin.

Posteriormente, deve-se realizar o procedimento de calagem, por meio da aplicação de calcário (CaCO_3). Este só é recomendado quando se tem pH da mistura água: solo menor que 6,0 e alcalinidade inferior a 20 mg/L de carbonato de cálcio (para análise do pH da mistura água: solo, deve-se fazer uma mistura com igual proporção entre solo e água destilada). Essa prática objetiva neutralizar a acidez do solo, melhorando a decomposição da matéria orgânica e as condições de manejo de água, uma vez que influencia diretamente na produção de plâncton. Águas com baixa alcalinidade não respondem ao procedimento de fertilização ou adubação. As dosagens para esta prática variam, sendo necessário verificar, após o procedimento de calagem, se os valores de pH e alcalinidade atingiram o valor desejado. Em geral, ao

longo do tempo, são necessárias quantidades menores de calcário ou cal para realizar a correção desses parâmetros (Tabela 1). Para a correção de pH e alcalinidade durante o cultivo, recomenda-se apenas a aplicação de calcário.

Tabela 1. Valores recomendados de calcário agrícola, cal hidratada e cal virgem para calagem em viveiros (base CaCO_3 ; PRNT=100) (Fonte: KUBITZA, 1998).

pH da mistura solo: água (1:1)	Dose inicial (kg/ 1.000 m ²)		
	Calcário agrícola	Cal hidratada	Cal virgem
Menor que 5	300	220	170
5 a 6	200	150	110
6 a 7	100	75	55

A fertilização ou adubação favorece, através da liberação de nutrientes na água, o desenvolvimento do plâncton, alimento natural², que, em sistemas extensivos, é praticamente a única fonte de alimento para os peixes e que, nos semi-intensivos, complementa a alimentação dos peixes, reduzindo os custos com ração. A adubação pode ser orgânica, inorgânica ou mista. A adubação orgânica é realizada com a utilização de esterco orgânicos e adubos vegetais, enquanto a inorgânica utiliza fertilizantes inorgânicos, como ureia, superfosfato triplo e cloreto de potássio. Já a adubação mista utiliza uma fonte orgânica concomitantemente a uma inorgânica. A quantidade de fertilizante ou adubo necessária varia bastante entre pisciculturas, sendo importante que o produtor conheça a médio e longo prazo a resposta da sua estrutura de cultivo ao procedimento de adubação.

Em tanques-rede, antes da estocagem dos animais, é necessário verificar se as telas dos tanques-rede estão em perfeito estado e se não há colmatagem, ou seja, acúmulo de macrófitas ou outros organismos, impedindo a circulação de água. Além disso, é importante verificar se o tamanho dos animais é suficiente para não atravessar a tela do tanque ou se é necessário o uso de telas berçário ou bolsões com malha de 5 mm de diâmetro.

² A capacidade de utilização do alimento natural varia com a espécie de peixe. Peixes carnívoros, de forma geral, possuem capacidade limitada de utilizar o alimento natural.

3. Cuidados na aquisição e estocagem de alevinos

Para o sucesso da fase de engorda de peixes, também é necessária atenção na aquisição de alevinos, o que envolve a escolha de um fornecedor de qualidade. Os alevinos devem ser de tamanho homogêneo e adequado para o sistema de produção escolhido e apresentar bom estado de saúde. Alguns parâmetros podem refletir a sua qualidade e ajudar no processo de avaliação de sua saúde, como coloração uniforme, pele e olhos brilhantes, ausência de manchas, deformidades ou lesões corporais, escamas íntegras e natação ágil (Figura 2). Adicionalmente, cuidados no momento do recebimento e aclimação dos animais também são importantes. Quando os alevinos chegam à propriedade, não podem ser imediatamente liberados na estrutura de cultivo. Se vierem transportados em sacos plásticos, é importante deixar o saco de transporte fechado por cerca de 10 minutos flutuando na água da unidade que irá receber os peixes. Tal operação objetiva reduzir a diferença entre a temperatura da água do saco e aquela do ambiente de cultivo. Posteriormente, deve-se iniciar uma mistura gradual da água de transporte com a do sistema de produção, para só, então, liberar os peixes. O procedimento de mistura da água deve ser realizado independente do tipo de transporte (Figura 3). Para caixas de transporte, a troca gradual da água de transporte pela da estrutura de cultivo pode ser realizada com o auxílio de uma bomba d'água.

Se o produtor trabalha em grandes barragens, onde não é possível realizar os procedimentos iniciais de preparação descritos (esvaziamento, secagem e desinfecção), e faz a aquisição de peixes com tamanho inferior a 100 g, é aconselhável estocá-los inicialmente em uma estrutura denominada berçário. Esta pode ser um viveiro de menor tamanho ou um tanque-rede instalado na própria barragem para que os alevinos alcancem maior tamanho e só então possam ser liberados, ficando assim menos suscetíveis a possíveis predadores existentes no ambiente de cultivo.

Nos itens que se seguem são descritos o processo de engorda de algumas espécies de peixes com importância comercial no país. Alguns manejos e procedimentos descritos podem ser utilizados para outras espécies.

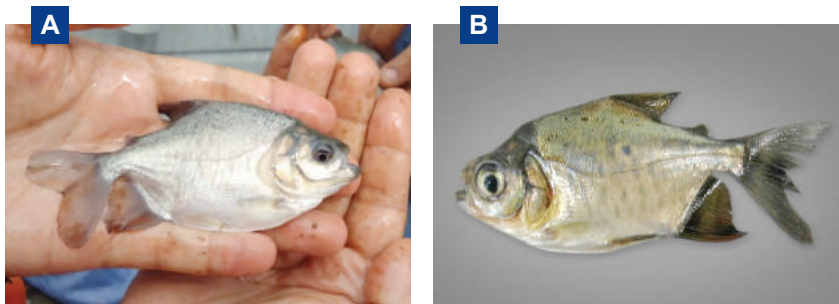


Figura 2. Exemplo de um alevino saudável (A) e não saudável (B). Fotos: (A) Adriana F. Lima; (B) Patricia O. Maciel.



Figura 3. Aclimação de alevinos de tilápia recebidos em caixas de transporte para cultivo em tanques-rede. Foto: Adriana F. Lima.

Recomendações técnicas		
	Barragens de pequeno volume e viveiros	Tanques-rede
Cuidados Iniciais para a engorda	- Esvaziamento e secagem, desinfecção, calagem e fertilização.	- Verificação de telas (colmatação e tamanho do alevino).
Cuidados na aquisição e estocagem de alevinos	- Estado de saúde do alevino no momento da aquisição e homogeneidade; - Aclimação.	
1. Na recomendação de um protocolo de produção para uma espécie de peixe, a escolha da densidade de estocagem é um ponto crucial do processo, seja pelo impacto econômico que pode resultar, pois influencia no nível de retorno da atividade, seja pelo impacto técnico desta escolha, que, se for inadequada, pode resultar em grandes perdas na produção; 2. É importante salientar que a densidade de estocagem em tanques-rede pode variar de acordo com a qualidade da água e velocidade da corrente no local.		

4. Engorda de pirarucu (*Arapaima gigas*)

A engorda de pirarucu (Figura 4) ainda não é uma atividade com produção expressiva, devido, principalmente, à baixa oferta de alevinos, causada pela falta de domínio na reprodução da espécie, conforme descrito no capítulo sobre “Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes”. Adicionalmente, ainda não existe um protocolo de produção consolidado para a espécie.



Figura 4. Exemplar de pirarucu (*Arapaima gigas*). Foto: Adriana F. Lima.

A produção dessa espécie é realizada principalmente em viveiros escavados. No início, seu cultivo era realizado com alimentação baseada em peixes forrageiros ou congelados e moídos. Esse tipo de produção, no entanto, resulta em baixas produtividades, uma vez que o uso de peixes para a alimentação de outros pressupõe a manutenção, em paralelo, de outro cultivo, decorrendo em maior custo com mão de obra e ração para alimentação do peixe forrageiro, além da subutilização de estruturas de cultivo. Apesar de ainda existirem poucos produtores que realizam a produção do pirarucu em viveiros com o uso de peixes forrageiros como alimento, essa prática é pouco indicada atualmente na piscicultura.

Pereira-Filho e colaboradores (2003), avaliando a produção do pirarucu em viveiros escavados, com peso médio inicial de 133 g, na densidade de um peixe para cada três metros quadrados, alimentado duas vezes ao dia com ração extrusada contendo 40% de proteína bruta, encontraram peso médio final de 7 kg por peixe e conversão alimentar de 1,51 em 12 meses. Já em trabalho do Sebrae (2010), o crescimento do pirarucu com 10 cm de comprimento, na densidade de 1.000 peixes/ha, em viveiros e açudes por 12 meses foi de 10 a 12 kg de peso médio final, com conversão alimentar aparente de 1,7 a 2,3. Nesse trabalho, foi concluído, após o acompanhamento de diversas unidades de produção, que o tamanho da estrutura tem pouca importância na produção da espécie, contanto que seja mantida a densidade de 1.000 peixe/ha e que a produção da espécie em viveiros e barragens possa ser dividida em duas ou três fases. Quando dividido em duas, o alevino é estocado com peso médio inicial de 15 g, na densidade de 8.000 peixes/ha, durante 60 dias. Após esse período, inicia-se

a segunda fase, com os animais pesando inicialmente 500 g, na densidade de 1.000 peixes/ha, alcançando peso médio final de 10 kg após 360 dias. Quando dividido em três fases, o alevino também é estocado com peso médio inicial de 15 g, na densidade de 8.000 peixes/ha, durante 60 dias. Após esse período, inicia-se a segunda fase, em que os animais devem apresentar peso médio inicial de 500 g, na densidade de 2.000 peixes/ha, durante cerca de 120 dias. Seguindo para a terceira fase, os animais com peso médio inicial de 3 kg, na densidade de 1.000 peixes/ha, alcançam peso médio final de 10 kg após 240 dias. O manejo alimentar dos animais também foi descrito pelo Sebrae (2010), que indicou a utilização de um manejo semelhante na produção dos animais em viveiros, açudes ou tanques-rede, conforme Tabela 2. É importante salientar que, assim como para todas as espécies cultivadas, manejos de biometrias são essenciais para acompanhamento do crescimento, reajuste da alimentação e observação da saúde dos animais.

Tabela 2. Recomendação de fornecimento de rações para pirarucu cultivado em açudes, viveiros e tanques-rede em diferentes fases de desenvolvimento (Fonte: SEBRAE, 2010).

Peso médio inicial (g)	Granulometria (mm)*	Frequência diária	Taxa de alimentação (% biomassa/dia)
15-100	1 a 2 mm	6 a 4 vezes	7 a 5
100-500	2 a 3 mm	4 vezes	5 a 4
500-1.000	3 a 5 mm	3 vezes	4 a 3
1.000-5.000	8 a 10 mm	3 vezes	3 a 2
5.000-12.000	10 a 15 mm	2 a 3 vezes	2 a 1

* Visto que não há rações específicas para o pirarucu, optar por rações para peixes carnívoros com altos níveis de proteína.

Assim como para quase todos os peixes nativos do Brasil, também não se tem um protocolo de produção definido para o cultivo do pirarucu em tanques-rede. Alguns produtores já fazem ensaios de seu cultivo nestas estruturas, mas com pouca contribuição efetiva para o volume de produção nacional da espécie. Ono e colaboradores (2004) relataram uma experiência em tanques-rede e concluíram que o peixe tem boa adaptação ao adensamento, atingindo uma biomassa de 80 a 140 kg/m³ em tanques-rede de 300 e 15 m³, respectivamente; demonstrando a possibilidade de se trabalhar com pirarucu em tanques-rede de maior volume que os largamente

utilizados no Brasil (5 a 18 m³). Constataram, ainda, uma conversão alimentar entre 2,2 e 2,5 para juvenis estocados com 500 a 600 g e alimentados com ração contendo de 40 a 44% de proteína bruta em um ano de cultivo, atingindo peso final entre 8 e 10 kg.

Os autores sugerem uma densidade de 100 kg/m³ e que o cultivo seja realizado em três fases, de forma a manter a uniformidade dos animais ao longo do ciclo, uma vez que o pirarucu naturalmente apresenta heterogeneidade no crescimento. A taxa de alimentação recomendada para engorda do pirarucu em tanques-rede com peso inicial de 1,5 kg até atingirem 6,7 kg é de 2% do peso vivo/dia (OLIVEIRA, 2007). Percebe-se que dados do cultivo do pirarucu em tanques-rede ainda são insuficientes para se desenvolver um protocolo de produção, com vários parâmetros produtivos ainda sem definição. Entretanto, é possível notar o potencial de produção da espécie nesse sistema, sendo necessários estudos que aprimorem tal prática.

Recomendações técnicas		
	Barragens de pequeno volume e viveiros	Tanques-rede
Engorda de pirarucu	- Tamanho inicial: 15 cm; - Peso final: 10 a 12 kg; - Ração: 40%PB; - Tempo: 1 ano.	- Número de fases: 3 (classificação por tamanho entre elas); - Peso inicial: 500 g; Peso final: 8 a 10 kg; - Ração: 40%PB; - Tempo: 1 ano.

5. Engorda de tilápia (*Oreochromis niloticus*)

A engorda de tilápia (Figura 5) tem sido desenvolvida em diversos sistemas de produção³. Quando criadas de forma extensiva, geralmente em viveiros e barragens, a densidade de estocagem praticada varia de 500 a 1.000 alevinos/ha. Não são realizados manejos de fertilização ou alimentação dos animais até a despesca, ficando estes dependentes do alimento natural disponível no corpo d’água. As trocas de água geralmente só são possíveis nos períodos de chuva. A produtividade final varia de 150 a 500 kg/ha/ano.

³ Maiores informações sobre os diferentes sistemas de produção de peixes poderão ser obtidas no capítulo “Sistemas de produção de peixes”.



Figura 5. Exemplar de tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*). Foto: Adriana F. Lima.

Quando cultivadas em sistema semi-intensivo, a tilápia é geralmente produzida em viveiros e são necessárias maiores intervenções do homem no processo produtivo. A densidade de estocagem varia de 5.000 a 25.000 alevinos/ha, valores que geralmente dependem da qualidade de água disponível para o cultivo e do nível de tecnificação da produção. A adição de adubos ocorre em quantidades maiores, visando promover uma maior produtividade natural, que junto com a ração são as fontes de alimento nesse sistema de produção. As trocas diárias de água são entre 5 e 10% do volume total, sendo necessário o acompanhamento diário dos parâmetros de qualidade de água. A produtividade final varia entre 2.500 e 12.500 kg/ha e a safra tem duração de 4 a 8 meses, dependendo do tamanho do alevino estocado (em geral, 1 g, denominado de alevino I ou 30 a 50 g, denominado de alevino II ou “alevinão”). Recomendações para alimentação de tilápia em viveiros são descritas na Tabela 3 e alguns cuidados com o procedimento de alimentação e estocagem desta podem ser encontrados no capítulo “Nutrição e alimentação de peixes”.

Já em sistemas intensivos, a estrutura de cultivo mais utilizada atualmente é o tanque-rede, podendo ocorrer, também, em viveiros com maior renovação de água, geralmente revestidos, tanques de alvenaria ou, ainda, *raceways*. Para a produção em tanques-rede, é fundamental que se tenha água com boa qualidade, uma vez que grandes densidades de estocagem são utilizadas nesse sistema. Locais com qualidade de água muito próximo ao limite recomendado para a espécie podem resultar na necessidade de utilizar menor densidade de estocagem, o que implica, porém, em maior heterogeneidade de crescimento do lote pela maior incidência de interações agonísticas⁴. Descreveremos na sequência a técnica de produção de tilápia em tanque-rede sugerida por Sandoval-Júnior e colaboradores (2010).

4

Comportamentos que envolvem agressão entre indivíduos de uma mesma espécie.

Tabela 3. Recomendação de taxa de alimentação para tilápia-do-Nilo em diferentes fases de desenvolvimento, cultivada em viveiros em função da temperatura (Fonte: OSTRENSKY; BOEGER, 1998).

Peso médio inicial (g)	Temperatura					Proteína Bruta (%)
	18-20	21-23	24-26	27-29	>30	
1 – 5	6	9	12	15	6	50
5 -10	3,2	4,8	6,4	8	3,2	50
10 – 20	2,8	4,2	5,6	7	2,8	45
20 – 50	2	3	4	5	2	45
50 – 70	1,6	2,4	3,2	4	1,6	40
70 – 100	1,6	2,4	3,2	4	1,6	40
100 – 150	1,2	1,8	2,4	3	1,2	32
150 – 200	1,08	1,62	2,16	2,7	1,08	32
200 – 300	0,96	1,44	1,92	2,4	0,96	28
300 – 400	0,8	1,2	1,6	2	0,8	28

O cultivo de tilápias em tanques-rede pode ser realizado em sistema monofásico, bifásico ou trifásico (Figura 6). No monofásico utiliza-se apenas um tanque-rede durante todo o ciclo de cultivo, com malha de 15 a 19 mm. Os alevinos estocados apresentam peso médio de 30 a 50 g (“alevinão” ou alevino II) e são despescados com peso comercial, geralmente entre 700 a 1.000 g. A densidade de estocagem, considerando o peso final desejado para animais, varia de 100 a 175 kg/m³, o que representa 140 a 250 peixes/m³ para peixes despescados com 700 g. A densidade vai depender, entre outros fatores, da qualidade de água disponível e velocidade da corrente de água que passa nos tanques. No bifásico, são adquiridos peixes com peso médio de 1 g, sendo necessário dividir a produção em duas fases. A primeira (recria) é realizada em tanques-rede com bolsões de 5-8 mm durante um período de 30 a 60 dias. Quando os peixes atingem peso entre 30 e 50 g, são transferidos para tanques-rede sem bolsão com malha de 15 a 19 mm, onde permanecem até atingirem o peso comercial, segunda fase (engorda). A diferença do bi para o monofásico é que são adquiridos alevinos com peso menor, que precisam de uma fase de produção inicial até atingirem o peso que entrariam no sistema monofásico. A densidade utilizada na primeira fase é de 5.000 alevinos/tanque-rede de 5 m³; enquanto na segunda pode ser utilizada densidade semelhante ao monofásico, entre 100 a 175 kg/m³. No trifásico, o cultivo é dividido em três fases. Na primeira, é realizada a recria, e os alevinos são estocados com 1 g até atingirem 30 a 50 g em tanques-rede com bolsões na densidade

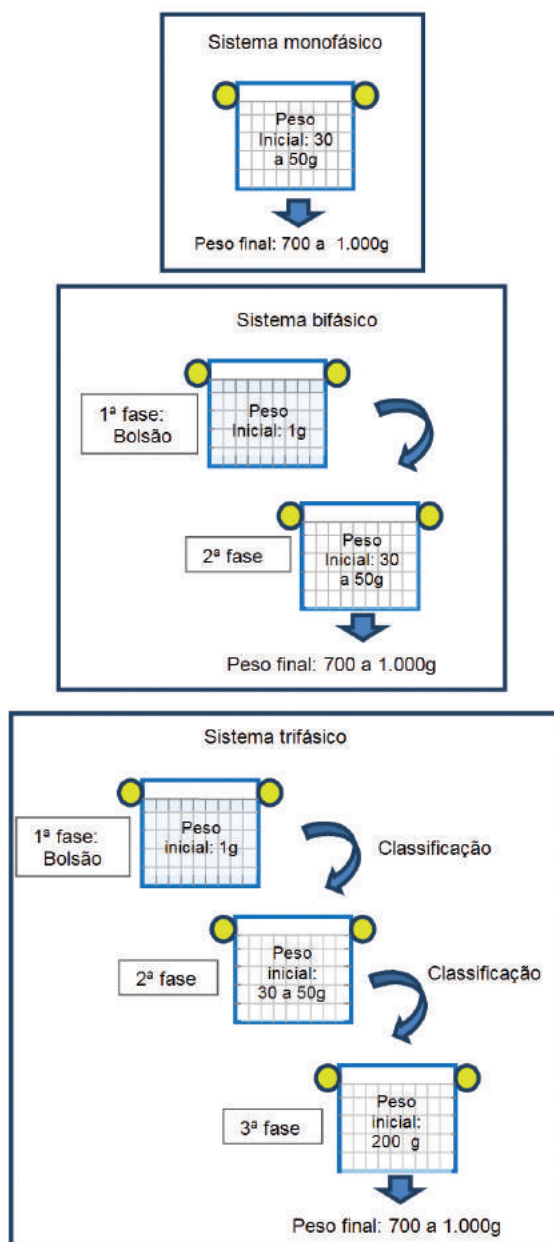


Figura 6. Divisão do cultivo da tilápia em diferentes sistemas: mono, bi e trifásico.

de 1.000 alevinos/5m³. Na segunda fase, é realizada a engorda I em tanques-rede sem bolsões. Os peixes são cultivados por um período de 60 dias até atingirem peso de 200 g, na densidade de 250 a 300 peixes/m³. Na terceira fase, acontece a engorda II ou terminação, em que os peixes ficam até atingirem tamanho comercial. Em geral, a densidade final alcançada não é superior a 150 kg/m³, dependendo das condições

do corpo hídrico onde os tanques estão instalados. Entre as vantagens de se dividir a produção em fases de cultivo, têm-se a otimização do uso das estruturas de cultivo e a possibilidade de realizar classificações dos animais por tamanho, diminuindo a disparidade no momento da despesca. Contudo, sabe-se que este manejo é trabalhoso e despende tempo e mão de obra. Porém, agrega valor ao produto final, na medida em que padroniza o produto.

Em geral, o procedimento de classificação dos animais por tamanho é realizado pelos produtores que optam pela divisão do cultivo em três fases, realizando tal procedimento entre as fases de produção. Para isto, podem ser utilizados sistemas de contrafluxo (Figura 7A) ou mesas para classificação (Figura 7B). No sistema de contrafluxo, os animais são colocados no início do tanque, que é subdividido em várias partes através de telas verticais com diferentes espaçamentos entre si, sendo as maiores mais próximas do local onde os animais são colocados e, as menores, mais ao final. Os animais naturalmente vão se deslocando contra o fluxo, no sentido indicado na Figura 7A, ficando os maiores no primeiro espaço e os menores conseguindo alcançar o último espaço da subdivisão. Eventualmente, é necessário que os animais sejam “forçados” através de puçás a se deslocar de um espaço para outro. Ao final da classificação, há animais em diferentes espaços entretelas, que são manualmente capturados, contados e estocados em diversos tanques-rede de acordo com a padronização de tamanho desejada. Utilizando mesas de classificação, os animais são manualmente separados por tamanho e deslocados para o escape ao qual foi classificado. Ao final, têm-se animais nos tamanhos desejados, conforme número de escapes trabalhados. A contagem dos animais separados por lotes geralmente é feita manualmente. Mais recentemente, para esse sistema, o produtor tem adaptado contadores no cano dos escapes, para contagem automática (Figura 7C).

No cultivo de tilápias, é comum o crescimento desuniforme do lote devido a diferenças de crescimento que naturalmente existem entre os indivíduos e à ocorrência de territorialismo. Essa última característica resulta em interações agressivas entre os indivíduos, com formação de hierarquia social, representada por peixes dominantes e submissos, que vão apresentar crescimento diferenciado ao longo do cultivo. Para reduzir a desuniformidade de crescimento do lote, muitos produtores realizam a classificação dos animais por peso ou tamanho entre as fases de produção (Figura 7), o que resulta em uma maior padronização dos animais. Ao final e durante o cultivo, têm-se tanques-rede com peixes grandes, intermediários e pequenos, mesmo tendo sido estocados no mesmo período e com mesmo peso.



Figura 7. Classificação de tilápia entre as fases de cultivo em tanques-rede. Em sentido anti-horário: (A) sistema de contrafluxo; (B) mesa de classificação de tilápias cultivadas em tanques-rede, contendo três escapes (setas) para a separação de tilápias em três classes de tamanho: pequeno (“fundo”), médio (“meio”) e grande (“cabeça”); (C) adaptação de aparelho para contagem automática dos peixes, ao cano de escape do classificador. Fotos: (A e C) Adriana F. Lima; (B) Ana Paula O. Rodrigues.

Nos sistemas intensivos, em geral, os animais dependem unicamente da ração como alimento, sendo necessária a realização de um manejo alimentar adequado, bem como a aquisição de ração de qualidade. Esta deve ser adequada para cada fase de desenvolvimento, considerando, além das exigências nutricionais, fatores como o tamanho do pélete. Atualmente, para qualquer sistema de produção de peixes, aconselha-se o uso de ração extrusada, a qual flutua na água, permitindo a verificação da ingestão e comportamento alimentar dos peixes, bem como de eventuais sobras. Caso estas sejam observadas durante o arraçoamento, deve-se suspender a continuidade do trato. Informações sobre o fornecimento de ração para tilápia cultivada em tanques-rede podem ser encontradas na Tabela 4. Ao longo do cultivo, é aconselhável realizar biometrias periódicas (a cada 15 a 30 dias) para o acompanhamento do ganho de peso e estado sanitário dos animais e para o reajuste da alimentação. O procedimento de biometria e despesca dos animais pode ser consultado no capítulo “Nutrição e alimentação de peixes” e “Despesca e abate de peixes”, respectivamente.

Tabela 4. Recomendação de fornecimento de rações para tilápia-do-Nilo cultivada em tanques-rede e em diferentes fases de desenvolvimento com temperaturas de 25 a 26° C (Adaptado de SANDOVAL-JUNIOR et al., 2010).

Peso médio inicial (g)	Peso médio final (g)	Nível de proteína na ração (%)	Granulometria (mm)	Frequência diária	Taxa de alimentação (% biomassa/dia)
1,0	5,0	55	Pó	6 vezes	25
5,0	15,0	42	1 a 2 mm	4 vezes	10
15,0	25,0	42	1 a 2 mm	4 vezes	7
25,0	45,0	36	2 a 4 mm	4 vezes	6
45,0	75,0	36	2 a 4 mm	4 vezes	5
75,0	175,0	32	4 a 6 mm	4 vezes	4
175,0	350,0	32	4 a 6 mm	3 vezes	3
350,0	700,0	32	6 a 8 mm	3 vezes	2

Recomendações técnicas	
Barragens de pequeno volume e viveiros	Tanques-rede
<i>Extensivo</i> - Densidade 500 a 1.000 peixes/ha; - Sem troca de água.	<i>Recria</i> Peso inicial 1 g; Peso final: 30 a 50 g; Tempo: 30 a 60 dias; Malha: 5-8 mm; Densidade: 1.000 peixes/m³.
Engorda de tilápia <i>Semi-intensivo</i> - Densidade: 5.000 a 25.000 peixes/ha; - Trocas periódicas de água; - Tempo: 4 (apenas engorda) a 8 meses (recria e engorda).	<i>Engorda I</i> Peso inicial: 30 a 50 g; Peso final: 200 g; Tempo: 60 dias; Malha: 15 a 19 mm. <i>Engorda II</i> Peso inicial: 200 g; Peso final: 700 g a 1 kg; Tempo: 60 a 90 dias; Malha: 15 a 19 mm.

6. Engorda de jundiá (*Rhamdia quelen*)

O jundiá é uma espécie nativa que apresenta grande potencial para a piscicultura (Figura 8). Possui grande aceitação pelo mercado consumidor, seja por meio da pesca esportiva ou consumo direto do peixe produzido, devido à qualidade da carne e ausência de espinhas intramusculares, o que o torna uma excelente opção para fins de processamento de pescado. É também uma espécie rústica e dócil, de rápido crescimento e que suporta bem as baixas temperaturas frequentes na região Sul do país, alimentando-se inclusive durante o inverno. Vem sendo criada principalmente em viveiros escavados em sistemas de mono ou policultivo.



Figura 8. Exemplar de jundiá (*Rhamdia quelen*). Foto: Giovani T. Bergamin.

Nos primeiros três meses de cultivo, a quantidade de ração fornecida fica em torno de 5% do peso vivo, levando-se em consideração a biomassa do viveiro determinada por biometrias a cada 15 ou 30 dias. No período inicial (recria), os peixes são alimentados de 2 a 4 vezes ao dia. Conforme se aproximam do peso de comercialização (engorda), a quantidade de ração diminui proporcionalmente, até 2 a 3% do peso vivo, sendo alimentados de uma a duas vezes ao dia. O jundiá apresenta hábito noturno e crepuscular, alimentando-se com maior voracidade nesses períodos, razão pela qual muitos produtores preferem deixar uma parcela maior da alimentação (60 a 70%) para o final da tarde.

A engorda do jundiá em monocultivo utiliza normalmente viveiros com áreas de 2.000 a 5.000 m², com profundidade média de 1,5 m. A divisão da produção em duas fases (recria e engorda) é comum e permite a otimização da área de cultivo e diminuição da heterogeneidade do lote. Na recria (primeiros 90 a 120 dias), sugerem-se densidades de 5 a 10 peixes por m², chegando-se ao peso de 100 a 250 g ao final do período. A partir daí, os animais são estocados nos viveiros de engorda. A densidade de estocagem nesse período fica entre 0,5 e 2 peixes por m², variando de acordo com a quantidade de água disponível, qualidade do alimento fornecido, emprego de aeradores e peso final desejado. Ao final do período de 10 a 12 meses de cultivo (recria e engorda), com ração extrusada de qualidade, são alcançadas produtividades

de 8.000 a 12.000 kg por hectare, com peso médio individual de 600 a 1.000 g. Dentro desta faixa de peso, normalmente as fêmeas apresentam maior crescimento (900 a 1.000 g) em comparação aos machos (600 a 800 g). A taxa de conversão alimentar varia entre 1,5 e 1,8.

O ambiente de criação do jundiá favorece a prática do policultivo⁵, pois a espécie se alimenta quase exclusivamente de ração, o que contribui para o desenvolvimento de fito e zooplâncton, com a eliminação das fezes no ambiente de cultivo. O jundiá não possui estruturas anatômicas e morfofisiológicas adaptadas ao aproveitamento de plâncton como alimento natural na fase de engorda, sendo interessante a introdução de outras espécies que tenham tal capacidade, de forma a aumentar a produtividade num mesmo viveiro. As espécies mais utilizadas são carpa comum (*Cyprinus carpio*), carpa prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), cabeça-grande (*Aristichthys nobilis*) e capim (*Ctenopharyngodon idella*). A carpa comum é uma espécie onívora e alimenta-se normalmente de bentos (organismos do fundo). Devido ao fato desta espécie revolver o fundo do viveiro em busca de alimento, pode ocorrer diminuição da transparência da água (solo em suspensão) e até danos à estrutura dos taludes. Com isso, não são recomendadas densidades superiores a 100 peixes por 1.000 m². Além disso, essa espécie pode competir por ração com o jundiá. A carpa capim é bastante utilizada em policultivo pela capacidade de aproveitar vegetais aquáticos, auxiliando no controle de macrófitas nos viveiros. Geralmente, são introduzidos de 50 a 100 juvenis (100 a 300 g) por 1.000 m². A carpa prateada e a cabeça-grande são filtradoras e aproveitam muito bem o plâncton presente na água de cultivo. A densidade de estocagem dessas espécies deve ficar entre 50 e 100 animais por 1.000 m² de área, que, em um ano de cultivo, alcançam em torno de 2 a 4 kg, dependendo da quantidade de alimento disponível. Tais espécies contribuem significativamente para a manutenção da qualidade da água, sobretudo em locais onde não há possibilidade de renovação em algum período durante o cultivo. Além disso, a produção de espécies secundárias aumenta a biomassa produzida, sem elevar o custo com alimentação.

⁵ O policultivo caracteriza-se pela criação de duas ou mais espécies de peixe, com a finalidade de aproveitar os diferentes nichos alimentares presentes no ambiente de cultivo, sem que exista competição por alimento entre as espécies. Ver mais informações no capítulo “Sistemas de Produção”.

Recomendações técnicas	
Barragens de pequeno volume e viveiros	
Engorda de jundiá	Recria
	Densidade 5 a 10 peixes/m ² ;
	Peso final: 100 a 250 g;
	Tempo: 90 a 120 dias;
	Alimentação: 5% Peso vivo/dia, dividido em 2 a 4 refeições.
	Engorda
	Densidade 0,5 a 2 peixes/m ² ;
	Peso final: 600 a 1.000 g;
	Tempo: 240 a 270 dias;
	Alimentação: 2 a 3% Peso vivo/dia, dividido em 1 a 2 refeições.

7. Engorda de tambaqui (*Colossoma macropomum*)

O cultivo do tambaqui (Figura 9) é realizado geralmente em três fases: larvicultura e alevinagem, recria e engorda. A fase de larvicultura e alevinagem já foi tratada no capítulo de “Reprodução e alevinagem de peixes”. Dessa forma, este capítulo irá se restringir à descrição do processo de recria e engorda do tambaqui.



Figura 9. Exemplo de tambaqui (*Colossoma macropomum*). Foto: Jefferson Christofoletti.

A produção do tambaqui no Brasil é realizada, em sua maioria, em viveiros e barragens em regime de produção semi-intensivo. Sua produção em tanques-rede é ainda inexpressiva, não existindo um protocolo de produção consolidado. O cultivo em viveiros e barragens vem sendo realizado em estruturas de diversos tamanhos, desde viveiros em torno de 5.000 m² até barragens maiores que 100 ha. Em ambos, os cuidados iniciais para o procedimento de engorda descrito anteriormente devem ser observados. A maioria dos produtores de tambaqui desenvolve as fases de recria e engorda em suas propriedades, entretanto já vem ocorrendo um processo de maior segmentação da cadeia produtiva, semelhante ao que acontece com a tilápia, com produtores que realizam apenas a recria ou engorda. Produtores que têm infraestrutura para realizar os dois procedimentos adquirem alevinos de 1,5 a 2 g. Eventualmente, alguns desses produtores adquirem pós-larvas, considerando o menor custo de aquisição destas e realizam o procedimento de alevinagem, que em geral é realizado nos laboratórios produtores de alevinos. Já os que realizam apenas a engorda preferem alevinos maiores (juvenis), com cerca de 30 a 100 g, tamanho que confere menor suscetibilidade a predadores, como aves e peixes invasores, comuns em barragens ou viveiros de grandes dimensões. Dessa forma, o tempo de duração da recria vai depender do tamanho do indivíduo que vai ser ofertado no mercado ou necessário para o sistema de produção adotado.

Melo e colaboradores (2001) e Izel e Melo (2004) definiram um protocolo de produção para o tambaqui em viveiros de argila ou barragens em sistema semi-intensivo. Na recria, recomendam o povoamento de alevinos em viveiros de terra previamente adubados na densidade de 10 alevinos/m², onde serão alimentados quatro vezes ao dia, na taxa de 10 a 5% do peso vivo (biomassa), com ração extrusada contendo 32% de proteína bruta durante dois meses. Essa fase é realizada geralmente em viveiros de menores dimensões. Posteriormente, inicia-se a fase de crescimento ou engorda de tambaquis com o povoamento de juvenis em viveiros de terra ou barragens na densidade de 3.250 peixes/ha, onde devem permanecer por um período de 10 meses, sendo alimentados duas vezes ao dia com ração extrusada contendo 28% de proteína bruta, na taxa de 5 a 1% da biomassa de peixes por dia. Para ajuste da alimentação e acompanhamento do crescimento, sugere-se a realização de biometrias periódicas (15 a 30 dias). Com esse manejo, espera-se alcançar peixes com peso médio final de 3,1 kg no período de um ano.

Alguns autores sugerem a utilização de densidades maiores para a produção do tambaqui em viveiros e barragens, podendo alcançar até 1 kg/m² ou 10.000 kg/ha variando de acordo com a qualidade de água, sua taxa de renovação e uso de aeração. É importante ressaltar que quanto maior a densidade utilizada, maior a tendência de se obter menores pesos finais individuais, contudo sem alterações na produtividade final (kg de peixe/m² ou ha). Diante disso, é interessante ter bem definido qual o peso

médio dos animais requeridos pelo mercado consumidor, para, a partir disso, optar por maiores ou menores densidades de estocagem. A viabilidade econômica da produção do tambaqui no sistema semi-intensivo foi observada em diversos estudos, sendo considerado um sistema de fácil confecção e com custo de instalação compatível com a rentabilidade da atividade, podendo ser utilizado por pequenos, médios e grandes produtores.

A produção do tambaqui em tanques-rede também vem sendo realizada em duas fases: recria e engorda. Para os produtores que iniciam na fase de recria, são necessários alevinos de 1,5 a 2 g (cerca de 2 a 5 cm), enquanto aqueles que iniciam na fase de engorda adquirem juvenis com peso superior a 30 g (cerca de 10 a 12 cm). Sendo assim, para a recria é indicada a utilização de bolsões com tela de 5 mm de diâmetro e para a engorda, tanques-rede com telas de 20 mm. A maioria dos produtores prefere iniciar com um alevino de maior tamanho (30 gramas). Estes, em geral, são provenientes de produções em viveiros escavados, nos quais os alevinos têm maior acesso ao alimento natural e são estocados em menor densidade, características que contribuem para o crescimento mais acelerado dos animais.

A densidade de estocagem para a produção do tambaqui em tanques-rede ainda não está consolidada, sendo os valores recomendados oriundos de estudos preliminares. Para a fase de recria, a densidade recomendada é de 400 peixes/m³ (BRANDÃO et al., 2004), enquanto, na engorda, densidades de 20 a 125 peixes/m³ vêm sendo avaliadas com sucesso na produção (CRUZ et al., 2006; GOMES et al., 2006). Em relação à alimentação destes animais, existem alguns estudos que foram compilados na Tabela 5, mas que ainda não refletem um programa de alimentação para a produção do tambaqui em tanques-rede. Apesar de ser a espécie de peixe nativo mais produzido no país, ainda não apresenta um protocolo de produção definido e consolidado para tanques-rede. Sabe-se do potencial dessa espécie neste sistema de produção, sobretudo pela possibilidade de ser cultivado nos parques aquícolas que vêm sendo liberados no país, mas ainda são necessários muitos estudos para se alcançar o domínio do protocolo de produção que se tem, por exemplo, para a tilápia.

Tabela 5. Recomendação de taxa de alimentação e número de refeições por dia para as fases de recria e engorda do tambaqui em tanques-rede.

Fase	Taxa de alimentação (%)	Número de refeições por dia	Densidade (peixes/m³)	Autores
Recria	5	2	15	Chagas et al. (2005)
Recria	10	3	80	Silva et al.(2007)
Engorda	1	2	15	Chagas et al. (2007)
Engorda	3	3	30	Corrêa et al. (2009)

Recomendações técnicas	
Barragens de pequeno volume e viveiros	Tanques-rede
<i>Recria</i> Densidade 10 peixes/m²; Tempo: 60 dias; Manejo Alimentar: Ração 32%PB; Taxa de 5 a 10% Peso vivo/dia, dividido em 4 refeições. <i>Engorda</i> Densidade 3250 peixes/m²; Peso final: 3 kg; Tempo: 10 meses; Manejo Alimentar: Ração 28%PB, taxa de 1 a 5% Peso vivo/dia, dividido em 2 refeições.	<i>Recria</i> Peso inicial 1,5 a 2,0 g; Peso final: 30 g; Malha: 5 mm; Densidade: 400 peixes/m³. <i>Engorda</i> Peso inicial: 30 g; Tempo: 60 dias; Densidade: 20 a 125 peixes/m³; Malha: 20 mm.

8. Engorda de surubins

A engorda de surubins atualmente está baseada na produção de híbridos. Essa situação está atrelada principalmente à dificuldade na produção de alevinos das espécies puras de surubins. O aumento da produção de surubins pela piscicultura se deu com a produção do híbrido denominado ponto e vírgula ou pintachara, resultante do cruzamento entre pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*). Contudo, mais recentemente, a produção migrou fortemente para o híbrido pintado da Amazônia ou jundiara (Figura 10), resultante do cruzamento da fêmea do cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*) com o macho do jundiá da Amazônia (*Leiarius marmoratus*). A migração para engorda desse híbrido se deu pelo maior sucesso na larvicultura e treinamento alimentar quando comparado ao híbrido ponto e vírgula e aos parentais puros, além de apresentarem durante a engorda maior aptidão em aceitar alimentação em períodos diurnos e possibilidade de utilização de rações com menores níveis de proteína (o que não significa a obtenção de um peixe com o mesmo padrão de qualidade quando comparado àqueles alimentados com rações para carnívoros).



Figura 10. Exemplos de jundiara (fêmea do cachara *Pseudoplatystoma reticulatum* x macho do jundiá-da-Amazônia *Leiarius marmoratus*). Fotos: Adriana F. Lima.

A produção de surubins, assim como para a maioria das espécies dos peixes, é realizada geralmente em três fases: larvicultura e alevinagem, recria e engorda. A fase de larvicultura e alevinagem já foi tratada no capítulo de “Reprodução e alevinagem de peixes”. Aqui, descreveremos o processo de recria e engorda.

A engorda de surubins é realizada principalmente em viveiros e barragens, contudo vem aumentando a produção desse peixe em tanques-rede.

Campos (2010) propõe um protocolo para produção do surubim em viveiros e barragens, dividindo-a em duas fases, sendo a I denominada de recria e a II, de engorda. A recria geralmente é realizada em viveiros menores, que devem ser previamente

preparados, como descrito no capítulo de “Reprodução e alevinagem de peixes”. Os animais são estocados com tamanho entre 11 e 13 cm, já treinados para receber ração. São estocados na densidade de 10.000 a 18.000 juvenis/ha, sendo alimentados durante os primeiros 30 dias quatro vezes ao dia (incluindo o período noturno), a uma taxa de 7 a 4% da biomassa estocada. Após esse período, os animais passam a ser alimentados apenas 2 vezes ao dia. Essa fase dura em torno de 90 dias, na qual os animais devem alcançar peso médio final de 200 g. Cuidados com predadores também são necessários nessa fase, sobretudo em relação às aves, sendo indicado o uso de telas antipássaros. Posteriormente, os animais seguem para a segunda fase ou fase de engorda, em que devem ser previamente classificados por tamanho e só então estocados a uma densidade de 2.500 peixes/ha, para obtenção de peixes com tamanho de 2 kg, ou 3.900 peixes/ha, quando se objetiva despescar peixes com peso médio final de 1,3 kg. Nessa fase, os animais devem ser alimentados duas vezes ao dia, na taxa que varia de 4-5% da biomassa estocada no início da fase até 1-1,5% no final dela. A correção da quantidade de ração ofertada deve ser realizada a partir de procedimentos de biometrias, preferencialmente mensais.

Em relação à produção dessa espécie em tanques-rede, ainda não existe um protocolo de produção definido, sendo as indicações frutos de pesquisas. Coelho e Cyrino (2006) encontraram altas taxas de sobrevivência e produtividade em densidades de 50 a 125 peixes/m³. Os animais foram alimentados à noite, em quatro refeições, com ração comercial contendo 40% de proteína bruta. Coelho (2005) indica a densidade de 75 kg/m³ para tanques-rede de 13,5 e 27 m³, alimentados à noite (4 vezes), com ração comercial contendo 40% de proteína bruta. Comparando a produção em viveiros e tanques-rede, Liranço e colaboradores (2011) não encontraram diferenças em relação à produtividade e peso final dos animais quando alimentados duas vezes ao dia com ração contendo 40% de proteína bruta, com uma taxa que variou de 1,8 a 0,75%.

Projeto Pacu (2012) sugere a divisão do cultivo de surubins em tanques-rede em três fases. Na primeira, os alevinos devem ser estocados a uma densidade de 166 alevinos/m³ por um período de 60 dias, recebendo ração contendo 36% de proteína bruta. Na segunda, os juvenis devem ser estocados a uma densidade de 80 peixes/m³, por um período de 90 dias, recebendo ração contendo 36% de proteína bruta. Na terceira e última fase, os peixes devem ser estocados a uma densidade de 50 peixes/m³ até alcançarem o peso comercial, não ultrapassando a densidade final de 100 kg/m³. Nessa fase, devem ser alimentados com ração comercial contendo 36% ou 32% de proteína bruta. Em relação ao manejo alimentar, recomendam que os animais sejam alimentados a uma taxa de 5 a 2% do peso vivo/dia, dividida em 2 a 3 refeições quando tiverem peso entre 5 a 100 g; a uma taxa de 3 a 1% do peso vivo/dia, dividida em 1 a 2 refeições quando tiverem peso entre 100 a 1.000 g; e a uma taxa de 1% do peso vivo/dia, em 1 refeição diária quando tiverem peso maior que 1.000 g.

Para a produção em tanques-rede, considerando o crescimento heterogêneo apresentado pelos surubins, seria interessante a realização de classificações por tamanho entre as fases de cultivo. De uma forma geral, biometrias devem ser realizadas mensalmente para fins de ajuste da alimentação e acompanhamento da saúde e crescimento dos animais.

Recomendações técnicas		
	Barragens de pequeno volume e viveiros	Tanques-rede
Engorda de surubim	<i>Recria</i>	<i>Recria</i>
	Densidade 10.000 a 18.000 juvenis/ha;	Densidade: 166 peixes/m ³ ;
	Tempo: 90 dias;	Tempo: 60 dias;
	Taxa de 4 a 7% Peso vivo/dia, dividido em 4 refeições noturnas nos primeiros 30 dias e 2 refeições diurnas nos demais.	Ração: 36% PB.
	<i>Engorda</i>	<i>2ª fase</i>
	Densidade 3.900 peixes/ha para Peso final: 1,3 kg;	Densidade: 80 peixes/m ³ ;
	Tempo: 200 a 220 dias	Tempo: 90 dias;
	ou	Ração: 36% PB.
	Densidade 2.500 peixes/ha para Peso final: 2 kg;	<i>3ª fase</i>
	Tempo: 270 dias.	Densidade: 50 peixes/m ³ ;
	Taxa de 4 a 5% Peso vivo/dia no início e 1 a 1,5% Peso vivo/dia no final, dividido em 2 refeições.	Tempo: 245 dias;
		Ração: 36% ou 32% PB.

9. Engorda de carpas

As espécies de carpas estão em segundo lugar no *ranking* de volume de produção da piscicultura no Brasil. A produção de espécies de carpas, ou ciprinicultura brasileira, tem destaque nos estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul. Outros estados como São Paulo, Paraná e Minas Gerais produzem esses peixes, mas em volume menor. Em geral, elas são produzidas em um sistema de cultivo consorciado⁶ com a produção de suínos, e em sistemas multitróficos ou de policultivo⁶. Esses dois tipos de sistema são considerados pouco tecnificados, utilizam baixas densidades de estocagem e assemelham-se a um sistema semi-intensivo de produção.

No cultivo consorciado de suínos e carpas, os suínos são criados em instalações que ficam acima do viveiro de peixes e os dejetos dos animais e restos de rações não consumidas servem de alimento para as carpas direta ou indiretamente, através da fertilização da água, incrementando a produção de fito e zooplâncton, bem como de organismos bentônicos, devido ao aumento da matéria orgânica no viveiro. Nesse sistema, em geral, nenhum tipo de ração é fornecido aos peixes. Contudo, em alguns casos, há o fornecimento de uma ração suplementar no final do ciclo de produção, para garantir o crescimento final da espécie principal.

Na produção das carpas, além do consorciamento, é utilizado concomitantemente o sistema de policultivo, em que, em geral, a carpa comum (*Cyprinus carpio*) (Figura 11) é utilizada como espécie principal (em alguns casos, a tilápia-do-Nilo também pode ser usada como espécie principal). A espécie principal é a que será colocada no viveiro em maior número e, conseqüentemente, a que, ao final do cultivo, será a principal espécie comercializada. A taxa de estocagem para carpa comum nesse sistema é de aproximadamente 2.000 alevinos/ha. Nesse modelo, além da espécie principal é inserida uma ou mais espécies secundárias, as quais irão ocupar diferentes níveis tróficos alimentares e serem estocadas em uma taxa menor. No sistema de policultivo brasileiro, as espécies comumente utilizadas são a carpa prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), que é uma espécie filtradora que se alimenta preferencialmente do fitoplâncton e a carpa cabeça grande (*Aristichthys nobilis*), também filtradora e que se alimenta, de modo preferencial, de zooplâncton. Estas irão se beneficiar da fertilização do viveiro pelos dejetos suínos, cujas densidades de estocagem recomendada é de 750 e 500 alevinos/ha, respectivamente.

⁶ Mais informações sobre esses sistemas podem ser encontrados no capítulo “Sistemas de Produção de Peixes”.



Figura 11. Exemplar de carpa comum (*Cyprinus carpio*) (Foto: Giovani T. Bergamin).

Por fim, no sistema de policultivo são colocadas algumas espécies complementares, as quais irão se beneficiar de outros tipos de alimentos dos viveiros, mas serão inseridas em menor densidade. Normalmente, é utilizada uma espécie carnívora, para consumir pequenos peixes invasores, e uma herbívora, que irá se alimentar dos vegetais que crescem tanto dentro do tanque como nas laterais. As espécies mais utilizadas são os surubins como carnívora e a carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*) (Figura 12) como herbívora. A densidade de estocagem dessas espécies é de 250 alevinos por hectare. A produção estimada ao final do cultivo é de 2.000 kg por ha para a carpa comum, 900 kg por ha para a prateada, 800 kg por ha para a cabeça grande, 200 kg por ha para a capim e 200 kg por ha para os surubins. Essa produtividade é obtida utilizando os dejetos de pelo menos 60 suínos por ha de lâmina d'água.



Figura 12. Exemplar de carpa-capim (*Ctenopharyngodon idella*). Foto: Giovani T. Bergamin.

Recomendações técnicas**Viveiros em sistema integrado com suínos e em policultivo**

Peso médio final: carpa comum: 1,0 a 1,5 kg; prateada: 1,5 kg;
cabeça grande: 2,0 kg; capim: 1,0 kg; surubins: 1,0 kg.

Produtividade dos peixes em relação ao número de suínos por ha:

**Engorda de
Carpas**

15 suínos/ha: 500 kg/ano/ha;

30 suínos/ha: 1.000 kg/ano/ha;

45 suínos/ha: 1.500 kg/ano/ha;

60 suínos/ha: 2.000 kg/ano/ha;

80 suínos/ha: 2.500 kg/ano/ha;

100 suínos/ha: 3.000 kg/ano/ha.

10. Engorda de *catfish* (*Ictalurus punctatus*)

No Brasil, o *catfish Ictalurus punctatus* (Figura 13) foi introduzido em 1972, na região Nordeste. Porém, devido às condições climáticas serem inadequadas para reprodução, sua introdução teve pouca repercussão na região. A partir de 1985, entretanto, foram transportados alguns exemplares para o Sul do país, onde se iniciou a produção de alevinos e a engorda em propriedades. Atualmente, Santa Catarina é o estado nacional que apresenta a maior produção de *catfish*, estimada em 785 t em 2006, sendo que parte desta produção vem sendo exportada para os Estados Unidos e Europa desde o início de 2004. Porém, mesmo com as condições climáticas adequadas, a criação de *catfish* enfrenta algumas dificuldades, tais como o reduzido número de produtores e a falta de conhecimento sobre a espécie pelo mercado consumidor brasileiro. Dessa forma, a espécie apresenta potencial para a produção nos estados mais frios, porém ainda é pouco explorada.

A maior parte da produção é realizada em sistemas semi-intensivo, em viveiros de terra, com alimentação balanceada, alcançando produtividade entre 3.000 a 6.000 kg/ha. A produção máxima anual de *catfish* em viveiros sem aeração e/ou sem renovação de água é de 2.500 a 3.000 kg/ha, com uma taxa de arraçoamento que varia de 34 a 45 kg/ha/dia. A sua produção comercial é iniciada com alevinos medindo entre 10 a 20 cm. O ciclo de produção varia de 180 a 210 dias, quando os peixes alcançam em média 550 g de peso. De maneira geral, o aumento na densidade na estocagem ocasiona uma elevação no peso total da biomassa na despesca, porém,

diminui o peso médio dos indivíduos. Manejo, tamanho e tipo de viveiro, qualidade e quantidade de água, bem como experiência do produtor são alguns fatores que podem determinar a escolha da densidade de estocagem.



Figura 13. Exemplares de catfish (*Ictalurus punctatus*). Foto: Giovani T. Bergamin.

A densidade no viveiro de engorda não deve ultrapassar 1,3 peixes/m², a taxa de renovação de água deve ser de pelo menos 5 litros/s/ha e é necessário possuir equipamentos para aeração, os quais serão necessários principalmente no final do ciclo de cultivo. Uma prática recomendada é a estocagem de uma densidade mais elevada nos primeiros meses de cultivo (3 peixes/m²) e a realização de classificação e repicagem quando os peixes atingem 100 g, constatado por meio das biometrias mensais. A classificação e repicagem (também chamada de “desdobre”) é uma prática de manejo que implica uma nova classificação dos peixes (por tamanho) e um novo estoque na densidade adequada de cultivo até o final do ciclo, que é de 1,3 peixes/m². Em pisciculturas em que ocorre uma vazão inferior a 3 L/s/ha, mesmo havendo disponibilidade de aeradores para o cultivo durante toda a engorda, o produtor não deve adotar uma densidade acima de 0,8 a 1 peixe/m². A ocorrência de toxicidade por amônia e a falta de oxigênio ou mesmo de infecção por patógenos é muito maior quando os peixes são submetidos a altas densidades. O *catfish* tem boa resistência ao manejo, sendo aceitável uma mortalidade de 10 a 15%, desde a estocagem dos alevinos até o abate.

A despesca seletiva é uma prática altamente recomendada no cultivo do *catfish*, pois esta espécie apresenta grande heterogeneidade de tamanho. Frequentemente, é possível encontrar na mesma biometria peixes com peso de 400 g e 700 g. A partir do momento em que os peixes atingem média de 400 g, recomenda-se a retirada dos que apresentarem peso igual ou superior a 700 g. A partir daí, as despescas seletivas devem ocorrer mensalmente. Realizando-se tal prática, há uma diminuição da densidade e, conseqüentemente, um aumento de espaço, o que facilita o desenvolvimento dos remanescentes e a manutenção da qualidade da água em níveis desejados. Desta forma, reduz-se o tempo de cultivo.

A ração é o insumo de maior custo na produção do *catfish*. Portanto, grande cuidado deve ser dispensado ao seu arração, armazenamento e qualidade da ração, bem como no controle do consumo desta pelos peixes. Ver maiores informações sobre os cuidados com ração e alimentação no capítulo sobre “Nutrição e alimentação de peixes”.

A medida do consumo de ração pelos peixes é necessária para o conhecimento da conversão alimentar, que é a quantidade de ração fornecida ao peixe capaz de gerar 1 kg de peso vivo. Uma conversão considerada aceitável para *catfish* de 700 g a 1 kg é de 1,4 a 1,8 kg de ração por kg de peixe. A quantidade a ser fornecida diariamente varia em função da temperatura, do tamanho do peixe, da qualidade da água e da experiência do piscicultor. De acordo com vários estudos já realizados para o *catfish*, de maneira geral, utiliza-se uma taxa de arração de 5 a 3% do peso vivo para alevinos (5 a 8 cm). Uma redução gradativa da taxa de arração deve ocorrer ao longo do cultivo. Peixes entre 700 g e 1 kg de peso devem receber de 1 a 1,1% do peso vivo de ração diariamente, em condições ótimas de cultivo. Entretanto, a máxima quantidade de ração diária não deve ultrapassar 100 kg/ha e, em cultivos cuja taxa de renovação de água é inferior a 3 L/s/ha, é preferível que a quantidade de 80 kg de ração/ha por dia não seja ultrapassada.

Nos estados brasileiros onde ocorre inverno com temperaturas mais frias, quando a temperatura da água do viveiro atinge valores abaixo de 12°C, é recomendado que o produtor execute uma alimentação a cada dois dias. O *catfish* alimenta-se durante o inverno, no entanto, não converte bem o alimento em peso. Quando a temperatura da água está entre 18°C e 22°C, o *catfish* reduz o consumo do alimento, não respondendo em crescimento como no verão. Para realizar o arração quando a temperatura é baixa, é importante fornecer pouca ração e observar a resposta dos peixes por 5 a 10 min. Apenas se a consomem toda, deve-se prosseguir com o arração. Quando a temperatura da água atingir valores acima de 26°C, recomenda-se a realização de duas alimentações diárias; isso não significa que abaixo dessa temperatura de água o produtor não possa arração duas vezes ao dia.

Recomendações técnicas**Barragens de pequeno volume e viveiros***Recria*Densidade 3 a 5 peixes/m²;

Peso final: 50 a 100 g;

Tempo: 80 a 100 dias;

Alimentação: 3,5% Peso vivo/dia, dividido em 4 refeições.

Engorda de *catfish**Engorda*Densidade 1,3 peixes/m²;

Peso final: 600 a 700 g;

Tempo: 180 a 210 dias;

Alimentação: 1,5 a 2% Peso vivo/dia, dividido em 2 refeições.

11. Bibliografia consultada

- BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. (Orgs.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. 608p.
- BARD, J.; IMBIRIBA, E.P. **Piscicultura do pirarucu, *Arapaima gigas***. Belém: EMBRAPA – CPATU, 1986. 17p. (EMBRAPA- CPATU. Circular técnica, 52).
- BARROS, L.C.A. **Cultivo de peixes em viveiros escavados**. Maceió: Edições SEBRAE- Gráfica Imperador, 2006. 31p.
- BRANDÃO, F.R.; GOMES, L.C.; CHAGAS, E.C.; ARAÚJO, L.D. Densidade de estocagem de juvenis de tambaqui durante a recria em tanques-rede. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 39, n. 4, p. 357-362, 2004.
- CAMPOS, J.L. O cultivo do pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*, Spix; Agassiz, 1829), outras espécies do gênero *Pseudoplatystomae* seus híbridos. In: BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. (Orgs.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. cap.12, p. 335-361.
- CAVERO, B.A.S.; RUBIM, M.A.L.; PEREIRA, T.M. Criação comercial do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818). In: TAVARES-DIAS, M. (Ed.). **Manejo e sanidade de peixes em cultivo**. Macapá: Embrapa Amapá, 2009. cap. 3, pp. 33-46.
- CHAGAS, E.C.; GOMES, L.C.; MARTINS JÚNIOR, H.; ROUBACH, R.; LOURENÇO, J.N.P. Desempenho de tambaqui cultivado em tanques-rede, em lago de várzea, sob diferentes taxas de alimentação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 40, n. 8, 2005.

- CHAGAS, E.C.; GOMES, L.C.; MARTINS JÚNIOR, H.; LOURENÇO, J.N.P. Produtividade de tambaqui criado em tanque-rede com diferentes taxas de alimentação. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 4, 2007.
- COELHO, S.R.C. **Produção intensiva de surubins híbridos em gaiolas**: estudos de caso. 2005. 83p. Tese (Doutorado em Ciência Animal e Pastagens) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2005.
- CORRÊA, R.O.; TEIXEIRA, R.N.G.; FONSECA, V.S.; ALBUQUERQUE, F.E.A. **Frequência alimentar de juvenis de tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), cultivados em tanques-rede**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2009. 5p. (Embrapa Amazônia Oriental – Comunicado Técnico, 221)
- COELHO, S.R.C.; CYRINO, J.E.P. Custos na produção intensiva de surubins em gaiolas. **Informações Econômicas**, v. 36, n. 4, 2006.
- CRUZ, A.G.; MELO, A.E.F.; SOBREIRA, C.B.; MAZETO, M.D.; NAOE, L.K. **Densidade x custo de ração**: piscicultura. Palmas: SEAGRO-TO/UNITINS, 2006. 13p.
- IMBIRIBA, E.P. Potencial de criação do pirarucu, *Arapaima gigas*, em cativeiro. **Acta Amazônica**, v. 31, n. 2, p. 299-316, 2001.
- GOMES, L.C.; CHAGAS, E.C.; MARTINS-JÚNIOR, H.; ROUBACH, R.; ONO, E.A.; LOURENÇO, J.N.P. Cage culture of tambaqui (*Colossoma macropomum*) in a central Amazon floodplain lake. **Aquaculture**, v. 253, p. 374-384, 2006.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAUJO-LIMA, C.A.R.M. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. (Orgs.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. cap. 7, p. 175-204.
- IZEL, A.C.U.; MELO, L.A.S. **Criação de tambaqui (*Colossomamacropomum*) em tanques escavados no Estado do Amazonas**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2004. 19p. (Embrapa Amazônia Ocidental- Documentos, 32).
- KUBITZA, F. Qualidade de água na produção de peixes. Parte II. **Panorama da Aquicultura**, n. 46, p. 35-41, 1998.
- LIRANÇO, A.D.S.; ROMAGOSA, E.; SCORVO-FILHO, J.D. Desempenho produtivo de *Pseudoplatystoma corruscans* estocados em sistemas de criação: semi-intensivo (viveiro escavado) e intensivo (tanque-rede). **Ciência Rural**, v. 41, n. 3, p. 524-530, 2011.
- MELO, L.A.S.; IZEL, A.C.U.; RODRIGUES, F.M. **Criação de Tambaqui (*Colossomamacropomum*) em Viveiros de Argila/ Barragens no Estado do Amazonas**. Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2001. 30p. (Embrapa Amazônia Ocidental – Documentos, 18).
- ONO, E.A.; HALVERSON, M.R.; KUBITZA, F. Pirarucu, o gigante esquecido. **Panorama da aquicultura**, v. 14, p. 14-25, 2004.
- OLIVEIRA, V.Q. **Cultivo de pirarucu, *Arapaima gigas* Cuvier, 1829, em tanques-rede no açude Pereira de Miranda, em Pentecoste/CE, submetido a duas taxas de arraçoamento**. 2007, 33 p. Monografia (Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, 2007.
- OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura**: Fundamentos e Técnicas de Manejo. Guaíba: Agropecuária, 1998. 211p.

- PROJETO PACU. **Sugestões para criação de pintado em tanques-rede**. Disponível em: <<http://blog.projetopacu.com.br/wp-content/uploads/Sugest%C3%B5es-para-Cria%C3%A7%C3%A3o-de-Pintado-em-Tanque-Rede.pdf>>. Acesso em: 06 dez. 2012.
- PEREIRA-FILHO, M.; CAVERO, B.A.S.; ROUBACH, R.; ITUASSU, D.R.; GANDRA, A.L.; CRESCÊNCIO, R. Cultivo do pirarucu (*Arapaima gigas*) em viveiros escavados. **Acta Amazônica**, v. 33, n. 4, p. 715-718. 2003.
- SANDOVAL-JÚNIOR, P.; TROMBETA, T.D.; MATTOS, B.O. **Manual de criação de peixes em tanques-rede**. Brasília: CODEVASF, 2010. 69p.
- SERVIÇO BRASILEIRO DE APOIO ÀS MICRO E PEQUENAS EMPRESAS - SEBRAE. **Manual de boas práticas de produção e cultivo do pirarucu em cativeiro**. Porto Velho: SEBRAE, 2010. 42p.
- SILVA, J.A.M.; GOMES, L.C.; BRANDÃO, F.R. Effect of feeding rate and frequency on tambaqui (*Colossoma macropomum*) growth, production and feeding costs during the first growth phase in cages. **Aquaculture**, v. 264, p. 135-139, 2007.
- ZIMMERMANN, S.; FITZSIMMONS, K. Tilapicultura intensiva. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 9, p. 239-266.

12. Bibliografia recomendada

- BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. 608p.
- CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. 533p.
- SANDOVAL-JÚNIOR, P.; TROMBETA, T.D.; MATTOS, B.O. **Manual de criação de peixes em tanques-rede**. Brasília: CODEVASF, 2010. 69p.
- SERVIÇO BRASILEIRO DE APOIO ÀS MICRO E PEQUENAS EMPRESAS - SEBRAE. **Manual de boas práticas de produção e cultivo do pirarucu em cativeiro**. Porto Velho: SEBRAE, 2010. 42p.

Capítulo 11

Despesca e abate de peixes

*Patrícia Costa Mochiaro Soares Chicrala
Viviane Rodrigues Verdolin dos Santos*

1. Introdução

Os peixes são seres sencientes, o que significa ter a capacidade de sentir dor. Independente do método adotado para proceder ao abate do pescado, o bem estar animal deve ser sempre considerado. Sendo assim, o uso de métodos eficazes de insensibilização, etapa precedente ao abate, é imprescindível para reduzir o estresse *antemortem*.

Os peixes sofrem por estímulos físicos, químicos, sociais ou emocionais, principalmente na hora da despesca e do abate, quando são deslocados de seu habitat para outro meio totalmente distinto. Também podem sofrer injúrias mecânicas devido ao manuseio. Os estímulos estressantes são captados por sensores (nociceptores) que se localizam na periferia do corpo e transmitidos pelos neurônios da medula espinhal para o cérebro, onde são interpretados como ameaças à integridade do corpo. Nesse processo de transmissão de impulsos que o cérebro entende como dolorosos, estão envolvidos os nervos periféricos sensitivos e motores, a medula espinhal, o tronco encefálico e o cérebro. Estes estímulos culminam em estresse, fazendo com que o animal reaja aos agentes estressantes para se adaptar às situações desconhecidas ou aversivas. Essa reação pode ser traduzida em mudanças metabólicas, osmorregulatórias e em processos imunológicos, desencadeados, inicialmente, por aumento dos níveis de hormônios corticosteroides e catecolaminas.

A forma como é realizada a despesca e também o abate influencia diretamente na qualidade do produto. O manuseio pré-abate pode gerar um estresse decorrente de reações de fuga, situação em que ocorre um gasto das reservas energéticas da musculatura, com diminuição da concentração da glicose e ATP. Adicionalmente,

se o pescado se debate, tentando se libertar das redes de pesca, ou morre fora da água tentando respirar, suas reservas de glicogênio muscular vão ficando cada vez mais escassas, ocasionando, assim, uma redução no período pré *rigor mortis*, o que afeta diretamente na duração do período *rigor mortis* e, conseqüentemente, agrava o processo de deterioração do produto com redução do tempo de prateleira. Esse quadro de estresse pode ocasionar alterações na coloração e textura da musculatura, contribuindo para redução da qualidade do produto. Além disso, a despesca e abate envolvendo sofrimento desencadeiam questões de cunho ético quanto ao bem estar animal e podem levar futuramente à imposição de barreiras não tarifárias. Por todas essas razões, essas etapas devem ser cuidadosamente planejadas e executadas, entretanto, verifica-se que piscicultores, indústrias processadoras de pescado e órgãos de fiscalização frequentemente negligenciam tal cuidado.

As técnicas de despesca e métodos de insensibilização e abate existentes são descritos neste capítulo, apesar de estudos mais aprofundados ainda serem necessários, especialmente para as espécies nativas, tais como o tambaqui (*Colossoma macropomum*), o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), a caranha (*Piaractus brachipomus*) e o pirarucu (*Arapaima gigas*), além de muitas outras.

2. Despesca

Em piscicultura, o termo despesca é utilizado para definir a operação de retirada do peixe do local onde foi cultivado, quando este atinge o tamanho comercial desejado. Em geral, o procedimento em viveiros e tanques no Brasil ainda é precário, principalmente para pequenos e médios produtores. Vários aspectos devem ser considerados e adequados à realidade do piscicultor, de modo que essa etapa seja realizada de forma técnica, sem o comprometimento do bem estar animal e da qualidade do pescado.

A despesca marca o fim do cultivo e o início de uma das fases mais importantes de toda a atividade: a comercialização. É nela que o produtor será remunerado por todo o seu trabalho. Se esta etapa não for bem sucedida, a produção estará fadada ao insucesso. Para não comprometer a comercialização, a despesca deve primar pela preservação da qualidade do pescado, observando alguns aspectos primordiais, tais como: jejum prévio dos peixes, preparo dos equipamentos e maquinário, horário, transporte, quantidade e qualidade de gelo, além de características da indústria processadora. Caso haja algum problema em uma dessas etapas, o pescado terá sua qualidade comprometida e, por consequência, menor valor de mercado. Para facilitar o entendimento, as etapas da despesca serão abordadas na sequência.

2.1. Planejamento

Para a manutenção do bem estar animal, o peixe deve ser mantido em seu habitat, no tanque ou viveiro, até que todo o material e equipamentos da despesca estejam prontos para serem utilizados. Alguns pontos devem ser considerados nessa fase:

- Equipamentos: verificar a quantidade de rede e puçás necessários, caixas plásticas para transporte do pescado, caixas de isopor, pá para gelo, etc. Todos esses itens devem ser previamente higienizados e avaliados quanto ao estado de conservação;
- Transporte: providenciar veículos (tratores e/ou caminhão tipo baú) adequados ao volume de peixes a ser despescado. Em caso de utilização de caminhão baú, recomenda-se higienizá-lo previamente;
- Gelo: em relação a esse item, três pontos devem ser observados: (i) quantidade: deve ser capaz de manter a temperatura a 5°C, medida no ponto mais central do peixe (Figura 1A). Na prática, a quantidade de gelo necessária é em média 2 kg de gelo/kg de peixe, podendo variar de acordo com a temperatura ambiente e corporal dos peixes no momento da despesca; (ii) qualidade: a água de fabricação do gelo deve ser potável, para que não seja fonte de contaminação para o pescado; (iii) granulometria: deve ser tal que não provoque injúrias, perfurações ou lesão por compressão, sendo o ideal o formato em escamas ou lascas (Figura 1B);

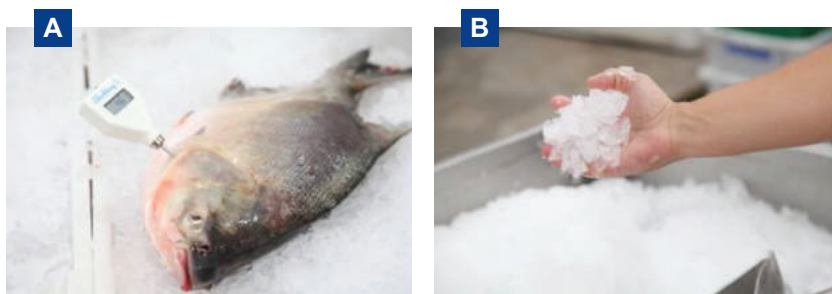


Figura 1. (A) Aferição da temperatura no ponto mais central do peixe; (B) gelo em escama. Fotos: Jefferson Christofoletti.

- Tempo de operação: deve ser o menor possível e, para que isso ocorra, o planejamento se torna imprescindível, na medida em que todos os equipamentos, maquinário, mão de obra, gelo etc., estejam prontamente disponíveis para uso;
- Horário: o período do dia com maiores temperaturas (12h00min-15h00min) deve ser evitado, pois ocasiona estresse nos animais e desconforto térmico para a mão de obra envolvida;
- Quantidade, estado de saúde e peso corporal dos peixes: são itens que merecem a atenção do produtor, para que não seja surpreendido no momento da despesca e tenha que fornecer ao cliente uma quantidade aquém da solicitada, além de não atender aos padrões de qualidade exigidos, tais como tamanho, peso e condições sanitárias. Esta avaliação é feita com a biometria de uma amostra de peixes antes da despesca.

Características da indústria: a distância entre a propriedade e a indústria processadora deve ser observada, uma vez que interfere na quantidade de gelo a ser disponibilizado para que o pescado mantenha a temperatura recomendada durante todo o trajeto. Outro ponto importante é a capacidade de processamento imediato pela indústria, evitando períodos longos de espera para iniciá-lo, de forma a preservar sua qualidade.

2.2. Jejum e depuração

O jejum é uma prática orientada pelos órgãos fiscalizadores, com objetivo de promover o esvaziamento do trato gastrointestinal e, conseqüentemente, a redução do risco de contaminação do produto pelas fezes na ocasião do processamento. Além dessa redução na quantidade de fezes produzidas, outros benefícios são associados ao jejum, tais como a diminuição do consumo de oxigênio e da excreção de amônia na água, caso o peixe seja transportado vivo para o entreposto, aumentando os índices de sobrevivência pós-transporte e a qualidade do pescado. O tempo de esvaziamento do trato varia de acordo com a espécie cultivada, sendo suficiente um período de 24 a 48 horas para a maioria delas. Para as nativas ainda não há padrões estabelecidos. De forma geral, observa-se que, para peixes com intestinos longos, é necessário um tempo maior de jejum para esvaziamento completo do trato gastrointestinal.

A prática de jejum é bastante eficiente para peixes carnívoros e pode ser feita no viveiro de produção, desde que não haja ali outras espécies de peixes forrageiras, insetos e crustáceos que possam servir de alimento. Para os filtradores, a simples retirada do alimento artificial (jejum) não resulta em esvaziamento completo do trato

gastrointestinal, uma vez que continuarão se alimentando de fito e zooplâncton, além das próprias fezes, no caso de algumas espécies. Para estes, o ideal é transferi-los do viveiro de origem para tanques de alvenaria ou com revestimento em lona e alta vazão de água. A combinação do jejum com essa constante renovação de água é chamada de depuração, sendo prática recomendada para reduzir o *off flavor* (que será explicado logo adiante), além de promover uma limpeza externa nos peixes, melhorando sua qualidade. Trata-se de um processo lento, que envolve perda de peso dos animais.

Os peixes vivos permanecem nesse tanque por 12 a 24 horas sem alimentação. O tempo de depuração e o volume de água gasto são dependentes de diversos parâmetros, como quantidade de gordura, geosmina (GEO) e metil-isoborneol (MIB) presentes na musculatura, assim como o tamanho do peixe, a densidade populacional, o hábito alimentar da espécie e o seu estado fisiológico. Na depuração, muitas vezes, a retirada dos compostos absorvidos, causadores do *off flavor*, não é total.

O conceito de qualidade do pescado pode mudar de acordo com o mercado em questão. Sabe-se que muitos compram peixes preocupados apenas com a aparência de frescor, pele brilhante e escamas bem aderidas. Entretanto, outros fatores, além da aparência externa, interferem na qualidade. Esta deve ser avaliada pelos produtores e consumidores, levando-se em conta a análise sensorial, além dos índices zootécnicos e fatores sanitários. Ao se proceder à análise sensorial de pratos elaborados com peixes de água doce, não é incomum verificar sabores ou odores indesejáveis, denominados de *off flavor*, que pode ser causado pela absorção de algumas substâncias presentes na água de cultivo (GEO e MIB), rancidez oxidativa no alimento armazenado ou mesmo pelo uso de algum ingrediente na ração que porventura venha a conferir tal sabor ou odor. O *off flavor* normalmente não está entre os parâmetros de qualidade observados pelo piscicultor brasileiro. Os consumidores só observam este sabor/odor desagradável na hora da ingestão e, uma vez constatado, é muito provável que, em outro momento, apresentem resistência em voltar a consumir esse peixe. Nos Estados Unidos da América, os prejuízos devido à ocorrência de *off flavor* no *catfish* americano (*Ictalurus punctatus*) envolvem milhões de dólares, constituindo um importante problema econômico da cadeia produtiva. O *off flavor* é percebido de diferentes formas pelas pessoas, pois envolve o paladar, que é diferenciado em cada indivíduo.

A GEO e o MIB são substâncias formadas a partir de algas cianofíceas e bactérias (da ordem dos actinomicetos), que conferem o *off flavor* à musculatura dos peixes. A GEO é responsável pelo gosto de terra ou barro e o MIB pelo gosto e odor de mofo. A formação de MIB e GEO está relacionada ao excesso de matéria orgânica nos tanques ou viveiros. O ideal, então, é que a qualidade da água e a quantidade de matéria orgânica sejam controladas de forma sistemática para evitar a presença de *off flavor* no pescado e, conseqüente, depreciação na qualidade e preço de venda do produto.

2.3. Retirada dos peixes

Quanto ao esvaziamento da unidade produtiva, a despesca pode ser classificada em parcial ou total. A parcial pode ser seletiva, quando se objetiva retirar apenas os peixes em tamanho adequado ao consumidor, ou aleatória, quando se retira apenas a quantidade necessária para a comercialização, sem preocupação em selecionar os peixes. Na despesca total, todos são retirados ao mesmo tempo.

A despesca deve ser orientada por biometrias, nas quais o criador poderá acompanhar o tamanho dos peixes e saber exatamente o momento de realizar sua retirada, ou seja, quando o peso comercial é atingido. Para o procedimento, podem-se utilizar redes de arrasto (as mais usadas), tarrafas ou anzóis. No uso de rede de arrasto, o número de operários para arrastá-la no viveiro depende de sua largura e, por isso, não é interessante se trabalhar com viveiros muito largos (vide Capítulo de Implantação de pisciculturas em viveiros escavados e tanques-rede).

Na despesca parcial, o viveiro não é esvaziado completamente. Apenas uma parte (20 a 25%) do volume de água é reduzida para a facilitação da remoção dos peixes. O procedimento de captura deve ocorrer diversas vezes até que seja retirada a quantidade desejada. Na parcial seletiva, as despescas múltiplas serão orientadas pelo tamanho dos peixes na estrutura de cultivo. O tamanho da malha da rede utilizada auxiliará na seleção do peixe que se deseja retirar do viveiro.

A despesca total implica na drenagem de toda a água dos viveiros. Inicialmente, devem ter o volume de água parcialmente reduzido para 20 a 30% do total, para concentrar os peixes. Em seguida, deve-se passar a rede até que aproximadamente 80% dos peixes sejam capturados. A partir de então, o tanque pode ser esvaziado até quase sua totalidade para que seja feita a retirada dos 20% restantes. Normalmente, os viveiros possuem declividade, apresentando uma área com maior profundidade, na direção da qual os peixes devem ser arrastados em caso de despesca com rede (vide capítulo “Implantação de piscicultura em viveiros escavados e tanques-rede”).

A despesca pode ser classificada em manual (Figura 2) ou mecanizada. A manual é aquela que faz uso de apetrechos de pesca (redes de arrasto, redes de diferentes tamanhos de malhas, puçás) e força humana. A mecanizada ocorre quando é feito o uso de maquinários para a captura e retirada dos peixes do ambiente de cultivo, com redução da manipulação do pescado. Em viveiros de menor tamanho, as redes podem ser puxadas manualmente por um grupo de trabalhadores, no entanto, viveiros maiores necessitarão da ajuda de um veículo motorizado, como um trator. Cada piscicultor deve escolher a técnica que melhor se adapte às suas condições de cultivo e orçamento.



Figura 2. Despesca manual com rede de arrasto em viveiro escavado. Fotos: Ana Paula O. Rodrigues.

A rede de arrasto é a mais utilizada em pisciculturas com viveiros de formatos regulares, fundo com declive e sistema de drenagem que permite um rápido esvaziamento. Uma característica importante para a passagem da rede de arrasto é a profundidade do viveiro, que deve estar entre 1 e 2 m (vide capítulo “Implantação de piscicultura em viveiros escavados e tanques-rede”). O fundo dos viveiros deve estar livre de troncos, pedregulhos, raízes ou outros materiais que dificultem a passagem da rede.

Os sistemas mecanizados utilizam máquinas apropriadas ou adaptadas para a realização da despesca. Os apetrechos de pesca são acoplados a um veículo motorizado e envolvem a mínima manipulação, evitando estresse, lesões e acidentes tanto com os peixes, quanto com a mão de obra envolvida. Um dos exemplos (Figura 3) é o que envolve o uso de uma rosca sem fim acoplada a um reboque, que pode ser ligada diretamente a uma caixa de transporte ou a uma mesa selecionadora de peixes fixada em cima de um caminhão. No segundo caso, o operador auxilia o direcionamento dos peixes para as caixas de transporte, já posicionadas nos caminhões estacionados em cada lado da mesa selecionadora. Esse modelo de máquina pode ser montado em um reboque para ser facilmente movimentado em pistas ou estradas estreitas de acesso a lagoas, tanques ou viveiros, ou mantido em posição estratégica em pisciculturas em tanques-rede. Nesse sistema, há uma redução no nível da água do tanque e uma rede é passada e fixada em local próximo ao ponto de despesca. Os peixes são direcionados para a rosca sem fim. Esse tipo de despesca pode ser empregado em policultivos, nos quais uma mesa selecionadora auxiliaria na separação das espécies para os tanques de transporte.



Figura 3. Despesca mecanizada com uso de equipamento de rosca-sem-fim.
Foto: Ana Paula O. Rodrigues.

2.4. Transporte

O transporte de peixes vivos da propriedade até a indústria apresenta como vantagem a preservação da qualidade da matéria-prima. Considerando que a vida de prateleira do pescado começa a contar a partir do momento em que é abatido, o fato de o peixe chegar vivo à indústria prolonga esse prazo. O transporte de peixes vivos para abate e processamento deve observar alguns cuidados, tais como: suprimento de oxigênio na água de transporte, necessidade de jejum prévio e/ou depuração, adição de sal à água, densidade de peixes na unidade de transporte, temperatura da água e disponibilidade de equipamentos apropriados para este fim (caixas de transporte), conforme descrito a seguir:

- O suprimento de oxigênio é feito para evitar que os peixes morram por asfixia durante o transporte. O monitoramento da quantidade de oxigênio na água deve ser feito periodicamente ao longo de todo o trajeto, por meio do uso de oxímetro. Recomenda-se que, no momento do carregamento, haja pelo menos 4 mg de oxigênio/litro na água onde os peixes serão transportados. A sua regulação é feita por meio de um fluxômetro, tomando por base os dados da concentração de oxigênio medida com o oxímetro. Deve-se respeitar o limite de 15 mg de oxigênio/litro, uma vez que o excesso também pode causar mortalidade nos peixes. O consumo de oxigênio está diretamente ligado à movimentação e taxa metabólica dos peixes, daí a importância de se adotar medidas para promover a redução da temperatura da água de transporte e de realizar jejum prévio ao carregamento e transporte dos peixes;

- Em geral, a adição de sal à água de transporte estimula a produção de muco, reduz o estresse, tem efeito bactericida, além de evitar a propagação de fungos, aumentando a sobrevivência dos peixes durante o transporte, sendo a dose recomendada equivalente a 3 e 8 g/litro de água. Entretanto, este procedimento carece de maiores estudos para validar sua aplicação, já que a literatura aponta que essa prática não tem o mesmo efeito para todas as espécies de peixes, a exemplo do pirarucu e tambaqui;
- A temperatura da água de transporte deve ser reduzida por meio do uso de gelo visando à diminuição da taxa metabólica dos peixes, com consequente redução na poluição da água com amônia, nitrito e de dióxido de carbono, compostos tóxicos aos peixes e que também podem contribuir para a redução dos níveis de oxigênio da água. Estes compostos tendem a aumentar a taxa de mortalidade durante o transporte. Adicionalmente, quanto menor a temperatura, menos ativos os peixes ficarão, aumentando a possibilidade de adensá-los nas unidades de transporte. Na prática, recomenda-se que a temperatura da água de transporte esteja 3 a 4°C abaixo da temperatura da água onde os peixes estão estocados, evitando exposição destes a grandes alterações térmicas, que podem causar a mortalidade do lote a ser transportado. É importante lembrar que, ao longo do transporte, deve-se monitorar a temperatura da água e, caso necessário, adicionar mais gelo às unidades de transporte, devido à elevação da temperatura no percurso.

Em contraponto, o procedimento para transporte dos peixes já abatidos pode ser feito com uso de caixas plásticas, com capacidade de 20 kg, chamadas comumente de monoblocos, dotadas de gelo em escamas, empilhadas na carroceria de um caminhão baú isotérmico ou *thermo king*. Os peixes devem ser dispostos em camadas intercaladas com gelo em escamas, que deve ser de boa qualidade e em quantidade suficiente para manter a temperatura do peixe a 5°C (Figuras 1A e 1B).

Recomendações técnicas

- 1.** Todos os procedimentos devem buscar a promoção do bem estar animal, uma vez que o estresse causado aos peixes, ao manuseá-los nas etapas que antecedem ao abate, bem como no momento do abate, influencia diretamente a qualidade do pescado;
- 2.** A despesca deve ser previamente planejada, ocasião em que todos os equipamentos, maquinários e gelo devem ser providenciados em quantidade suficiente e em condições sanitárias de uso adequadas. Além disso, a disponibilização de mão de obra necessária é fundamental;
- 3.** Recomenda-se a prática do jejum, anterior a despesca, para que haja a redução do risco de contaminação do pescado pelas fezes por ocasião do processamento e para que haja diminuição no consumo de oxigênio e na excreção de amônia na água de transporte;
- 4.** A prática do jejum, associada à depuração, é recomendada para reduzir o off flavor no pescado;
- 5.** A qualidade da água e a quantidade de matéria orgânica nela contida durante o cultivo devem ser controladas de forma sistemática, para evitar a presença de off flavor;
- 6.** O transporte de peixes vivos das propriedades até os entrepostos de pescado deve ser feito observando alguns cuidados tais como suprimento de oxigênio na água, realização prévia de jejum/depuração, adição de sal à água, densidade de peixes na unidade de transporte, temperatura da água e disponibilidade de equipamentos apropriados para este fim;
- 7.** O transporte de peixes já abatidos deve ser feito em caixas plásticas (monoblocos), dotadas de gelo em escamas, disposto em camadas alternadas de peixes e gelo, de forma que a temperatura do peixe permaneça em torno de 5°C.

3. Insensibilização e abate de peixes

O termo abate de peixes para muitos ainda é desconhecido, uma vez que permanece a crença em que a retirada do peixe da água é o suficiente para o seu sacrifício. A realização do abate controlado, seguindo recomendações técnicas e sanitárias, é de grande importância, uma vez que está diretamente relacionado à preservação da sua qualidade e à redução de contaminação do produto final e de perdas por injúrias ou lesões.

Considerando que o estresse animal, provocado pelo manejo inadequado no pré-abate e abate propriamente dito, pode causar perdas na qualidade e redução no tempo de prateleira do pescado, a adoção de práticas que promovam o bem estar animal pode contribuir para a obtenção de um produto de melhor aceitabilidade no

mercado. Esse conjunto de práticas, quando adotado desde a despesca até a indústria, é chamado de abate humanitário. A legislação brasileira estabelece a sua obrigatoriedade apenas para animais de açougue. Entre os citados estão bovinos, equinos, suínos, ovinos, caprinos, coelhos, aves domésticas e os silvestres criados em cativeiro, que são abatidos em estabelecimentos sob inspeção sanitária oficial. No que diz respeito ao abate humanitário de peixes, a lei é omissa, o que, conseqüentemente, obriga técnicos e profissionais da área a utilizarem resultados de pesquisas, muitas vezes ainda incipientes, e o conhecimento empírico, para realizarem esse processamento. Entretanto, a ausência de conhecimento não exime o setor da responsabilidade de reconhecer os peixes como sensíveis à dor e buscar difundir tecnologias que atentem para essas questões.

No Brasil, apenas recentemente o abate humanitário dos peixes tem despertado o interesse científico e da indústria, sendo o mais comum verificar o abate humanitário apenas em aves e mamíferos.

O estresse provocado no momento do abate e até mesmo nas etapas anteriores, como é o caso da despesca, acarreta alterações físicas (aumento da frequência cardíaca e respiratória), bioquímicas (alterações hormonais e do ATP-adenosina trifosfato) e comportamentais (modificação das atividades normais). Essas alterações apresentam como consequência a diminuição do período de conservação (vida de prateleira) da carne do pescado (maiores informações sobre o tema podem ser obtidas no capítulo “Composição, alterações pós-morte e métodos de conservação do pescado”). A forma com que os peixes são retirados da água e mortos, num longo processo de “sufocamento”, compromete a qualidade, o sabor e a conservação da carne. Além disto, não é incomum verificar situações em que são eviscerados, descamados ou até descabeçados ainda vivos, debatendo-se, o que gera um sofrimento exacerbado durante o procedimento.

Peixes mortos por asfixia comumente apresentam a cabeça avermelhada ou amarronzada (cianóticos) (Figura 4) e, quando abertos, derramam sangue e apresentam pontos avermelhados na musculatura. À medida que o conhecimento avança e o mercado consumidor se torna mais exigente, a tendência é que a inspeção sanitária se torne mais rígida quanto à maneira com que o pescado é abatido.



Figura 4. Peixes abatidos por asfixia com aspecto cianótico. Vide coloração avermelhada da cabeça e corpo. Foto: Leandro K. F. de Lima.

3.1. Métodos de insensibilização e abate

Com o crescimento da piscicultura, as indústrias e entrepostos de pescados passaram a processar cada vez mais matéria-prima oriunda de criatórios. Entretanto, a forma como esse pescado é recebido e abatido ainda representa um ponto crítico a ser resolvido e, normalmente, o que se verifica é a opção pelo método de abate mais barato e de fácil aplicação. Como não há imposição legal para o abate humanitário, verifica-se que, em um grande número de estabelecimentos de origem do pescado, este é realizado por anóxia (ausência de oxigênio). Os peixes são retirados de seu habitat e a morte é desnecessariamente prolongada. A realização do abate sem controle e de forma ilegal nas propriedades pode, ainda, ocasionar perdas de qualidade no produto final e problemas de segurança alimentar para os consumidores, devendo ser realizado em estabelecimentos com inspeção oficial, dentro dos padrões de higiene e de controle sanitário estabelecidos pelos órgãos responsáveis pela política sanitária em âmbito federal, estadual ou municipal (SIF, SIE ou SIM). Atualmente, a ciência vem desenvolvendo técnicas menos dolorosas, incluindo estudos relacionados à etapa de insensibilização prévia ao abate. Entende-se por insensibilização o ato de tornar insensível, inconsciente, ou seja, anestésiar o animal. Uma vez que a inconsciência é difícil de ser reconhecida, alguns sinais devem ser observados, tais como: o movimento rítmico do opérculo imediatamente interrompido e a perda do reflexo vestibulo-ocular. O abate, por sua vez, é definido como o sacrifício do animal para fins de consumo humano. As pesquisas têm buscado insensibilizar os peixes o quanto antes e reduzir o tempo de morte, de forma a minimizar a dor e o estresse animal durante o procedimento e, conseqüentemente, melhorar a qualidade do produto final. Na União Europeia, a legislação admite como princípio básico que o abate seja feito com prévia insensibilização e que o método adotado promova a perda de consciência imediata e irreversível, considerando o bem estar animal.

Os métodos de insensibilização e abate praticados para peixes apresentam vantagens e desvantagens (Tabela 1) e podem ser classificados da seguinte forma:

Tabela 1. Princípios, vantagens e desvantagens dos métodos para insensibilização e abate de peixes.

Métodos para insensibilização e abate	Princípios	Vantagens	Desvantagens
Atordoamento elétrico (choque elétrico ou eletronarcolese)	- Corrente elétrica em meio fluido e salinizado que promove a insensibilização e abate do pescado.	- Menor estresse para o peixe; - Não há necessidade da retirada do peixe do ambiente aquático.	- Dependendo da corrente elétrica aplicada, apenas insensibiliza o peixe, sendo necessária a secção de grandes vasos após a insensibilização; - Inexistência de padronização do método para todas as espécies nativas.
Atordoamento cerebral	- Utilização de instrumentos para a perfuração do cérebro, causando insensibilização e abate por destruição do cérebro.	- Baixo custo; - Não interfere na qualidade da carne; - Insensibilização é quase imediata.	- Provoca dano visual ao peixe; - Processo que demanda muito tempo para abater peixes pequenos.
Atordoamento por golpe (percussão) na cabeça	- Com um martelo ou outro utensílio similar, promove-se uma pressão mecânica sobre a cabeça do animal, causando insensibilização ou morte, dependendo da intensidade do golpe.	- Baixo custo; - Não interfere na qualidade da carne; - Insensibilização quase imediata.	- Dependendo da intensidade do golpe, apenas insensibiliza o peixe, sendo necessária a secção imediata dos grandes vasos ou choque térmico após a insensibilização; - Processo que demanda muito tempo para abater peixes pequenos; - Apropriado apenas para peixes maiores e em pequeno número.

Choque térmico	- Colocação dos peixes em um tanque com água e gelo fundente na proporção de 1:1, para insensibilizar e abater.	- Possibilidade de insensibilizar e abater um grande número de peixes; - Baixo custo.	- Em caso de utilização do método somente para insensibilizar o peixe, é necessária a secção imediata de grandes vasos para promover o abate; - Maior sofrimento animal; - Apropriado apenas para peixes de tamanho pequeno a médio.
Secção de medula seguida por sangria	- Incisão com auxílio de uma faca ou bisturi na medula espinhal (insensibilização) e secção de grandes vasos (abate).	- Baixo custo; - Não interfere na qualidade da carne; - Insensibilização e abate ocorrem juntos.	- Processo que demanda muito tempo para abater peixes pequenos.

a. Atordoamento elétrico (choque elétrico ou eletronarcose)

Este método consiste em aplicar uma corrente elétrica com frequência, duração e força suficientes para provocar a inconsciência/insensibilização imediata do peixe, seguida de sua morte. O efeito do tratamento elétrico depende da força, duração da corrente e da frequência da onda elétrica. De acordo com a regulação desses parâmetros, a eletronarcose pode ser aplicada exclusivamente como método de atordoamento (insensibilização) ou como método de atordoamento e abate. Entretanto, para que este método seja considerado uma opção no processo de insensibilização e abate de espécies nativas, há necessidade que parâmetros elétricos e de condutividade da água sejam adequadamente estabelecidos, de acordo com cada espécie. A aplicação de correntes inadequadas pode provocar hemorragias no músculo e quebra de ossos, comprometendo a qualidade da carne, o que reforça a necessidade de investigação científica no tema. Pesquisas recentes têm demonstrado que a eletronarcose é uma metodologia eficiente e segura tanto para a insensibilização prévia, quanto para o abate de matrinxãs e de espécies exóticas, uma vez que proporciona rápida perda de consciência e morte, sem sofrimento demasiado e desnecessário ao animal, atendendo aos preceitos básicos de abate humanitário, tais como os estabelecidos para animais de açougue. Para aumentar a condutividade elétrica na água, é recomendado salinizá-la (adicionar sal).

Este método apresenta a vantagem de ser menos estressante para o peixe, já que o atordoamento pode ser feito na água, sem que haja a sua retirada do ambiente aquático, além de permitir rápida perda de consciência e o abate individual ou em lotes. No caso da sua utilização apenas como método de insensibilização, recomenda-se que o peixe tenha os grandes vasos seccionados, imediatamente após a perda da consciência, ou que sejam colocados em água e gelo para promover o abate por sangria ou choque térmico, respectivamente.

b. Atordoamento cerebral

Este método baseia-se na introdução de instrumentos perfurantes no cérebro com a finalidade de destruí-lo, provocando atordoamento (insensibilização) e morte do peixe simultaneamente. Pode ser realizado com o uso de agulha ou outro equipamento (dardo cativo), que deve ser direcionado para uma posição em que o cérebro esteja mais perto da superfície da cabeça, onde o crânio apresenta seu ponto mais fino (Figura 5). Também conhecido como *iki jime*, esse abate permite manter alto nível de ATP no músculo, aumentando a vida de prateleira. Para o sucesso desse método, são necessários conhecimentos sobre anatomia do animal que será abatido, somado ao fato de que o manipulador deve ser exaustivamente treinado para a realização dessa função.

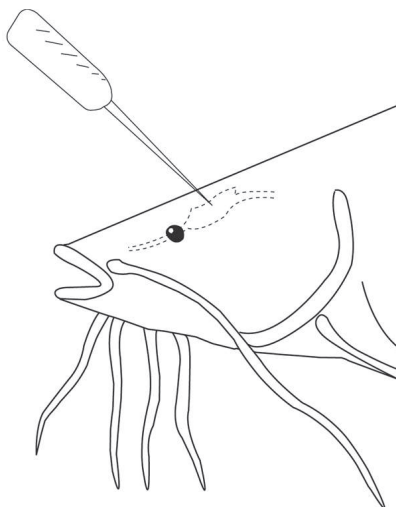


Figura 5. Atordoamento cerebral com objeto perfurante. Ilustração: Lucas S. Torati.

Esta forma de abate causa dano físico ao cérebro, portanto, se este peixe for vendido inteiro, não é recomendável sua aplicação, por razões visuais do produto final, o que não seria problema caso o peixe fosse descabeçado. A vantagem desse método é o baixo custo e, como preserva o nível adequado de ATP no músculo, pouco afeta a qualidade da carne. Atualmente, também não há estudos científicos que comprovem lesões musculares e alterações na textura da carne do pescado com este tipo de atordoamento. Para pescados pequenos, este método torna-se moroso e deverá ter sua utilização avaliada.

c. Atordoamento por golpe (percussão) na cabeça

Este método consiste em aplicar um golpe (percussão) na cabeça com força suficiente para provocar imediata perda de consciência e morte por destruição do cérebro. Se aplicado corretamente, o atordoamento por percussão (pressão na cabeça) é um método irreversível em mais de 99% dos casos. Entretanto, caso a força aplicada no golpe seja insuficiente para destruir o cérebro, este funcionará somente para insensibilizar o peixe. Nesse caso, a associação do golpe na cabeça (Figura 6) com a sangria ou choque térmico pode ser um dos mais apropriados para insensibilização e abate de peixes de maior tamanho, quando em número limitado. Nesse método, o peixe deve permanecer fora da água por, no máximo, 15 segundos até a aplicação do golpe. Assim como é realizado para muitos mamíferos, a exemplo dos bovinos, o golpe deve ser rápido e certo na cabeça, podendo ser feito com um martelo ou outro utensílio que promova uma pressão mecânica. Para que haja perda imediata da sensibilidade, deve ser forte o suficiente sobre o cérebro ou área imediatamente adjacente. Como vantagens, este apresenta baixo custo, além de não interferir na qualidade da carne. Atualmente, não há estudos científicos que comprovem lesões musculares e alterações na textura da carne do pescado com este tipo de atordoamento. Para pescados pequenos, torna-se moroso e sua utilização deve ser avaliada.

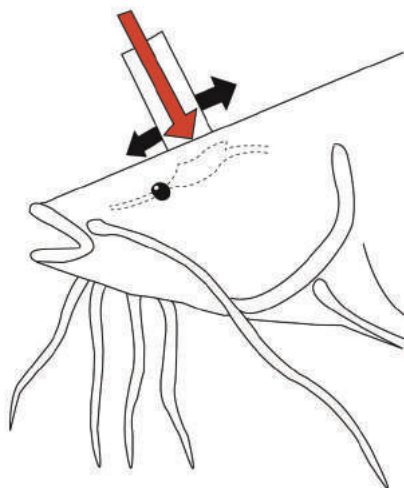


Figura 6. Atordoamento por golpe (percussão) na cabeça. Ilustração: Lucas S. Torati

d. Choque térmico

Este método consiste em colocar os peixes, imediatamente após a despesca, dentro de um tanque com água e gelo fundente na proporção de 1:1 (Figura 7), por tempo variável, de acordo com a espécie, para promover a sua insensibilização e abate. A água, com temperatura próxima a 0°C, promove a diminuição dos movimentos dos animais, uma vez que são ectotérmicos e dependem da temperatura externa para realizarem suas funções vitais. Quando a água esfria, o ritmo metabólico é diminuído, com exceção das espécies adaptadas ao frio. Os tempos necessários para promover inicialmente a insensibilização e depois a morte podem ser longos e dependem da espécie e do tamanho do peixe, sendo, portanto, questionável a eficiência desse método em termos de bem estar animal. Quando é utilizado apenas para insensibilização, pode-se associar o choque térmico a outro método de abate mais eficiente, realizando-se, por exemplo, uma incisão na guelra com auxílio de uma faca ou bisturi, e colocando-se o peixe em outro tanque contendo água e gelo para que ocorra a sangria. Nesse caso, o choque térmico é utilizado somente para insensibilizar os peixes. A sangria não é unanimidade entre os técnicos e estudiosos da área, desta forma, mais estudos são ainda necessários.



Figura 7. Choque térmico (tanque em aço inox com água e gelo fundente). Foto: Leandro K. F. de Lima.

e. Secção da medula seguida por sangria

Após a despesca, imediatamente efetua-se uma incisão/secção com auxílio de uma faca ou bisturi, na medula espinhal (Figura 8), com objetivo de promover a insensibilização, seguida por corte das brânquias, para promover o abate. Posteriormente, coloca-se o peixe em outro tanque contendo água e gelo, em proporção e tempo variáveis, dependendo da temperatura e tamanho do peixe, para que ocorra a sangria. Esse método, se bem conduzido pelo operador, permite insensibilizar e abater o peixe em pequeno espaço de tempo, a um baixo custo, não interferindo na qualidade da carne, sendo mais utilizado para peixes de maior tamanho. Para os de menor porte, pode apresentar limitações de aplicação devido ao tempo demandado para sua execução, já que cada peixe tem que ser abatido individualmente.



Figura 8. Secção da guelra com auxílio de uma faca. Foto: Leandro K. F. de Lima.

Recomendações técnicas

1. Recomenda-se a adoção de métodos que promovam a insensibilização e morte rápida dos peixes para a obtenção de um pescado com maior tempo de vida de prateleira;
2. O abate controlado dos peixes, seguindo as recomendações técnicas e sanitárias, é imprescindível para preservar a qualidade do pescado e reduzir a possibilidade de contaminação do produto e perdas por injúrias ou lesões;
3. A adoção de práticas que promovam o bem estar animal pode contribuir para a obtenção de um produto de melhor qualidade e aceitabilidade no mercado.

4. Bibliografia consultada e recomendada

- BOYD, N.S.; WILSON, N.D.; JERRETT, A.R.; HALL, B.I. Effects of brain destruction on post harvest muscle metabolism in the fish kahawai (*Arripis trutta*). **Journal of Food Science**, v. 49, n. 1, p. 177-179, 1984.
- BRASIL. Instrução Normativa n. 3, de 07 de janeiro de 2000. Regulamento técnico de métodos de insensibilização para o abate humanitário de animais de açougue. S.D.A./M.A.A. **Diário Oficial**, Brasília, 24 jan. 2000. Seção I. [online] [citado em 24 11 07] Disponível em: <www.agricultura.gov.br/das/dipoa/Anexo%20Abate.htm>. Acesso em: 4 mar. 2013.
- BRASIL. Instrução Normativa n. 34, de 28 de maio de 2008. Regulamento técnico da inspeção higiênico sanitária e tecnológica do processamento de resíduos de animais. S.D.A./M.A.P.A. **Diário Oficial**, Brasília, 29 mai. 2008. Seção I. [online] Disponível em: <<http://www.in.gov.br/visualiza/index.jsp?data=29/05/2008&jornal=1&pagina=13&totalArquivos=144>>. Acesso em: 6 ago. 2013.
- BRANDÃO, F.R.; GOMES, L.C.; CRESCÊNCIO, R.; CARVALHO, E.S. Uso de sal durante o transporte de juvenis (1kg) de pirarucu (*Arapaima gigas*). **Acta Amazônica**, v. 38, n. 4, 2008.
- BUENO, R.J. **Manejo da criação**. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano. *Campus* Iporá. Disponível em: <http://www.ifgoiano.edu.br/ipora/images/stories/coordenacao/Bueno/3_-_Manejo_da_criacao.pdf>. Acesso em: 12 mar. 2013.
- CONTE, F.S. Stress and the welfare of culture fish. **Applied Animal Behaviour Science**, v. 86, p. 205-223, 2004.
- FERREIRA, M.W.; SILVA, V.K.; BRESSAN, M.C.; FARIA, P.B.; VIEIRA, J.O.; ODA, S.H.I. **Pescados processados**: maior vida de prateleira e maior valor agregado. Boletim de extensão rural. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2002. 16p. Disponível em: <<http://www.nucleoestudo.ufra.br/naqua/arquivos/Pescados%20processados.pdf>>. Acesso em: 19 abr. 2013.

- FERREIRA, S.O. **Aplicação de tecnologia a espécies de pescado de água doce visando atender a agroindústria rural**. 1987. 122 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Área de concentração em Tecnologia de Alimentos) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1987.
- GOMES, L.C.; BALDISSEOTTO, B.; CHAGAS, E.C.; ROUBACH, R.; BRINN, R.P.; COPPATI, C.E. Use of salt during transportation of air breathing pirarucu juveniles (*Arapaima gigas*) in plastic bags. **Aquaculture**, v. 256, p. 521-528, 2006.
- GOMES, L.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; CHIPPARI-GOMES, A.R.; ROUBACH, R. Transportation of juvenile tambaqui (*Colossoma macropomum*) in a closed system. **Brazilian Journal of Biology**, v. 66, n. 2a, 2006.
- KUBITZA, F. **Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial**. São Paulo: Degaspari, 2000. 289 p.
- KUBITZA, F. Off flavor nos peixes cultivados. **Panorama da Aquicultura**, v. 14, n. 84, p. 15-25, 2004.
- KUBITZA, F. Mais profissionalismo no transporte de peixes vivos. **Panorama da Aquicultura**, v. 17, n. 104, p. 36-41, 2007.
- LIMONTA, M.R.; COFFIGNY, R.S. Bienestar de los animales acuáticos, con fines de control sanitario (Welfare of the aquatic animals, with ends of sanitary control). **Revista Electrónica de Veterinaria**. v. 10, n. 8, Ago. 2009. Disponível em: <<http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n080809/080907.pdf>>. Acesso em: 19 abr. 2013.
- OLSEN, S.H.; SORENSEN, N.K.; STORMO, S.K.; ELVELOLL, E.O. Effect of slaughter methods on blood spotting and residual blood in fillets of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, v. 258, p. 462-469, 2006.
- OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba: Agropecuária, 1998. 211 p.
- PARKER, M.; RODGERS, J.; LUDTKE, C.B.; KOLESAR, R. **Abate humanitário de bovinos: melhorando o bem-estar animal no abate**. Rio de Janeiro: Sociedade Mundial de Proteção Animal e Animal-i. DVD, 3 h, son., color.
- PEDRAZZANI, A.,S.; MOLENTO, C.F.M.; CARNEIRO, P.C.F.; CASTILHO, M.F. Sensciência e bem-estar de peixes: uma visão de futuro do mercado consumidor. **Panorama da Aquicultura**, v. 102, p. 24-29, 2007.
- PEDRAZZANI, A.S.; FERNANDES-DE-CASTILHO, M.; CARNEIRO, P.C.F.; MOLENTO, C.F.M. Bem-estar de peixes e a questão da senciência. **Archives of Veterinary Science**, v. 11, n. 3, p. 60-70, 2007.
- PEDRAZZANI, A.S.; CARNEIRO, P.C.F.; KIRSCHNIK, P.G.; MOLENTO, C.F.M. Impacto negativo de secção de medula e termonarcose no bem-estar e na qualidade da carne da tilápia-do-Nilo. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 10, n. 1, p. 188-197, 2009.
- QUEIROZ, J.F.; BOEIRA, R.C. **Boas práticas de manejo (BPMs) para reduzir o acúmulo de amônia em viveiros de aquicultura**. São Paulo. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2007. 5p. (Embrapa Meio Ambiente - Comunicado Técnico, 44).
- ROBB, D.H.F.; KESTIN, S.C.; WARRISS, P.D. Muscle activity at slaughter: I. Changes in flesh colour and gaping in rainbow trout. **Aquaculture**, v. 182, p. 261-269, 2000.

- SILVA, J.W.B. **Outros sistemas de cultivo em piscicultura**. In: FAO (Org.). **Manual sobre manejo de reservatórios para a produção de peixes**. Brasília, 1988. Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/field/003/AB486P/AB486P08.htm#VIII>>. Acesso em: 10 abr. 2013.
- TANNO, A.P.; MARCONDES, F.K. Estresse, ciclo reprodutivo e sensibilidade cardíaca às catecolaminas. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 38, n. 3, p. 273-289, 2002.
- VARGAS, S.C. **Avaliação de métodos de abate sobre a qualidade da carne de matrinxã (*Brycon cephalus*) armazenados em gelo**. 2011. 85p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia), Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2011.
- VIEGAS, E.M.M.; SOUZA, M.L.R. Pré-processamento e conservação de peixes cultivados. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. cap. 14, p. 405-480.
- VIEGAS, E.M.M.; PIMENTA, F.A.; PREVIERO, T.C.; GONÇALVES, L.U.; DURÃES, J.P.; RIBEIRO, M.A.R.; OLIVEIRA FILHO, P.R.C. Métodos de abate e qualidade da carne de peixe. **Archivos de Zootecnia**, v. 61, p. 41-50, 2012.
- YUE, S. **An HSUS report: the welfare of farmed fish at slaughter**. Disponível em: <<http://www.humanesociety.org/assets/pdfs/farm/hsus-the-welfare-of-farmed-fish-at-slaughter.pdf>>. Acesso em: 12 nov. 2011.

Capítulo 12

Composição, alterações pós-morte e métodos de conservação do pescado

*Leandro Kanamaru Franco de Lima
Peter Gaberz Kirschnik*

1. Introdução

O termo “pescado” pode ser definido como todos os organismos aquáticos presentes nos ambientes fluviais, marinhos ou estuários, que podem ser destinados à alimentação humana. Entre estes, podemos citar os peixes, principal grupo abordado neste capítulo, além de moluscos, crustáceos, anfíbios e alguns quelônios.

O pescado constitui uma excelente fonte de nutrientes, o que o torna extremamente importante para a alimentação humana e explica seu crescente consumo e preferência no mercado. Possui proteína de alta digestibilidade, rica em aminoácidos essenciais, com baixo teor de gordura saturada e elevada quantidade de ácidos graxos poli-insaturados do tipo ômega-3, vitaminas e minerais. Em adição, seu consumo vem sendo relacionado com a redução no risco de uma série de doenças crônicas como, hipertensão, *diabetes melitus*, alguns tipos de câncer e doenças inflamatórias e cardiovasculares.

Apesar de reconhecidos benefícios, o pescado pode se deteriorar facilmente no ambiente quando não lhe são aplicados conhecimentos básicos de armazenamento e conservação. Como consequência, o produto se deteriora rapidamente, comprometendo a qualidade e o sucesso da atividade. Neste capítulo, serão abordados os principais conceitos relacionados com a deterioração do pescado e os principais métodos para sua conservação, a fim de garantir segurança e integridade aos produtos oriundos das atividades piscícolas brasileiras.

2. Composição do pescado e alterações pós-morte

2.1. Estrutura do corpo dos peixes

As variações existentes no formato corporal e composição nutricional do pescado são resultantes de adaptações às condições específicas do ambiente para sobrevivência e reprodução de cada espécie.

O formato do pescado influencia diretamente os processos tecnológicos adotados após sua despesca ou captura, como, por exemplo, dimensionamento das caixas e monoblocos; tamanho de prateleiras e câmaras refrigeradas para armazenamento a bordo ou no frigorífico; operações de evisceração, decapitação, descamação e limpeza geral; velocidade de resfriamento; adequação de cortes para obtenção do melhor rendimento etc.

O rendimento do pescado é importante para a indústria de processamento e para os produtores, pois estes últimos são estimulados a produzirem peixes que apresentam um melhor aproveitamento da carne, conforme a exigência do mercado. A parte útil do pescado, também denominada de corpo limpo ou carcaça, é a parte pronta para o consumo ou industrialização. Trata-se do tronco, sem vísceras e nadadeiras, com a coluna vertebral, com ou sem pele. Em geral, o corpo limpo representa cerca de 60% do peso dos peixes, tanto marinhos como de água doce. O rendimento médio de filés para peixes de água doce ou marinha é de 50% com faixa de variação entre 32,8 e 59,8%. Este rendimento pode diminuir 7%, em média, se for retirada a pele do filé.

O rendimento está diretamente relacionado à forma do corpo do peixe. Os fusiformes são os que apresentam maiores rendimentos em razão da massa muscular cilíndrica. O tamanho da cabeça também afeta o rendimento, sendo que peixes com cabeças de menor volume apresentam maiores rendimentos.

O rendimento do pescado é um item importante a ser considerado, pois a parte desprezada (não aproveitada durante o processamento) deve ser descartada de forma segura, a fim de não gerar impactos ambientais. Muitas vezes, o descarte ou processamento desse resíduo gera um custo adicional para a indústria, portanto, quanto menor a fração desprezada, menor o custo adicional.

2.2. Composição química

Alguns fatores podem afetar a composição química do pescado, como espécie, linhagem e idade do peixe, estação do ano ou fase de migração, sexo e estágio de desenvolvimento gonadal, sistema de cultivo, além de fatores nutricionais.

Peixes mais jovens tendem a ter menores teores de lipídios em sua composição corporal. Os pelágicos apresentam, no geral, essa composição variável ao longo do ano. Já uma alimentação desbalanceada, com baixa proteína e excesso de energia, por exemplo, pode resultar em uma deposição acentuada de gordura em relação ao teor proteico da carne. Casos de subnutrição poderão gerar peixes com baixos teores de lipídios e proteínas, comprometendo a sua utilização para a alimentação humana.

Existem outros fatores que também podem alterar a composição do pescado como o tipo de músculo analisado e a região do corpo em que a amostra foi coletada, desconsiderando para isso as espinhas e as escamas. Em geral, os peixes apresentam maiores teores de lipídios na região ventral do corpo. Os teores mais elevados de umidade e proteína estão localizados nas regiões caudal e dorsal, respectivamente.

A composição da parte comestível do pescado varia entre 70 e 85% de água, 17 e 25% de proteína, 1 e 10% de gordura, 0,1 e 1% de carboidratos e 1 e 1,5% de minerais. Essa composição pode variar muito entre espécies. Com relação ao teor de gordura, os peixes podem ser classificados em magros, semigordos e gordos. As espécies magras contêm até 2% de gordura (merluza, tilápia, cação, traíra), as semigordas possuem valores entre 3 e 9% (tainha, curimatá, pacu) e as gordas apresentam acima de 10% (anchova e mandi). A gordura do pescado é poli-insaturada e pode conter concentrações significativas de ácidos graxos eicosapentaenoico (EPA) e docosahexaenoico (DHA) que auxiliam na prevenção de doenças cardíacas. Entretanto, o elevado índice de insaturação da gordura torna a carne de pescado muito suscetível à oxidação, podendo rancificar rapidamente, alterando seu sabor e reduzindo sua qualidade mais rapidamente.

As proteínas do pescado podem ser classificadas, de acordo com sua solubilidade, em sarcoplasmáticas, estruturais ou miofibrilares e estomáticas ou conectivas. As sarcoplasmáticas compreendem de 20 a 30% da proteína dos peixes. São as consideradas solúveis, compostas pelas albuminas, mioglobinas, lipoproteínas, proteínas ligadas a ácidos nucleicos etc. As miofibrilares compreendem de 65 a 75% da proteína dos peixes, sendo representadas principalmente pela actina e miosina (proteínas solúveis somente em soluções salinas concentradas). São as mais importantes do ponto de vista de processamento tecnológico, principalmente pela sua

elevada capacidade de retenção de água. Por último, as estomáticas ou conectivas correspondem a cerca de 3% da proteína dos peixes, sendo insolúveis e representadas pelo colágeno e elastina.

O pescado em geral possui baixos níveis musculares de carboidratos, sendo o glicogênio o principal representante. Os teores de minerais encontrados são influenciados por diversos fatores como qualidade da água, ambiente e alimentação. Em média, os peixes possuem 1,5% de minerais na sua composição.

2.3. Alterações pós-morte em pescado

O pescado é um alimento perecível e necessita de cuidados desde a despesca e desembarque na indústria processadora até a disponibilização para o consumidor. Os cuidados adotados durante a manipulação dos peixes neste período interferem diretamente na intensidade e velocidade de sua degradação, causada por processos autolíticos, oxidativos e microbianos. A rapidez com que se desenvolvem cada um destes processos depende de três importantes fatores considerados prioritários para conservar a integridade das espécies capturadas (Figura 1).



Figura 1. Para evitar que os processos de deterioração se instalem no peixe e o estraguem rapidamente, três importantes fatores devem ser considerados durante a sua manipulação, desde a despesca até a comercialização e, conseqüentemente, no preparo para o consumo. Ilustração: Leandro K. F. de Lima.

Como qualquer outro animal, os peixes passam por profundas alterações químicas, físicas e microbiológicas após a morte, que os conduzem à sua completa deterioração. Uma das primeiras alterações que ocorre é a instalação do *rigor mortis*. Tal estado é definido como a perda de plasticidade e extensibilidade dos músculos, como resultado do enrijecimento do pescado, devido a alterações nos ciclos de contração e relaxamento muscular. Esse processo é dividido em três fases: pré *rigor mortis*, *rigor mortis* pleno e pós *rigor mortis*.

A duração da primeira fase depende das reservas de ATP e glicogênio do pescado no abate. O aumento da atividade muscular e estresse durante o abate consomem tais reservas, diminuindo o período de pré *rigor*, o que afetará proporcionalmente o período de *rigor mortis* pleno. Já uma fase longa de pré *rigor* resultará em um *rigor mortis* pleno prolongado, o que é muito conveniente para a conservação do pescado. Nessa fase, os animais têm suas defesas naturais ainda intactas e apresentam pH muscular ligeiramente ácido, além de estrutura muscular fechada (contraída), condições desfavoráveis à disseminação de muitos micro-organismos e enzimas endógenas. Desta forma, um período maior de rigidez plena é desejável, pois mantém a qualidade elevada do pescado por maior tempo, aumentando, assim, a vida de prateleira do produto.

A diminuição do pH do músculo após o abate do pescado ocorre a partir do acúmulo de ácido láctico, formado pela degradação do glicogênio muscular em condições anaeróbicas. Devido ao sistema de despesca ou captura utilizado, algumas espécies sofrem um grande desgaste, que pode exaurir as reservas de glicogênio completamente antes da captura, resultando na ausência da fase de pré *rigor* e em um *rigor mortis* pleno curto, sem a característica diminuição de pH nessa fase. Nesse caso, instala-se o *rigor mortis* alcalino, e o pescado apresenta problemas de textura, além de ter sua vida de prateleira reduzida.

Na aquicultura, para ter maior controle da despesca, é possível adotar medidas que reduzam ao máximo o estresse desta fase, propiciando assim um maior período de *rigor mortis* pleno e, conseqüentemente, a manutenção da sua qualidade (maiores informações sobre o tema podem ser obtidas no capítulo “Despesca e abate de peixes”). O período de pós *rigor mortis*, por sua vez, é caracterizado pela perda da rigidez e recuperação da elasticidade muscular e por uma gradual elevação do pH. O início desse período marca também o início das atividades enzimáticas na carne do pescado. As enzimas iniciam um processo chamado de autólise ou autodigestão, que é causado por enzimas musculares e/ou digestivas, conduzindo ao amolecimento dos tecidos. Nos animais vivos, a membrana celular impermeável separa as enzimas autolíticas dos componentes da célula, preservando-os. Entretanto, após a morte,

as células tornam-se permeáveis e inicia-se o processo de autólise. A hidrólise das proteínas, ocasionada pela autólise, permite a criação de um ambiente favorável para o crescimento bacteriano, ocasionando, assim, a deterioração mais pronunciada do pescado.

O músculo do pescado vivo ou recém-abatido normalmente é estéril, entretanto, um grande número de bactérias estão presentes na superfície do corpo, guelras e intestino. Quando é abatido, estas gradualmente penetram nos músculos. A sua multiplicação e consequente decomposição do pescado é mais intensa após o período de *rigor mortis*, quando as bactérias têm como substrato os produtos hidrolisados resultantes da autólise.

É importante observar que a velocidade e a intensidade da ação da autólise e do desenvolvimento dos micro-organismos dependem do método de conservação empregado, em especial, da temperatura de estocagem. Quando o pescado está exposto a temperaturas elevadas (sem contato com o gelo, por exemplo), ocorre uma aceleração da decomposição bacteriana, levando-o a uma rápida perda de qualidade. Por outro lado, caso seja estocado sob temperaturas adequadas (próximas a 0°C), ocorre uma significativa redução das atividades enzimáticas e do crescimento dos micro-organismos, mantendo-o com um grau de frescor mais elevado por maior período de tempo.

3. Métodos de conservação

3.1. Aspectos gerais

A grande quantidade de água de constituição, elevado teor de gorduras insaturadas facilmente oxidáveis, pH próximo à neutralidade e existência de nutrientes para a disseminação de micro-organismos favorecem a deterioração do pescado após sua captura ou despesca e o tornam um alimento altamente perecível. Assim, para que seja possível seu processamento industrial e comercialização, são necessários conhecimentos de tecnologias e boas práticas para preservar a qualidade e agregar valor de mercado aos produtos.

São denominados métodos de conservação tecnologias que objetivam prolongar a vida de prateleira do pescado por inibir ou destruir a atividade deteriorante no produto. Nesta parte do capítulo, abordaremos as tecnologias tradicionais de conservação do produto, como uso do frio industrial, uso do calor, desidratação industrial e artesanal para salga e secagem, defumação, fermentação, bem como a elaboração de carne mecanicamente separada (CMS) e *surimi*. Para tanto, utilizaram-se as definições disponíveis na legislação.

3.2. Conservação pelo uso do frio

O Regulamento Industrial de Inspeção Sanitária de Produtos de Origem Animal (RIISPOA) determina pescado “fresco” o produto disponibilizado ao consumo sem ter sofrido qualquer processo de conservação, a não ser a ação do gelo. O pescado “resfriado” corresponde ao produto devidamente acondicionado em gelo e mantido em temperatura entre -0,5 a -2°C, e o pescado “congelado” é o produto tratado por processos adequados de congelamento, em temperatura não superior a -25°C.

3.2.1. Fundamento tecnológico

A conservação de um pescado pelo uso do frio industrial consiste no abaixamento da temperatura, como forma de reduzir ou retardar as reações químico-enzimáticas e o desenvolvimento bacteriano, envolvidos no processo de decomposição.

3.2.2. Resfriamento

O resfriamento é uma medida de controle importante para a manutenção da qualidade do pescado fresco, incluindo a sua segurança microbiológica. Ao se reduzir a temperatura rapidamente para 0°C, após a captura ou despesca, é possível controlar a maioria dos processos enzimáticos e a deterioração bacteriana por até 14 dias, desde que mantido efetivamente nessa condição de frio durante o processamento e comercialização. Por outro lado, é impossível melhorar a qualidade de um produto já em estágio avançado de deterioração, ou retroceder esses processos de decomposição existentes em um peixe mal conservado. É por este motivo que a qualidade da matéria-prima e as boas práticas na despesca e no abate são fundamentais para considerar a vida de prateleira de um pescado conservado pelo uso do frio.

O principal método de preservação do pescado capturado inclui o uso do gelo e sua mistura com a água. Esse procedimento, tradicionalmente conhecido como pré-resfriamento, possibilita um rápido resfriamento, capaz de manter a aparência do pescado brilhante e atraente para o consumidor. A temperatura mantém-se ligeiramente acima do ponto de congelamento e, na prática, recomenda-se a relação de 2:1 para pescado e gelo, ou seja, para cada 10 kg de pescado armazenado usam-se 5 kg de gelo. Entretanto, o gelo de baixa qualidade, em quantidade insuficiente ou com má distribuição sobre o pescado pode representar problemas. É recomendável medir a temperatura inicial do pescado e sempre mantê-la abaixo de 4°C.

O gelo na forma de escamas é o melhor em praticidade e qualidade, pois se ajusta facilmente ao pescado e permite-lhe um bom resfriamento pela maior superfície de contato com o gelo. Pedacos grandes de gelo podem durar mais, porém danificam os produtos conservados já que as pontas do gelo podem rasgar e amassar a superfície do peixe e abrir portas para entrada de micro-organismos deteriorantes e/ou patogênicos (Figura 2). O gelo nunca deve ser feito utilizando-se água sem tratamento sanitário como, por exemplo, água de rios, lagos e represas.

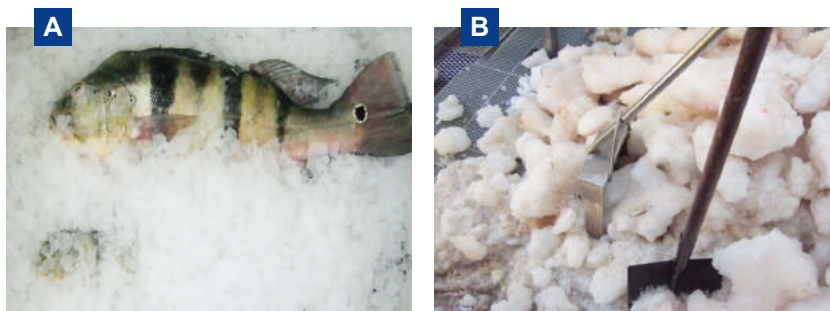


Figura 2. Características do gelo: (A) Gelo em formato de escamas para o correto acondicionamento do pescado fresco; (B) Gelo sujo e em formato inadequado podendo causar lacerações durante a estocagem de peixes. Fotos: Leandro K. F. de Lima.

3.2.3. Congelamento

O congelamento tem por princípio a redução da temperatura a valores que dificultam a ação de agentes deteriorantes. Sendo o pescado um alimento que apresenta em sua composição uma quantidade de água variável entre 60 a 90%, dependendo da espécie, tamanho e/ou habitat, o processo de congelamento deverá ser capaz de converter a maior parte dessa água em gelo para torná-la indisponível aos micro-organismos em fase de crescimento.

O processo de congelamento deve ser realizado em equipamentos adequados para que o intervalo de tempo necessário para atingir a temperatura de cristalização máxima seja o mais curto possível. Isso porque a velocidade do congelamento tem grande importância para a qualidade dos produtos congelados. Entre -1 e -2°C , por exemplo, ocorre a maior parte da mudança da água em estado líquido para o sólido e a -5°C , a quase totalidade da água de constituição estará solidificada. Essa última etapa do congelamento é considerada a mais crítica, pois, quanto mais prolongado for o tempo de cristalização, maior será a formação de grandes cristais de gelo nos espaços extracelulares do pescado. Esses macrocristais possuem arestas perfurantes

que podem romper a parede das células, acarretando sérios problemas para a sua estrutura muscular, tornando-a mais enrijecida. Posteriormente, no descongelamento, haverá exsudação de líquidos e de nutrientes importantes das células, com perdas que podem chegar a 10% do peso.

São fatores que afetam o tempo de congelamento: tipo de freezer, velocidade do ar nos túneis de congelamento, temperatura do pescado antes do congelamento, espessura e formato do pescado, embalagem utilizada e área de contato entre o equipamento de congelamento e o produto.

3.2.4. Pós-tratamento ao congelamento

Quando adequadamente congelado, o pescado consegue manter suas características organolépticas e a sua qualidade, entretanto, a indústria precisa estar atenta aos processos de desidratação que representam fatores para a depreciação do produto congelado no mercado. Dois métodos de proteção são amplamente utilizados, geralmente em combinação: o glaciamento (*glazing*) e a embalagem com vácuo para impedir a circulação do ar sobre a superfície do produto (Figura 3).



Figura 3. Pós-tratamento ao congelamento de pescado: (A) filé de tilápia congelado e filé de tilápia submetido ao processo de glaciamento; (B) postas de salmão congeladas e embaladas a vácuo. Fotos: Leandro K. F. de Lima.

O glaciamento é uma técnica industrial que consiste em aplicar uma cobertura protetora de gelo, também conhecida como *glazing*, sobre a superfície do alimento previamente congelado. O processo é geralmente realizado por imersão ou pulverização do pescado com água, objetivando a formação de uma fina camada de gelo. Além de fornecer uma excelente barreira à rancificação oxidativa, sua ação dificulta a perda de umidade durante o armazenamento prolongado do pescado congelado. A aplicação

do *glazing*, entretanto, é de difícil controle e pode gerar fraudes caso essa camada protetora ultrapasse os 20% estabelecidos como limite máximo de utilização. Logo, esse abuso pode interferir diretamente na aparência e no preço final do produto comercializado.

3.3. Conservação pelo uso do calor

Existem muitas espécies marinhas que resultam em excelentes produtos enlatados por resistirem às severas condições dos tratamentos térmicos, como atuns, sardinhas, cavalinhas, arenques, mexilhões, salmões, camarões, polvos e lulas. Entretanto, no mercado brasileiro, os atuns e as sardinhas respondem por praticamente todo o perfil de produtos enlatados comercializados. O enlatamento de algumas espécies nativas de água doce vem sendo estudado, mas ainda não tem atingido nível comercial, sendo restrito apenas às atividades de pesquisa.

3.3.1. Fundamento tecnológico

O enlatamento é considerado um procedimento industrial em que se utilizam elevadas temperaturas para a conservação do pescado. O uso do calor envolve a inativação de enzimas e micro-organismos indesejáveis pelas altas temperaturas conferidas ao pescado. Dessa forma, o produto final obtido será diferente da matéria-prima *in natura*, tanto em aspecto como em característica organoléptica. O principal objetivo consiste na preparação de um produto de boa qualidade, capaz de ser armazenado durante um tempo prolongado, sem a necessidade de refrigeração.

Para que todo o material enlatado seja seguro, os fabricantes de pescado em conserva, assim denominado o produto submetido a essa tecnologia, devem certificar-se de que o tratamento térmico seja suficiente para eliminar todos os micro-organismos patogênicos responsáveis pela depreciação do produto. A esterilização está baseada na baixa probabilidade de sobrevivência das formas vegetativas das bactérias ou de seus esporos. Nesse caso, o micro-organismo de maior risco para as indústrias de enlatados é o *Clostridium botulinum*, pois seus esporos resistentes podem sobreviver quando o processo térmico não é suficiente e as suas formas vegetativas apresentam habilidade de crescer em ambientes anaeróbicos, produzindo toxinas quando o pH do alimento se encontra acima de 4,6. Na seleção do processo térmico, portanto, deve ser levado em consideração o pH da matéria-prima como demonstrado na Tabela 1.

Tabela 1. Características do alimento e sua relação com o tipo de tratamento térmico a ser empregado como método de conservação (PRATA; FUKUDA, 2001; GONÇALVES, 2011).

Alimento	pH	Tratamento térmico
Ácido (peixes marinados, picles, geleias)	< 4,5	- Tratamento térmico brando. Elevação da temperatura até 90°C, seguida de resfriamento rápido.
Levemente ácido (peixes enlatados com molho, compotas)	4,5 < pH < 5,3	- Esterilização comercial com temperatura acima de 100°C baseada na destruição de <i>Clostridium botulinum</i> (120-125°C durante 25-35 minutos para sardinhas e 116°C durante 12 minutos para atum).
Baixa acidez (carnes, em geral)	> 5,3	- Esterilização comercial com temperatura acima de 100°C baseada na destruição de <i>Clostridium botulinum</i> (120-125°C para sardinhas/25-35 minutos e 116°C/12 minutos para atum).

3.4. Salga e secagem

3.4.1. Secagem

A secagem ou desidratação é um processo que consiste na remoção da água do alimento, sendo um dos métodos tradicionais mais antigos de conservação. Pode representar um método único de conservação do pescado ou ser utilizado em combinação com a salga e/ou defumação.

3.4.1.1. Fundamento tecnológico

A secagem tem como objetivo prolongar o período de conservação útil do alimento, inibindo o desenvolvimento microbiano, a atividade de algumas enzimas e determinadas reações químicas por meio da redução da água livre.

As moléculas de água existentes no pescado podem ser divididas em dois tipos:

- Água ligada: considerada como a água fortemente aderida e imobilizada aos constituintes do pescado por fortes ligações químicas;

- Água livre: representada pela água ligada aos constituintes do pescado por forças mais fracas, portanto, disponível para mobilizar solutos e, conseqüentemente, para o metabolismo dos micro-organismos contaminantes indesejáveis.

A secagem pode ser feita por métodos naturais e artificiais. No primeiro caso, realiza-se expondo o pescado ao sol e ao vento, ao passo que a artificial é realizada em secadores, em que as condições termodinâmicas são pré-estabelecidas.

3.4.2. Salga

A salga pode ser considerada uma das mais antigas técnicas para preservação do pescado. Embora tenha sido muito utilizada, principalmente por não exigir equipamentos onerosos para o processamento da matéria-prima, atualmente tem sofrido sensível redução, principalmente com o surgimento das tecnologias de congelamento, enlatamento e defumação.

Produtos de pescado salgado são amplamente difundidos pelo mundo e apresentam diversidade em função da tradição dos países. Destacam-se, por exemplo, produtos salgados do bacalhau, da sardinha, de arenques, de anchovados em salmoura ou azeite/óleo, o caviar e produtos marinados como *escabeche* e *ceviche*. No Brasil, o pirarucu salgado seco representa a maior iguaria regional da culinária amazônica urbana, sendo popularmente denominado de “bacalhau da Amazônia” (Figura 4).



Figura 4. Mantas de pirarucu salgado seco, enroladas e comercializadas, principalmente, em mercados populares da região Norte. Fotos: Patrícia O. Maciel.

3.4.2.1. Fundamento tecnológico

A salga baseia-se no princípio da desidratação ocasionada por um desequilíbrio osmótico. Quando os peixes ainda estão vivos, as membranas presentes nos tecidos celulares são semipermeáveis à passagem de substâncias como a água e alguns sais, por exemplo. Após a morte do animal, essas membranas se tornam permeáveis e permitem processos de troca de substâncias entre as células e o ambiente extracelular. Dessa forma, o sal adicionado penetra no interior dos tecidos promovendo sua desidratação. A remoção da água dos tecidos e a sua parcial substituição pelo sal impedem a decomposição, seja por autólise ou pela ação de micro-organismos.

3.4.2.2. Métodos de salga

Os principais métodos de salga comumente utilizados são: a seca, a úmida e a mista. Na seca, uma quantidade de sal adequada é adicionada ao peixe e deve haver contato direto entre o sal e a matéria-prima. Os peixes são empilhados de maneira homogênea, entre camadas abundantes de sal seco, para garantir que toda a sua superfície fique em maior contato com o sal. É mais indicada para pescados magros como o bacalhau, a merluza, a tilápia e o dourado, pois o contato direto da gordura com o oxigênio durante a exposição poderá ocasionar rancificação e queimaduras no produto.

Na salga úmida, a matéria-prima é imersa em uma salmoura pré-preparada a uma concentração adequada. Nesse caso, o sal penetra uniformemente e a oxidação de lipídeos é minimizada devido ao fato de ocorrer menor solubilidade de oxigênio na salmoura. Por esse motivo, é recomendável para peixes mais gordurosos como as sardinhas, o arenque e os peixes redondos de água doce.

No caso da salga mista, inicialmente o pescado é submetido à salga seca, sendo dispostos em camadas alternadas com sal até o preenchimento de tanques específicos para a retenção da salmoura formada pela exsudação da água. Os peixes são prensados e a salmoura formada pela água de desidratação é utilizada para a salga úmida dos produtos. Esse processo é utilizado com frequência para a salga da sardinha e do cação, fornecendo certa proteção contra a oxidação dos lipídeos.

Em geral, após o término do processo de salga, os produtos de pescado são submetidos à secagem para diminuir a umidade e proporcionar maior estabilidade durante a comercialização. A secagem pode ser feita tanto por métodos naturais, como pelo uso de secadores artificiais, quando, nesse caso, deseja-se a padronização dos produtos e o controle do processo.

3.4.2.3. Características do sal

O mais utilizado para a salga de pescado é o sal comum ou cloreto de sódio.

A salga é uma tecnologia que poderá, também, ser influenciada por uma série de fatores relacionados com o próprio sal utilizado: a pureza, a concentração granulométrica e a contaminação microbiana. Assim, precauções especiais devem ser tomadas com relação à sua qualidade tanto em aspecto químico quanto microbiológico.

Impurezas como areia e terra, sulfatos de cálcio e magnésio, carbonatos de sódio e traços de cobre e/ou ferro, por exemplo, podem causar alterações no produto final, dificultar a entrada do cloreto de sódio na musculatura do pescado e modificar a coloração e a textura desejável dos produtos, comprometendo, assim, a sua característica comercial.

A granulometria do sal também deve ser considerada. A utilização de grânulos finos pode interferir na velocidade de absorção do cloreto de sódio acelerando o processo de desidratação e coagulação proteica, o que não é desejável. Por outro lado, grânulos muito grandes comprometem a penetração uniforme do sal e, conseqüentemente, observa-se uma desidratação irregular, com apresentação ruim e inadequada para o consumo.

A segurança microbiológica do sal adicionado ao pescado também é outro fator de grande importância para a obtenção de um produto salgado. Micro-organismos halófilos, como as bactérias do gênero *Micrococcus*, *Corynebacterium* e *Bacillus*, podem estar presentes em concentrações suficientes para contaminar e comprometer a qualidade e a segurança do pescado curado.

3.5. Defumação

Entende-se por pescado defumado o produto obtido pela defumação do pescado íntegro, submetido, previamente, à cura pelo sal. A tecnologia de defumação pode ser a quente ou a frio, desenvolvida em estufas apropriadas e realizada por meio da queima de madeiras não resinosas, secas e duras.

Apesar de a defumação ser considerada um método de conservação de alimentos muito utilizado no passado, atualmente tem seguido uma tendência direcionada para agregar valor comercial tanto no aspecto nutricional como financeiro. Sua importância tecnológica atual, portanto, objetiva conferir cor, aroma e sabor característicos aos produtos, sejam eles industrializados ou processados artesanalmente.

No Brasil, sua divulgação e o conhecimento por parte da população são muito restritos, e a produção nacional não consegue competir com produtos importados e tradicionais, principalmente de países europeus.

3.5.1. Fundamento tecnológico

A defumação é uma tecnologia de conservação que envolve a exposição do peixe fresco ou salgado à ação do calor e da fumaça.

A combinação de fumaça, sal e secagem (defumação) caracteriza o método de preservação do alimento, além de proporcionar uma alteração nas características organolépticas do produto em termos de sabor, cor, aroma e textura (Figura 5).



Figura 5. Produtos defumados de pescado: (A) pescado refrigerado; (B) pescado salgado e defumado. Fotos: Ana Paula O. Rodrigues.

Na fumaça, estão presentes componentes bacteriostáticos e bactericidas de ação conservante como fenóis, formaldeídos e ácidos orgânicos. Aliado a esse mecanismo de preservação, os efeitos combinados durante o processo como a salga, a cocção e a secagem, garantem a diminuição da atividade microbiana, retardando seu desenvolvimento sobre o pescado defumado.

3.5.2. Etapas de defumação

O processo de conservação conta com seis etapas imprescindíveis à boa qualidade do produto defumado: limpeza do pescado, salmoura, drenagem, secagem, defumação e acabamento.

Inicialmente, o produto deve ser submetido a uma limpeza para a remoção de muco superficial, escamas, vísceras, sangue e outras impurezas. Cortes podem ser definidos para padronizar os lotes e os produtos a serem comercializados. A fase de salmoura, realizada pela salga seca ou úmida, proporciona alterações características de sabor, consistência, cor e confere um aroma peculiar. Em seguida, o produto é lavado para a eliminação do excesso de sal, seguido de uma drenagem objetivando uma secagem mais rápida e uniforme.

A etapa de secagem pode ser realizada em secadores especiais ou na própria câmara de defumação e tem a função de formar uma película protetora sobre a superfície do pescado, importante para conferir a coloração amarelada do produto defumado e proteger o interior do produto durante a ação da fumaça. A redução do teor de umidade aumenta a resistência dos tecidos à variação da temperatura e previne o amolecimento precoce.

Na defumação, é preciso levar em consideração o método utilizado, o tempo e a temperatura do processo, pois esses fatores afetam os atributos sensoriais e diversificam a qualidade dos produtos defumados. Em relação aos tipos de combustíveis necessários no processo, destacam-se os compostos de geração de calor e os produtores de fumaça.

3.5.3. Tipos de defumação

Os principais métodos de defumação são: a quente, a frio e com o uso de fumaça líquida. Na defumação a frio, a temperatura não deve exceder os 50°C e o tempo de exposição à fumaça vai depender do tipo de produto desejado. O fundamento tecnológico desse tipo de defumação objetiva mais preservar o alimento a conferir sabor e aroma característicos, entretanto precisam de uma prévia cocção antes do seu consumo. Diferentemente, no caso da defumação a quente, as temperaturas ultrapassam os 40°C, podendo chegar a 80°C. Esse aquecimento progressivo confere cor, atribui características sensoriais aos produtos e permite o consumo imediato sem prévia cocção.

A defumação líquida consiste na utilização de uma fumaça líquida obtida por meio de extratos líquidos de fumaça, preparações aromáticas de fumaça e/ou aromas de fumaça, entretanto, é preciso conhecer os componentes dessa fumaça, pois as propriedades sensoriais e a estabilidade de estocagem do produto final dependem dessa composição. São vantagens da fumaça líquida: possibilidade do controle da intensidade do sabor e do aroma; aplicação conveniente e uniforme; possibilidade de fracionar a fumaça e utilizar somente os componentes desejáveis na produção da fumaça líquida; sabor e aroma podem ser distribuídos através da carne e não limitado à superfície; investimento reduzido no equipamento da fumaça; redução do ciclo da defumação a segundos; decréscimo do trabalho requerido; redução da quantidade de produtos perdidos para a atmosfera.

3.6. Fermentação

A fermentação é uma metodologia de conservação que consiste em duas etapas: a salga, realizada em concentrações variadas de sal, e a maturação, quando o produto passa por hidrólise proteica controlada, provocada por enzimas endógenas e/ou produzidas por micro-organismos halotolerantes.

3.6.1. Fundamento tecnológico

Os produtos fermentados de pescado são preparados a partir da matéria-prima previamente salgada. Entende-se por fermentação a transformação de substâncias organizadas em compostos mais simples, seja pela ação de micro-organismos selecionados ou de enzimas endógenas localizadas no próprio tecido do pescado. Consequentemente, a hidrólise das proteínas musculares é iniciada, causando alteração de textura, aparência, aroma e sabor do produto. No final, apresenta-se mais estável que a matéria-prima que o originou, havendo redução significativa de volume. Em alguns casos, o valor nutricional e a digestibilidade são aumentados.

Os objetivos da fermentação são amplos. Para alguns países desenvolvidos, é muito valorizado o sabor diferenciado que torna o produto *gourmet*, servido como aperitivo. Por outro lado, pela sua rica fonte proteica e por ser um método de preservação simples, pescados fermentados poderiam ser considerados alimentos importantes para combater a fome em países menos desenvolvidos.

3.6.2. Produtos fermentados

São exemplos de produtos fermentados as pastas de pescado *bagoong* das Filipinas e o *prahoc* do Camboja; os molhos *nuoc-mam* produzidos no Vietnã e na Indonésia e os molhos *nam-pla*, *pla-ra* e *pla-som* da Tailândia; as semiconservas de anchovas, o *alici* e o *anchovis*, produtos obtidos da fermentação de anchovas (*Engraulis encrasiolus*) em Portugal, Itália e Alemanha, respectivamente.

No Brasil, o pescado fermentado ainda não encontrou representatividade comercial semelhante ao que acontece com produtos defumados. A falta de padrões oficiais para regulamentar seu processamento tecnológico reflete na dificuldade de sua classificação e normatização. A base dos produtos fermentados brasileiros é a sardinha (*Sardinella brasiliensis*), pois possui características de composição que permitem o desenvolvimento do aroma, sabor, cor e textura de produtos anchovados. Recebem a denominação de sardinha anchovada ou filés de sardinha anchovadas ou filé de peixe anchovado, uma vez que existe uma grande dificuldade de encontrar os padrões de qualidade e identidade desses produtos.

Produtos anchovados elaborados a partir de espécies de água doce não são encontrados comercialmente, e os poucos relatos são obtidos por experimentos envolvendo o uso de tilápias e lambaris, mas sem nenhuma escala industrial.

3.7. Carne mecanicamente separada

A carne mecanicamente separada (CMS) de pescado é a polpa de peixe separada de pele, escama e espinhas em máquina desossadora ou despolpadeira. Polpa de pescado, cominutado, comínuo de pescado ou *minced fish* são outras denominações para CMS, o qual serve de matéria-prima para a elaboração do *surimi* e derivados.

3.7.1. Obtenção da polpa de pescado

A obtenção da CMS envolve, inicialmente, a escolha da espécie. É recomendável a utilização de peixes magros, de carne branca e com menor teor de lipídeos para a obtenção de um CMS de boa qualidade e com características aceitáveis. A operação de separação, independente do tipo de equipamento utilizado, consiste em pressionar o pescado (podem ser: aparas e outros resíduos manualmente separados, carcaças da filetagem ou espinhaços ou mesmo o pescado inteiro, descabeçado e eviscerado) por meio de perfurações, sendo pele, espinhas, membranas, tendões, nadadeiras e membranas mantidas na parte externa do equipamento.

São utilizados três tipos de equipamentos, embora os mais comuns sejam o de tambor giratório ou cinto cilindro e do tipo rosca-sem-fim (Figura 6). De forma genérica, o rendimento após obtenção da CMS de pescado varia entre 52 e 72% para peixes descabeçados e eviscerados.

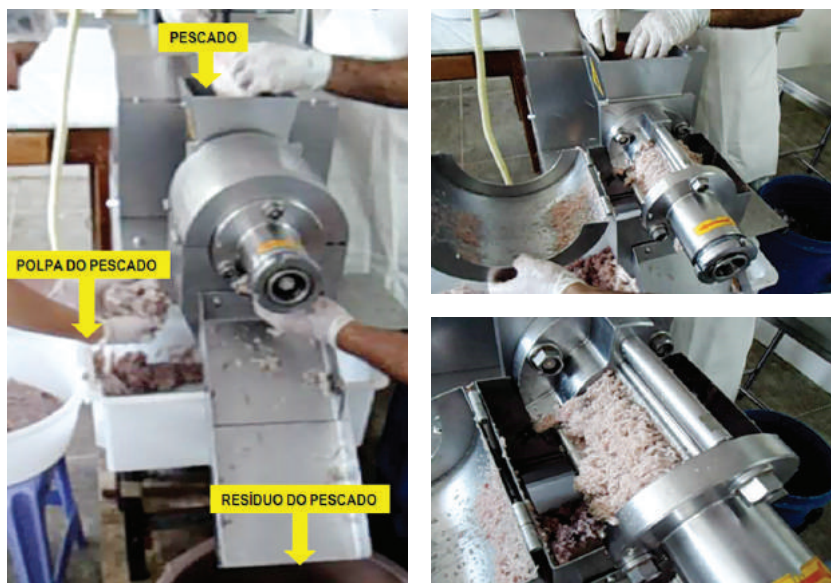


Figura 6. Despolpadeira mecânica do tipo “rosca sem fim” para obtenção de carne mecanicamente separada de pescado. Fotos: Lucas S. Torati.

Após a obtenção da massa desossada, pode-se realizar a lavagem com água fria a 5°C em uma proporção de 3:1. Embora a literatura científica não considere necessária essa etapa, a lavagem pode remover as proteínas hidrossolúveis ou sarcoplasmáticas, lipídeos e outros materiais indesejáveis (sangue e pigmentos) para conferir qualidade à CMS. Posterior à lavagem, é feito o deságue para remover o excesso de água remanescente e a adição de antioxidantes e estabilizantes em um misturador, objetivando a homogeneidade do produto que é congelado na sequência.

3.7.2. *Surimi*

O *surimi* é um termo japonês que representa um extrato de proteínas miofibrilares do pescado com elevada capacidade geleificante e emulsificante. Sua obtenção envolve a trituração do músculo do pescado, mecanicamente separado, lavado

várias vezes com água fria a 5°C para a remoção de todas as proteínas hidrossolúveis e outros componentes indesejáveis, seguido pela mistura de crioprotetores para evitar a deterioração durante o período de armazenamento congelado.

3.7.3. Elaboração do *surimi*

O processo de obtenção do *surimi* tem como base a obtenção da CMS que segue para uma fase de lavagens sucessivas a uma proporção de 5 a 20 vezes o volume de água em relação ao de pescado. Utiliza-se uma prensa para remoção da água contendo componentes indesejáveis (proteínas hidrossolúveis e enzimas) e uma etapa de refino. Adicionam-se ingredientes para proteger a massa da desnaturação durante o armazenamento congelado.

Os principais produtos à base de *surimi* são o *kanikama* ou *crabstick*, na forma de palitos, lascas ou pedaços, o *kamaboko*, o *chikuwa* e o *hanpen*. Todos podem ser provenientes de operações que envolvam o descongelamento dos blocos de *surimi*, trituração e adição de cloreto de sódio em *cutter* sob temperatura inferior a 10°C por, no máximo, 5 a 10 minutos. Esse procedimento promoverá a modelação e geleificação da estrutura características dos derivados do *surimi*.

Recomendações técnicas

1. Após a captura ou despesca, os peixes devem rapidamente seguir para o seu processamento e toda a sua manipulação deve ser feita o mais rápido possível, evitando deixá-lo exposto por muito tempo em temperaturas altas que aceleram o início dos processos que deterioram sua carne;
2. Imediatamente após a despesca, o peixe deve ser mantido em temperaturas baixas, próximas de 0°C. Recomenda-se fazer isso com o uso do gelo fabricado com água limpa, em escamas e na proporção de 1:1;
3. Durante o beneficiamento do pescado, recomenda-se não usar qualquer material ou utensílio feito de madeira para processar o peixe. Isso inclui caixas, tábuas, mesas, cabo de facas ou afiadores, etc. A madeira acumula sujeira e dificulta a sua limpeza. Em substituição, utilizar sempre material em aço inoxidável e plástico ou polipropileno, regularizados pelos órgãos de fiscalização sanitária;
4. Para a defumação do pescado recomenda-se utilizar madeiras com baixos teores de resinas (frutíferas, eucalipto rosa, cedro, peroba rosa, castanheiro, álamo, bétula e casca de coco). Material compensado não é muito indicado por produzir uma grande quantidade de fuligem e, consequentemente, depreciar a qualidade do produto conservado.

4. Bibliografia consultada e recomendada

- BOSCOLO, W.R.; FEIDEN, A. **Industrialização de tilápias**. Toledo: GFM Gráfica e Editora, 2007. 272 p.
- BRASIL. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Regulamento de Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal - RIISPOA**. Aprovado pelo Decreto nº 30.691 de 29/03/1952, alterado pelos Decretos nº 1.255 de 25/06/1962, 1.236 de 02/09/1994, 1.812 de 08/02/1996 e 2.244 de 04/06/1997.
- CECARELLI, P.S.; SENHORINI, J.A.; VOLPATO, G.L. **Dicas em piscicultura**: perguntas e respostas. Botucatu: Santana Gráfica, 2000. 247 p.
- CONTRERAS-GUZMÁN, E.S. **Bioquímica de pescados e derivados**. Jaboticabal: Funep, 1994. 409 p.
- CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. 533 p.
- GONÇALVES, A.A. **Tecnologia do pescado**. Ciência, tecnologia, inovação e legislação. São Paulo: Atheneu, 2011. 608 p.
- LEE, C.M. Surimi process technology. **Food Technology**, v. 38, p. 69-80, 1984.
- OETTERER, M. **Industrialização do pescado cultivado**. Guaíba: Agropecuária, 2002. 200 p.
- OGAWA, M.; MAIA, E.L. **Manual de pesca**: ciência e tecnologia do pescado. v. 1. São Paulo: Varela, 1999. 429 p.
- ORDÓÑEZ-PENEDA, J.A. **Tecnologia de alimentos**, v. 2. Porto Alegre: Artmed, 2005. 279 p.
- PÁDUA, D.M.C. **Apontamentos de piscicultura**. Goiânia: Editora UCG, 2000. 277 p.
- POLI, C.R. **Aquicultura**: experiências brasileiras. Florianópolis: Multitarefa, 2004. 456 p.
- PRATA, L.F.; FUKUDA, R.T. **Fundamentos de higiene e inspeção de carnes**. Jaboticabal: Funep, 2001. 326 p.
- SANCHEZ, L. **Pescado: matéria-prima e processamento**. Campinas: Fundação Cargill, 1989. 61 p.
- SOUZA, M.L.R. Comparação de seis métodos de filetagem, em relação ao rendimento de filé e de subprodutos do processamento da tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, n. 3, p. 1076-1084, 2002.
- TENUTA, A.F.; JESUS, R.S. Aspectos da utilização de CMS de pescado como matéria-prima industrial. **Boletim SBCTA**, v. 37, n. 2, p. 59-64, 2003.
- VIEIRA, R.H.S.F. **Microbiologia, higiene e qualidade do pescado**. São Paulo: Livraria Varela, 2004. 380 p.

Nomes científicos e comuns das espécies de peixe citadas

Nome científico	Nome popular
<i>Achirus achirus</i> (Linnaeus, 1758)	Linguado de água doce
<i>Arapaima gigas</i> (Schinz, 1822)	Pirarucu
<i>Aristichthys nobilis</i> (Richardson, 1845)	Carpa cabeçuda
<i>Astronotus ocellatus</i> (Agassiz, 1831)	Oscar, apaiari, acará açu
<i>Astyanax altiparanae</i> Garutti & Britski, 2000	Lambari do rabo amarelo, tambiú
<i>Astyanax bimaculatus</i> . (Linnaeus, 1758)	Lambari, tambiú
<i>Astyanax mexicanus</i> (De Filippi, 1853)	Lambari cego
<i>Baryancistrus xantellus</i> Rapp Py-Daniel, Zuanon & Ribeiro de Oliveira, 2011	Cascudo pepita de ouro
<i>Betta splendens</i> Regan, 1910	Beta
<i>Brachyplatystoma filamentosum</i> (Lichtenstein, 1819)	Filhote, piraíba
<i>Brachyplatystoma rousseauxii</i> (Castelnau, 1855)	Dourada
<i>Brycon amazonicus</i> (Spix & Agassiz, 1829)	Matrinxã
<i>Brycon gouldingi</i> Lima, 2004	Piabanha
<i>Brycon insignis</i> Steindachner, 1877	Piabanha
<i>Brycon opalinus</i> (Cuvier, 1819)	Pirapitinga-do-Sul
<i>Brycon orbignyanus</i> (Valenciennes, 1850)	Piracanjuba
<i>Carassius auratus</i> (Linnaeus, 1758)	Kinguio
<i>Catla catla</i> (Hamilton, 1822)	Carpa indiana
<i>Cetopsis coecutiens</i> (Lichtenstein, 1819)	Bagre cego, candiru açú
<i>Cichla kelberi</i> Kullander & Ferreira, 2006	Tucunaré amarelo
<i>Cichla monoculus</i> Spix & Agassiz, 1831	Tucunaré amarelo
<i>Cichla ocellaris</i> Bloch & Schneider, 1801	Tucunaretinga
<i>Cichla piquiti</i> Kullander & Ferreira, 2006	Tucunaré azul
<i>Cichla temensis</i> Humboldt, 1821	Tucunaré açú
<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)	Bagre africano

<i>Colomesus asellus</i> (Müller & Troschel, 1849)	Baiacu de água doce
<i>Colossoma macropomum</i> (Cuvier, 1816)	Tambaqui
<i>Corydoras aeneus</i> (Gill, 1858)	Coridora
<i>Ctenopharyngodon idella</i> (Valenciennes, 1844)	Carpa capim
<i>Cynopoecilus melanotaenia</i> (Regan, 1912)	Peixe anual, killifish
<i>Cyprinus carpio</i> Linnaeus, 1758	Carpa comum
<i>Danio rerio</i> (Hamilton, 1822)	Paulistinhas, danio zebra
<i>Engraulis encrasiolus</i> (Linnaeus, 1758)	Anchova
<i>Hemisorubim platyrhynchos</i> (Valenciennes, 1840)	Jurupoca
<i>Hoplias aimara</i> (Valenciennes, 1847)	Trairão amazônico
<i>Hoplias lacerdae</i> Miranda Ribeiro, 1908	Trairão
<i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch, 1794)	Traíra
<i>Hydrolycus armatus</i> (Jardine, 1841)	Cachorra
<i>Hypancistrus zebra</i> Isbrücker & Nijssen, 1991	Cascudo zebra
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valenciennes, 1844)	Carpa prateada
<i>Hypophthalmus marginatus</i> Valenciennes, 1840	Mapará
<i>Ictalurus punctatus</i> (Rafinesque 1818)	Bagre americano, bagre de canal, catfish
<i>Labeo rohita</i> (Hamilton, 1822)	Carpa rohu
<i>Lates niloticus</i> (Linnaeus, 1758)	Perca-do-Nilo
<i>Leiarius marmoratus</i> (Gill, 1870)	Jundiá-da-Amazônia
<i>Leporinus arcus</i> Eigenmann, 1912	Piauzinho
<i>Leporinus conirostris</i> Steindachner, 1875	Boga, boguita, piapara
<i>Leporinus elongatus</i> Valenciennes, 1850	Piapara
<i>Leporinus fasciatus</i> (Bloch, 1794)	Piau flamengo
<i>Leporinus friderici</i> (Bloch, 1794)	Piau três pintas
<i>Leporinus macrocephalus</i> Garavello & Britski, 1988	Piau açu
<i>Leporinus maculatus</i> Müller & Troschel, 1844	Piau miguelzinho
<i>Leporinus obtusidens</i> (Valenciennes, 1837)	Piapara
<i>Liposarcus anisitsi</i> Eigenmann & Kennedy, 1903	Cascudo
<i>Neoceratodus forsteri</i> (Krefft, 1870)	Peixe pulmonado australiano

<i>Neoplecostomus paranensis</i> Langeani, 1990	Cascudinho
<i>Oncorhynchus mykiss</i> (Walbaum, 1792)	Truta arco-íris
<i>Oreochromis mossambicus</i> (Peters, 1852)	Tilápia-do-Moçambique
<i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758)	Tilápia, tilápia-do-Nilo
<i>Oreochromis urolepis homorum</i> (Trewavas, 1966)	Tilápia azul
<i>Osteoglossum bicirrosus</i> (Cuvier, 1829)	Aruanã prata
<i>Osteoglossum ferreirai</i> Kanazawa, 1966	Aruanã negro
<i>Panaque armbrusteri</i> Lujan, Hidalgo & Stewart, 2010	Cascudo panaque
<i>Peckoltia compta</i> De Oliveira, Zuanon, Rapp Py-Daniel & Rocha, 2010	Cascudo leopardo
<i>Phractocephalus hemiliopterus</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Pirarara
<i>Piaractus brachypomus</i> (Cuvier, 1818)	Caranha, pirapitinga
<i>Piaractus mesopotamicus</i> (Holmberg, 1887)	Pacu
<i>Pimelodus maculatus</i> Lacepède, 1803	Mandi amarelo
<i>Pirirampus pirirampu</i> (Spix & Agassiz, 1829)	Barbado
<i>Plagioscion squamosissimus</i> (Heckel, 1840)	Curvina de água doce
<i>Poecilia reticulata</i> Peters, 1859	Lebiste, guaru, barrigudinho
<i>Potamotrygon henlei</i> (Castelnau, 1855)	Arraia de fogo
<i>Potamotrygon hystrix</i> (Müller & Henle, 1841)	Arraia cururu
<i>Potamotrygon leopoldi</i> Castex & Castello, 1970	Arraia negra
<i>Potamotrygon motoro</i> (Müller & Henle, 1841)	Arraia olho de pavão, arraia comum
<i>Potamotrygon orbignyi</i> (Castelnau, 1855)	Arraia reticulada
<i>Potamotrygon schroederi</i> Fernández-Yépez, 1958	Arraia
<i>Prochilodus argenteus</i> Spix & Agassiz, 1829	Curimbatá pacu
<i>Prochilodus lacustris</i> Steindachner, 1907	Curimbatá-do-Nordeste
<i>Prochilodus lineatus</i> (Valenciennes, 1837)	Curimbatá, papa terra
<i>Prochilodus nigricans</i> Spix & Agassiz, 1829	Curimbatá preto
<i>Protopterus annectens</i> (Owen, 1839)	Peixe pulmonado africano
<i>Pseudoplatystoma corruscans</i> (Spix & Agassiz, 1829)	Pintado
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i> (Linnaeus, 1766)	Cachara
<i>Pseudoplatystoma punctifer</i> (Castelnau, 1855)	Cachara-do-Tocantins

<i>Pseudoplatystoma reticulatum</i> Eigenmann & Eigenmann, 1889	Cachara-do-Pantanal
<i>Pseudoplatystoma tigrinum</i> (Valenciennes, 1840)	Caparari, cachara amazônica
<i>Pterophyllum altum</i> Pellegrin, 1903	Acará bandeira altum
<i>Pterophyllum leopoldi</i> (Gosse, 1963)	Acará bandeira
<i>Pterophyllum scalare</i> (Schultze, 1823)	Acará bandeira
<i>Rhamdia quelen</i> (Quoy & Gaimard, 1824)	Jundiá
<i>Salminus brasiliensis</i> (Cuvier, 1816)	Dourado
<i>Salminus franciscanus</i> Lima & Britski, 2007	Dourado-do-São Francisco
<i>Salminus hilarii</i> Valenciennes, 1850	Tabarana
<i>Salminus iquitensis</i> Valenciennes, 1850	Tabarana-da-Amazônia
<i>Sardinella brasiliensis</i> (Steindachner, 1879)	Sardinha
<i>Scobinancistrus pariolispos</i> Isbrücker & Nijssen, 1989	Cascudo cutia preta
<i>Sorubim lima</i> (Bloch & Schneider, 1801)	Jurupensém
<i>Steindachneridion amblyurum</i> (Eigenmann & Eigenmann, 1888)	Surubim-do-Jequetinhonha
<i>Steindachneridion doceanum</i> (Eigenmann & Eigenmann, 1889)	Surubim-do-rio Doce
<i>Steindachneridion melanodermatum</i> Garavello, 2005	Surubim-do-Iguaçu
<i>Steindachneridion parahybae</i> (Steindachner, 1877)	Surubim-do-Paraíba
<i>Steindachneridion punctatum</i> (Miranda Ribeiro, 1918)	Surubim
<i>Steindachneridion scriptum</i> (Miranda Ribeiro, 1918)	Surubim bocudo
<i>Symphysodon aequifasciata</i> Pellegrin, 1904	Acará disco
<i>Symphysodon discus</i> Heckel, 1840	Acará disco
<i>Tilapia rendalli</i> (Boulenger, 1897)	Tilápia rendali
<i>Trichogaster chuna</i> (Hamilton, 1822)	Colisa mel
<i>Trichogaster lalius</i> (Hamilton, 1822)	Colisa lalia
<i>Xiphophorus helleri</i> Heckel, 1848	Espada, cauda de espada
<i>Zungaro jahu</i> (Lhering, 1898)	Jaú
<i>Zungaro zungaro</i> (Humboldt, 1821)	Jaú

1. **Abiótico:** conjunto de todos os fatores não vivos de um ecossistema, mas que exercem influência sobre este, como a temperatura.
2. **Ácido:** toda substância que, quando colocada em uma solução aquosa, libera exclusivamente íons H^+ . Ex: $HCl \rightarrow H^+ + Cl^-$.
3. **Açude:** local escavado para armazenamento de água da chuva ou de cursos d'água para múltiplos fins, como criação de peixes, dessedentação de animais, irrigação e lazer.
4. **Adenosina trifosfato (ATP):** molécula responsável pelo armazenamento de energia, proveniente da respiração celular, para uso imediato. Esta energia é usada em vários processos biológicos, como transporte ativo de moléculas, síntese e secreção de substâncias, dentre outros.
5. **Aferir:** Comparar as medidas com seus padrões específicos, estabelecer graduação em um instrumento.
6. **Aflatoxinas:** grupo de toxinas termoestáveis produzidas por cepas de fungos.
7. **Agente etiológico:** agente causador ou organismo primário responsável pela origem da doença.
8. **Alevinagem:** fase da criação de peixes, que abrange a soltura de pós-larvas em viveiros até que alcancem a fase de alevino e estejam aptos para a fase de recria, que precede a engorda.
9. **Alevino:** fase juvenil em que os peixes ainda estão com tamanho reduzido. Compreende, em geral, peixes com 30 a 60 dias, comprimento entre 1 e 5 cm e peso entre 0,5 e 10 g.
10. **Alimentação exógena:** alimentação que se inicia quando a larva de peixe já praticamente esgotou suas reservas vitelínicas (alimento endógeno), iniciando a procura por alimentos exógenos.
11. **Alimento:** toda substância que, ingerida pelo peixe, sirva para nutrição de seus tecidos e para produção de calor.
12. **Andrógenos:** hormônios que estimulam o desenvolvimento das características sexuais em machos.
13. **Anelídeos:** animais pertencentes ao filo Annelida, que possuem o corpo alongado e cilíndrico, com anéis dispostos em sequência, o que justifica o nome do filo.
14. **Anemia:** redução na quantidade de glóbulos vermelhos (hemoglobina) no sangue.
15. **Ânion:** íon com carga negativa (Cl^- , OH^-).
16. **Anorexia:** perda do apetite.
17. **Antagonismo:** ação em sentido contrário, competição, incompatibilidade.
18. **Anticorpos ou imunoglobulinas:** são moléculas proteicas sintetizadas e excretadas por células de defesa denominadas linfócitos, que atacam antígenos por meio da defesa específica do organismo. Anticorpos específicos são produzidos depois que o sistema imunológico entra em contato com um antígeno.

19. **Antígenos:** substâncias que o organismo reconhece como estranhas. Podem ser micro-organismos (parasitas, bactérias, fungos e vírus) ou substâncias químicas.
20. **Ascite:** derrame líquido da cavidade peritoneal.
21. **Átomo:** a menor partícula que caracteriza um elemento químico.
22. **Atresia folicular:** é uma sequência de eventos fisiológico-degenerativos dos ovários que leva à involução e reabsorção dos ovócitos. Em peixes, a atresia pode ocorrer em qualquer fase do ciclo reprodutivo, mas sua incidência é maior durante a recuperação ovariana pós-desova. A atresia folicular pode ser induzida por fatores como estresse, confinamento, agentes biocidas, alteração do fotoperíodo e temperatura, etc.
23. **Autólise:** Processo pelo qual uma célula se autodestrói espontaneamente por fatores físicos e/ou químicos.
24. **Bactericida:** Denominação de componentes químicos capazes de inativar e destruir a célula bacteriana promovendo a morte celular.
25. **Bacteriostática:** Denominação de componentes químicos capazes de deter a multiplicação das células bacterianas sem promover sua destruição ou morte celular.
26. **Base:** substância que libera exclusivamente o ânion OH⁻. Ex: NaOH → Na⁺ + OH⁻.
27. **Barragem:** construção de dique que represa água de manancial, seja nascente ou água de chuvas em uma microbacia de captação.
28. **Bioacumulação:** aumento da concentração de substâncias nos organismos aquáticos por absorção, como metais pesados.
29. **Biodisponibilidade:** é o quanto do nutriente ou substância química ingerida será absorvida pelo peixe.
30. **Biomassa:** quantidade de massa viva (ex. peixe, crustáceo, algas) existente em um viveiro, durante um período de tempo particular. Serve como referência ao nível de estocagem ou produtividade do ambiente.
31. **Biótico:** conjunto de todos os organismos vivos de um ecossistema.
32. **Bloom de algas:** aumento na quantidade de algas em consequência da acumulação de nutrientes no ambiente aquático.
33. **Canulação:** Uma forma de biópsia que objetiva amostrar tecido ovariano.
34. **Capilaridade:** refere-se às pequenas frestas existentes entre as partículas de solo, por onde escoam água e ar.
35. **Características organolépticas:** características próprias de determinados produtos, passíveis de percepção pelos elementos sensoriais humanos. A cor e o brilho, o sabor e o aroma, a textura e a consistência de um determinado alimento são exemplos de componentes organolépticos. Essas propriedades são importantes em comercialização e marketing industrial, além da avaliação do estado de conservação de um determinado produto em que se deseja verificar suas condições para o consumo humano.

36. **Carotenoides:** grupo de compostos bioativos, oriundos de bactéria, leveduras e vegetais, com função antioxidante, são responsáveis pela pigmentação da pele e músculos de peixes.
37. **Catabolismo:** processo metabólico no qual substâncias químicas são quebradas para produzir moléculas menores, fornecendo energia para crescimento, atividade ou calor.
38. **Catalisador:** toda e qualquer substância química que acelera uma reação química.
39. **Catarata:** opacidade parcial ou total do cristalino, ou da sua membrana, que impede a chegada dos raios luminosos à retina.
40. **Célula de Leydig:** células presentes nos testículos, responsáveis pela produção do hormônio testosterona.
41. **Células T:** linfócitos produtores de substâncias que matam células e que controlam a atividade de outros leucócitos.
42. **Citocromo:** grupo de proteínas que realizam o transporte de elétrons.
43. **Citoplasma:** parte fundamental das células juntamente com o núcleo.
44. **Cladóceros:** grupo de espécies de microcrustáceos zooplancônicos que possuem capacidade natatória limitada e são considerados excelentes como item para a alimentação de alevinos e de peixes com hábito alimentar planctívoro.
45. **Cocção:** o mesmo que cozimento.
46. **Cofator:** substância que auxilia no funcionamento das enzimas.
47. **Colmatação:** é termo utilizado para descrever o entupimento de malhas de telas, que ficam submersas na água, devido à proliferação e crescimento de algas ou moluscos.
48. **Conforto térmico:** faixa de temperatura ideal para atividade enzimática e desenvolvimento de uma determinada espécie, cada espécie possui uma faixa de temperatura mais adequada.
49. **Consanguinidade:** ou endogamia é o grau de parentesco entre indivíduos com ascendência comum.
50. **Contaminação cruzada:** transferência de micro-organismos de um local para o outro, por meios que são comuns entre o contaminante e o contaminado.
51. **Conversão alimentar:** quantidade de alimento consumido em um período de tempo dividido pelo ganho de peso no mesmo período.
52. **Convulsão:** contração forte e involuntária dos músculos, acompanhada de abalos mais ou menos violentos.
53. **Copepodito:** estágio de desenvolvimento dos parasitas copépodes, após o estágio de náuplios.
54. **Crescimento:** processo normal de aumento no número e/ou tamanho de um tecido, órgão, organismo, população ou biomassa.
55. **Crista do talude:** é a parte do talude que se encontra na horizontal e pela qual há a possibilidade de trânsito de pessoas, animais ou veículos, para a realização de operações de manejo e despesca em uma piscicultura.

56. **Cromatóforos:** células presentes na camada epitelial da pele, responsáveis pela coloração dos peixes.
57. **Cromossomos:** estruturas presentes no núcleo das células, que armazenam e transmitem a informação genética à geração seguinte. São basicamente constituídos de genes.
58. **Cuidado parental:** cuidado dispensado pelos progenitores a sua prole. Inclui a construção de ninhos em alguns casos e estende-se desde a desova até a fase em que os alevinos estejam hábeis para natação e captura de alimentos.
59. **Cutter:** Equipamento laboratorial para auxiliar na elaboração de patês, molhos e frango desfiado e na trituração de nozes, castanhas, etc.
60. **Decomposição:** degradação da matéria orgânica em compostos orgânicos e inorgânicos mais simples, com consequente liberação de energia.
61. **Depuração:** técnica que submete os peixes a permanecerem em tanques com água em fluxo contínuo, para esvaziamento do trato intestinal antes do transporte ou para eliminar o sabor e odor desagradável antes do abate.
62. **Deslocamento do equilíbrio químico:** ocorre quando a velocidade da reação direta difere da velocidade da reação inversa, havendo maior concentração ou dos reagentes ou dos produtos.
63. **Dermatite:** inflamação da pele, caracterizada por vermelhidão, inchamento, supuração e escamação.
64. **Desenvolvimento:** diferenciação celular.
65. **Detritívoro:** hábito alimentar de espécies que se alimentam de resíduos e detritos, também recebe denominação de hábito iliófago.
66. **Diagnóstico:** reconhecimento ou determinação de uma doença pela avaliação dos seus sinais clínicos ou mediante exames diversos (laboratoriais, radiológicos, etc.)
67. **Dieta:** ingredientes ou mistura de ingredientes que é regularmente fornecida e consumida para o peixe.
68. **Dieta balanceada:** dieta que fornece todos os nutrientes necessários em quantidades adequadas para a nutrição do peixe.
69. **Digestibilidade:** quantidade do alimento que é digerida e absorvida pelo peixe.
70. **Dimorfismo sexual:** diferenças existentes entre peixes machos e fêmeas que possibilitam a separação entre os sexos, com base em características específicas.
71. **Dinoflagelado:** protozoário unicelular caracterizado pela presença de dois flagelos locomotores.
72. **Dique:** é uma estrutura semelhante a um talude, porém é utilizado para barramento de água. Pode servir para evitar que a água saia de uma barragem ou evitar a entrada de água em uma estação de piscicultura.
73. **Displasia:** desenvolvimento anormal de órgãos e tecidos, ocasionando deformidades.
74. **Distrofia:** nutrição deficiente ou defeituosa de órgãos ou parte do corpo.

75. **Doenças de comunicação obrigatória/compulsória:** englobam doenças de grande importância econômica e/ou zoonoses que devem ser relatadas aos órgãos governamentais quando diagnosticadas.
76. **Domesticação:** processo que envolve desde a aclimação de espécimes capturados em ambiente silvestre, passa pela seleção dos animais que se condicionam a alimentação com ração, seleção dos mais rústicos que aceitam o manejo em cativeiro mais facilmente, até o processo de seleção dos melhores animais da prole para formação de plantel de matrizes nas gerações subsequentes mantidas em cativeiro.
77. **Dose:** quantidade de um medicamento fornecido.
78. **Ectocomensal:** organismo que vive como comensal na superfície de outro. Uma espécie comensal é aquela que se beneficia da outra, compartilhando alimento ou habitat, mas sem prejudicá-la.
79. **Ectotérmico:** animal cuja temperatura corporal varia com a do ambiente.
80. **Efluente:** termo utilizado para diferenciar a água que, após percorrer os viveiros de cultivo, retornam ao manancial.
81. **Eicosanóides:** ácidos graxos polienóicos, compreendendo os prostanoídes, leucotrienos e lipoxinas.
82. **Elemento químico:** todos os átomos que possuem o mesmo número atômico (ex. Oxigênio, Nitrogênio, Carbono, Ferro, Enxofre, Fósforo, dentre outros da tabela periódica dos elementos).
83. **Endemismo:** refere-se às espécies de animais que apresentam distribuição restrita em determinada região, biótopo ou localidade. Em geral, são espécies com elevado risco de extinção, quanto maior for o grau de endemismo.
84. **Endógeno:** Que tem origem no interior do organismo ou resultante de fatores internos deste.
85. **Engorda:** ver definição de “Terminação”.
86. **Epizootia:** doença que afeta um grande número de animais, quase sempre, simultaneamente (como uma epidemia).
87. **Equilíbrio químico:** situação em que a proporção entre as quantidades de reagentes e produtos em uma reação química se mantém constante ao longo do tempo, porque a velocidade de formação de produtos é igual a dos reagentes ($v_1 = v_2$). REAGENTES $\leftrightarrow$ PRODUTOS.
88. **Eritrograma:** conjunto de análises para avaliação da série vermelha do sangue (hemácias ou eritrócitos).
89. **Escoliose:** curvatura lateral da coluna vertebral.
90. **Espécie invasora:** espécies exóticas encontradas numa determinada bacia hidrográfica, entretanto, ainda não estabelecidas, podendo ser encontrados apenas alguns espécimes vivos que, no geral, foram soltos ou fugiram.
91. **Esplenomegalia:** Aumento no volume/tamanho do baço.

92. **Espoliação:** mecanismo de alimentação de alguns parasitos, que se baseia na curetagem da superfície do órgão parasitado.
93. **Esporos bacterianos:** Característica de resistência bacteriana em ambientes que ameaçam a sua sobrevivência na forma vegetativa. As condições externas são adversas ao desenvolvimento desses micro-organismos e se traduzem, principalmente, por processos onde exista variação de temperatura ou falta de nutrientes. Do ponto de vista tecnológico, métodos agroindustriais de conservação, que são capazes de matar células bacterianas na forma vegetativa, não são suficientes contra micro-organismos esporulados comprometendo, assim, a segurança do alimento durante o armazenamento prolongado.
94. **Estequiometria:** diz respeito à quantidade dos elementos dos reagentes e produtos, sendo que essa quantidade deve ser igual antes e depois da reação.
95. **Estratificação:** refere-se à formação, de acordo com a profundidade, de camadas com características físicas diferentes, seja na água ou no solo.
96. **Etiologia:** estudo das causas de uma doença.
97. **Eutrofização:** enriquecimento natural ou artificial de nutrientes em um corpo d'água, associado com excesso de plâncton e redução de oxigênio dissolvido.
98. **Excreção:** função animal que consiste na expulsão dos produtos de desassimilação para o exterior, feita por órgãos apropriados.
99. **Exoftalmia:** saliência exagerada do globo ocular.
100. **Exógeno:** Que tem causas externas, que se desenvolve no exterior.
101. **Fenótipo:** são as características observáveis de um peixe ou lote como, por exemplo: a sua forma, cor, comportamento, peso, comprimento etc.
102. **Feromônio:** substâncias secretadas pelo animal no meio ambiente e que induzem respostas reprodutivas específicas nos peixes da mesma espécie.
103. **Fitoplâncton:** parte dos organismos que compõem o plâncton e têm a característica de serem fotossintetizantes. São comumente denominados algas.
104. **Fixador:** substância utilizada para reduzir a velocidade de evaporação e aumentar a intensidade e a estabilidade de soluções, quando adicionada a componentes voláteis.
105. **Fômite:** utensílios de uso comum (balde, redes, puçás, etc.), que podem veicular o agente etiológico.
106. **Fotoperíodo:** tempo de luz e escuro durante o período de um dia.
107. **Genótipo:** são o conjunto de genes de um organismo que influenciam em determinado fenótipo.
108. **Gônada:** órgãos que produzem células sexuais para reprodução. Na fêmea, a gônada é o ovário e no macho, o testículo.
109. **Granuloma:** estrutura que se assemelha a um grânulo.
110. **Habitat:** ecossistema, local ou órgão onde determinada espécie ou população vive.

111. **Halotolerante:** Micro-organismos que toleram ambientes com presença de cloreto de sódio (sal), mas não necessariamente precisam dessa substância para seu desenvolvimento.
112. **Hemácias:** células da série vermelha do sangue, também chamadas de eritrócitos ou glóbulos vermelhos. São constituídas por globulina e hemoglobina e a sua função é transportar os gases oxigênio e gás carbônico.
113. **Hematopoese:** processo no qual as células do sangue são formadas.
114. **Hemoglobina:** proteína conjugada com ferro contida nos glóbulos vermelhos do sangue e que transporta oxigênio.
115. **Hemorragia:** derramamento do sangue para fora dos vasos sanguíneos que o deviam conter.
116. **Hepatomegalia:** Aumento do tamanho/volume do fígado.
117. **Herdabilidade:** representada pelo símbolo h^2 , é um coeficiente genético que mede o grau de correspondência entre o fenótipo e o genótipo, ou seja, o quanto do fenótipo dos pais é herdado pelos filhos.
118. **Heterose:** ou vigor do híbrido, é o cruzamento de animais de diferentes linhagens genéticas. Como resultado, obtém-se superioridade média dos filhos em relação aos pais.
119. **Hibridação interespecífica:** processo de acasalamento entre peixes de espécies diferentes, o que possibilita a obtenção de uma prole com indivíduos que apresentam características comuns aos indivíduos parentais. Em alguns poucos casos, a hibridação pode apresentar vantagens com o sinergismo das características positivas de ambas as espécies.
120. **Hidrólise:** ruptura de uma ligação química pela água.
121. **Hidrossolúvel:** característica do composto que é solúvel em água.
122. **Hiperglicemia:** aumento da glicose no sangue, acima do nível normal.
123. **Hiperplasia:** aumento do número de células.
124. **Hipófise:** glândula localizada abaixo do cérebro. Produz muitos hormônios importantes, dentre eles, hormônio do crescimento e hormônio gonadotrófico.
125. **Hipofisectomia:** processo de retirada da hipófise.
126. **Hiporexia:** diminuição do apetite.
127. **Hipotálamo:** região do cérebro localizada na porção inferior. Está conectado à hipófise. Atua como uma interface entre o sistema nervoso e endócrino. As alterações de fatores ambientais (fotoperíodo, temperatura) são detectados pelo cérebro ou diretamente pelo hipotálamo.
128. **Hipóxia:** reduzida concentração de oxigênio dissolvido na água.
129. **Homeostase (equilíbrio homeostático):** estabilidade do meio interno de um organismo; propriedade autorreguladora de um sistema ou organismo, que permite manter o estado de equilíbrio de suas variáveis.
130. **Hora-grau:** medida obtida pela soma da temperatura da água em que os reprodutores estão a cada hora.

131. **Hormônios:** substâncias químicas que são produzidas no corpo do animal, que vão produzir efeitos específicos (indução ou inibição) em um órgão específico do corpo.
132. **Imunidade:** capacidade do organismo de reconhecer substâncias, considerá-las estranhas e promover uma resposta contra elas, tentando eliminá-las. A imunidade ocorre por meio do reconhecimento, da metabolização, da neutralização e da eliminação de substâncias consideradas estranhas ao organismo.
133. **Imunidade humoral:** subdivisão da imunidade adquirida cuja resposta imunológica é realizada por moléculas existentes no sangue, denominadas anticorpos.
134. **Imunofluorescência:** técnica que permite a visualização de antígenos nos tecidos ou em suspensões celulares, utilizando corantes fluorescentes que absorvem luz e a emitem num determinado comprimento de onda.
135. **Inapetência:** o mesmo que anorexia.
136. **Incremento calórico:** energia decorrente do processo de ingestão de alimentos e necessária para a digestão e utilização metabólica dos componentes da dieta.
137. **Infeccioso:** qualidade do agente que é capaz de produzir uma infecção.
138. **Infectividade:** capacidade de um agente etiológico penetrar, desenvolver-se e multiplicar-se em um hospedeiro, ocasionando uma infecção (e.g.: alta infectividade dos vírus e baixa dos fungos). Laboratorialmente, em animais, pode-se determinar a infectividade em termos de dose infectante.
139. **Inflamação:** resposta às injúrias teciduais, caracterizada pela coloração vermelha, quando ocorre liberação de aminas que causam a vasodilatação, infiltração de células sanguíneas e proteínas e que pode estar associada com a geração de calor além do normal nos vertebrados. Nos invertebrados, a resposta ao dano tecidual causado por um organismo ou corpo estranho.
140. **Íons:** átomo ou molécula que perdeu ou ganhou um ou mais elétrons (Na⁺, Cl⁻).
141. **Juvenil:** fase em que os peixes já apresentam maior resistência ao manejo, termo geralmente utilizado para caracterizar o peixe que seguirá para a terminação, cerca de 10 a 15 cm de comprimento, 60 a 120 dias, e peso entre 35 e 150 g, conforme a espécie.
142. **Larvicultura:** fase de cultivo que antecede à alevinagem e ocorre ainda nas incubadoras, compreendida desde a eclosão da larva até a abertura da boca e início de ingestão de alimento exógeno.
143. **Lesão:** qualquer mudança funcional, patológica ou traumática em um tecido.
144. **Letargia:** apatia.
145. **Leucócitos:** células de defesa dos vertebrados presentes na circulação sanguínea. Os peixes apresentam diversas células de defesa como os linfócitos, monócitos, neutrófilos e eosinófilos. Algumas espécies de peixes apresentam ainda heterófilos ou células granulocíticas especiais.
146. **Leucograma:** parte do exame de sangue que consiste em avaliar os leucócitos.
147. **Linhagem genética:** em melhoramento genético, é um grupo de animais resultante do sucessivo cruzamento de animais consanguíneos.

148. **Lipofílico:** característica do composto que tem afinidade e é solúvel em lipídios.
149. **Lipossolúvel:** característica do composto que é solúvel em lipídios.
150. **Lixiviação:** perda de nutrientes da ração ou do solo por lavagem.
151. **Lordose:** curvatura anormal da coluna vertebral.
152. **Macrófitas:** denominação genérica para qualquer tipo de vegetação que ocorre em ambientes aquáticos. Estas plantas podem ser flutuantes, emersas ou submersas.
153. **Mandíbula:** em vertebrados, é um componente ósseo móvel do crânio, que forma a parte inferior da cabeça.
154. **Mesentério:** membrana conjuntiva que ajuda na sustentação do intestino.
155. **Metabolismo basal:** quantidade mínima de energia necessária para a manutenção das funções vitais.
156. **Metabolismo:** conjunto de processos anabólicos e catabólicos, nos quais substâncias são formadas e degradadas, respectivamente, e energia é disponibilizada para utilização por um organismo.
157. **Metabólito:** qualquer substância produzida ou utilizada durante o metabolismo.
158. **Metaplasia:** alterações do epitélio para adaptação a uma condição adversa.
159. **Micro-organismos halófilos:** Micro-organismos capazes de se desenvolver em locais denominados hipersalinos, ou seja, são capazes de se multiplicar em ambientes (alimentos) contendo concentrações variadas de cloreto de sódio (NaCl). Em tecnologia de alimentos, sua grande importância está associada à contaminação de produtos salgados artesanalmente ou em processos industriais.
160. **Micrópila:** pequena abertura, localizada na superfície do ovócito. Nos peixes, é o único local por onde o espermatozoide pode penetrar no ovócito para fecundá-lo.
161. **Miocardite:** inflamação do miocárdio (parte muscular do coração).
162. **Mioglobina:** hemoglobina do músculo vermelho.
163. **Molécula:** entidade eletricamente neutra, que possui pelo menos dois átomos ligados entre si (ex. H_2O , CO_2 , CH_4 , CO , e outras várias possibilidades de ligações entre os elementos da tabela periódica).
164. **Monossexo:** produção de uma linhagem contendo indivíduos somente de um sexo. Por exemplo, todos os indivíduos são machos.
165. **Morbidade:** expressa o número de portadores de determinada doença em relação à população, em dado local e momento.
166. **Morfologia:** estudo da forma de um organismo ou parte dele.
167. **Mortalidade:** determina o número geral de óbitos em determinado período de tempo com relação à população.

- 168. **Muco:** substância líquida, espessa e viscosa secretada por células presentes em membranas mucosas. Tem função de lubrificar o corpo do peixe, atua na proteção e facilita a locomoção na água.
- 169. **Náuplio:** Fase larval de um crustáceo. Não aparece em todos os tipos, sendo comum em crustáceos pequenos.
- 170. **Neutrófilo:** tipo de célula leucócito do sistema imunológico.
- 171. **Neotropicais:** referentes à ocorrência em região tropical do continente americano.
- 172. **Ninho:** estrutura construída ou utilizada pelos peixes para auxiliar na proteção e cuidado com a desova e prole.
- 173. **Nível trófico:** em ecologia, representa o nível em que uma espécie ou indivíduo ocupa na cadeia alimentar.
- 174. **Nociceptor:** é um receptor sensorial que, quando estimulado por uma ameaça em potencial ao organismo, responde emitindo sinal responsável pela percepção da dor.
- 175. **Onivoria:** refere-se ao hábito de se alimentar de ampla diversidade de fontes alimentares (vegetais e animais).
- 176. **Organolépticas:** características referentes às percepções empíricas dos aspectos de cheiro, sabor, textura e coloração de um determinado alimento.
- 177. **Osmorregulação:** processo pelo qual os organismos regulam a concentração de solutos e solventes no organismo (dentro e fora das células, etc).
- 178. **Osteoclasto:** células do tecido ósseo que são móveis, grandes e multinucleadas que reabsorvem o tecido ósseo, atuando nos processos de remodelação dos ossos.
- 179. **Osteoporose:** absorção do osso pelo organismo, resultando em uma estrutura óssea porosa.
- 180. **Oxidação:** é a perda de elétrons por um átomo, íon ou molécula. Ex: $AlO \rightarrow Al^{+3} + 3 e^-$.
- 181. **Óxido-redução:** reação em que um dos reagentes oxida (perde elétrons) ao mesmo tempo em que outro reagente reduz (ganha elétrons). Ex: $NaCl \rightarrow Na^+ + Cl^- \rightarrow NaCl$.
- 182. **Ovíparos:** organismos cujo embrião se desenvolve dentro de um ovo em ambiente externo à mãe.
- 183. **Ovócito:** célula que se desenvolve no ovário.
- 184. **Patógenos:** organismos (parasitas, bactérias, fungos e vírus) que causam ou podem causar uma doença.
- 185. **Patógeno oportunista:** patógeno capaz de causar doença em hospedeiros imunodeprimidos.
- 186. **Pecilotérmico:** animal cuja temperatura corporal varia com a do ambiente.
- 187. **Peixes migradores:** denominação popular para espécies de peixes que realizam migração no período de reprodução - piracema.
- 188. **Pelágico:** relativo à vida ou ocorrência em áreas de água abertas de lagos ou oceanos.
- 189. **Pélete:** aglomerado de alimento formado por compactação mecânica.

- 190. Perifiton:** refere-se aos detritos acumulados e aos seres vivos (algas, fungos, bactérias e animais) que formam finas camadas sobre superfícies lisas em ambientes aquáticos.
- 191. Permeabilidade:** refere-se à facilidade que a água tem para passar pelos poros existentes no solo e, dessa forma, contribuir para perda de água pela infiltração.
- 192. pH:** termo utilizado para definir a concentração de íons hidrogênio em uma solução aquosa.
- 193. Pineal:** pequena glândula envolvida na tradução dos estímulos ambientais em impulsos hormonais (melatonina) e/ou neurais para o sistema nervoso central e outros sistemas periféricos, controlando, dessa forma, muitos processos fisiológicos, inclusive reprodutivos.
- 194. Plâncton:** organismos que derivam passivamente ou nadam com dificuldade. Incluem plantas e animais microscópicos, como o fito e o zooplâncton.
- 195. Plasticidade do solo:** característica do solo, dependendo do teor de argila e silte, que permite que o solo seja moldado em diferentes formas quando úmido.
- 196. Poliploides:** Animais que possuem mais de dois conjuntos cromossômicos. Se tiverem três, são chamados de triploides, se for quatro, tetraploides.
- 197. População:** grupo de organismos, que acasalam entre si, ocupando uma determinada área geográfica.
- 198. Prebióticos:** substâncias não digestíveis, administradas às rações para manipular a microbiota intestinal, favorecendo a proliferação de micro-organismos desejáveis ao hospedeiro.
- 199. Pressão atmosférica:** é a pressão exercida pela atmosfera em um dado ponto (é igual a 1 atm = 760 mmHg).
- 200. Pressão de vapor:** é aquela exercida pela fase gasosa de um material quando está em equilíbrio com sua fase líquida ou sólida. Ela é diretamente proporcional à temperatura e inversamente à quantidade de sais dissolvidos.
- 201. Prevenção:** conjunto de ações que visam evitar a doença na população, removendo os fatores causais, ou seja, a diminuição da incidência da doença.
- 202. Probiótico:** organismos vivos, principalmente bactérias, administrados como suplemento dietético, que beneficiam a microbiota intestinal do hospedeiro.
- 203. Produtividade primária:** terminologia empregada para a produção de biomassa de algas e micro-organismos plancônicos, a partir de fertilização da água.
- 204. Profilaxia:** conjunto de medidas que visam à prevenção, erradicação ou controle de doenças ou fatos prejudiciais aos seres vivos.
- 205. Progênie:** descendentes de um casal.
- 206. Protozoário:** organismos microscópicos unicelulares, coloniais ou multicelulares simples, que se reproduzem por fissão e vivem em sua maioria na água.
- 207. Prurido:** coceira.

- 208. Quarentena:** período de segurança em que animais recém-adquiridos de outras propriedades permanecem em isolamento e observação, para verificar seu estado sanitário.
- 209. Queratina:** proteína sintetizada por muitos animais para formar diversas estruturas do corpo como as escamas. Mesmo mortas, as camadas de células queratinizadas detêm micro-organismos patogênicos e impedem a desidratação das células adjacentes.
- 210. Química inorgânica:** parte da química que estuda os elementos químicos e substâncias que não possuem carbono (C) ligado em cadeias. Estuda a natureza e propriedades dos ácidos, bases e sais.
- 211. Química orgânica:** parte da química que estuda os compostos de carbono.
- 212. Quimo:** nome dado ao alimento quando este chega ao intestino, depois de passar pelo estômago (ou esôfago em peixes sem estômago).
- 213. Raceway:** modelo de tanque de cultivo no qual a água permanece em movimentação e com elevada taxa de renovação, eliminando resíduos (fezes e sobras de alimento) e possibilitando o cultivo de peixes em altas densidades.
- 214. Rancificação:** alteração química que produz rancidez.
- 215. Rancificação oxidativa:** Tipo muito comum de deterioração de pescados, ocasionado por uma reação espontânea do oxigênio atmosférico com os lipídios presentes nos produtos armazenados. A existência de uma grande quantidade de ácidos graxos poli-insaturados na constituição química dos pescados é um fator acelerador para o aparecimento desse tipo de oxidação, levando à perda de sabor e ao aparecimento de odores e aparência desagradáveis.
- 216. Reação de neutralização:** reação que ocorre quando os reagentes são um ácido e uma base, que reagem formando água e um sal. Ex: $\text{HCl (ácido)} + \text{NaOH (base)} \rightarrow \text{H}_2\text{O (água)} + \text{NaCl (sal)}$.
- 217. Reação química:** é a transformação da matéria que ocorre quando dois ou mais reagentes (substâncias puras), após se chocarem, modificam suas composições químicas, resultando em um ou mais produtos.
- 218. Recria:** fase de cultivo que ocorre após a alevinagem. Destina-se ao crescimento até tamanhos de 35 a 150 g, para que os peixes possam ser levados para a fase de terminação, sem que haja perdas significativas em decorrência da predação.
- 219. Redução:** é a diminuição numérica da carga (ou número de oxidação) de um átomo, íon ou molécula. Ex: $\text{Ag}^+ + \text{e}^- \rightarrow \text{Ag}^0$.
- 220. Reflexo vestibulo-ocular:** é o reflexo que possibilita que os olhos foquem em um determinado ponto, quando a cabeça ou mesmo este ponto estejam em movimento.
- 221. Reofilico:** qualidade dos peixes que realizam migração para reprodução.
- 222. Resistência:** é a capacidade do organismo em controlar os efeitos patogênicos de uma infecção. A um antibiótico ou droga, é a capacidade do micróbio de evitar sua destruição por um antibiótico. Isto pode aumentar as chances da propriedade antigênica do micróbio.
- 223. Resposta imunológica:** mecanismo pelo qual o organismo reconhece e responde ao antígeno.

- 224. Retrocruzamento:** cruzamento de matriz híbrida interespecífica com uma de espécie pura.
- 225. Rotífero:** grupo de micro-organismos componentes do plâncton. São filtradores e alimentam-se de algas e micro-organismos de menor tamanho. Possuem capacidade de locomoção muito limitada e servem de alimento para peixes, principalmente em suas fases iniciais.
- 226. Saco Vitelínico:** estrutura em que as substâncias nutritivas para o embrião são armazenadas.
- 227. Sal:** substância que, quando colocada em solução aquosa, se dissocia em um cátion diferente de H^+ e um ânion diferente de OH^- . Ex: $NaCl \rightarrow Na^+ + Cl^-$.
- 228. Septicemia:** doença sistêmica associada à presença e persistência do micro-organismo patogênico e suas toxinas no sangue. Intoxicação do sangue.
- 229. Síndrome:** conjunto de sinais clínicos que, quando manifestados em conjunto, são indicativos de uma doença distinta ou anormalidade.
- 230. Sistemas de içamento:** plataforma utilizada para rebocamento e retirada dos tanques-rede para fora da água, o que possibilita finalização da despesca, limpeza e eventuais reparos.
- 231. Sistema neuroendócrino:** integra o sistema nervoso e o endócrino. O nervoso é responsável por captar as alterações do ambiente e do organismo do animal. O endócrino é formado por um conjunto de glândulas com função de produção de secreções denominadas hormônios.
- 232. Substância composta:** é a mistura de duas ou mais substâncias puras (ar atmosférico, por exemplo: 78% N_2 , 21% O_2 , 1% outros).
- 233. Substância pura:** é o conjunto de moléculas de uma mesma natureza (O_2 utilizado em hospitais).
- 234. Supermachos:** produção de linhagens de peixes com cariótipo sexual YY ao invés de XY.
- 235. Suscetibilidade:** qualidade do organismo e tendência para contrair enfermidades ou doenças.
- 236. Suscetível:** organismo que não tem imunidade ou resistência a infecções provocadas por outro organismo.
- 237. Talude:** serve para delimitar um viveiro de cultivo e manter o nível da coluna de água.
- 238. Tanque:** termo geralmente utilizado para diferenciar os viveiros de estruturas mais sofisticadas, construídas de alvenaria, concreto ou manta vinílica.
- 239. Teleósteos:** peixes com esqueleto interno ósseo verdadeiro, composto de uma matriz resistente de cálcio e fósforo.
- 240. Temperatura:** mede a energia de movimento das partículas de um sistema (em graus Celsius, Kelvin e Fahrenheit).
- 241. Terminação:** fase de cultivo, pós-recrta, na qual os peixes chegam até o tamanho para despesca e abate.
- 242. Terraceamento:** consiste na alocação de terra em curvas de nível, para reduzir o impacto da chuva na erosão laminar, auxiliando na contenção de enxurradas.
- 243. Terraplenagem:** movimentação de terra necessária para a alocação dos viveiros, taludes, canaletas de abastecimento e valetas de drenagem.

- 244. Treinamento alimentar:** período quando ocorre a transição do alimento vivo para o formulado em peixes.
- 245. Toxicidade:** medida da capacidade de uma substância química ser tóxica, podendo matar ou causar um efeito adverso.
- 246. Toxina:** substância de origem biológica, que provoca danos à saúde de um ser vivo que entra em contato ou a absorve, tipicamente por interação com macromoléculas biológicas, tais como enzimas e receptor.
- 247. Tradagem:** processo de utilização da ferramenta denominada trado para coleta de amostras de solo.
- 248. Transgenia:** gene ou material genético isolado de um determinado organismo (espécie A), que é introduzido em outro organismo (espécie B).
- 249. Vasoconstrição:** redução momentânea no diâmetro de um vaso sanguíneo.
- 250. Vetores:** seres vivos como os artrópodes, moluscos ou homem, que transmitem o agente etiológico entre dois hospedeiros.
- 251. Ventrecha:** denominação popular para a carne da região ventral proximal, que apresenta elevado teor de gordura.
- 252. Vesícula germinal:** núcleo da célula.
- 253. Vinhoto:** resíduo da destilação fracionada do caldo de cana-de-açúcar.
- 254. Vitelogenina:** proteína sintetizada pelas fêmeas durante o ciclo reprodutivo. Produzida no fígado e levada pela corrente sanguínea para os ovários, acumulando-se nos ovócitos para ser utilizada como precursora das reservas nutricionais necessárias para o desenvolvimento dos embriões.
- 255. Viveiro:** estrutura, na maioria dos casos semiescavada, na qual se acumula água para a criação de peixes ou camarões.
- 256. Vivíparos:** animais cujo embrião se desenvolve dentro do corpo da mãe.
- 257. Zoonose:** doença transmissível do animal ao homem e do homem para o animal.
- 258. Zoonótico:** relativo ou pertencente à zoonose.
- 259. Zooplantófago:** peixe que se alimenta de zooplâncton.
- 260. Zooplâncton:** animal componente do plâncton. Ver plâncton.



Na Livraria Embrapa, você encontra
livros, DVDs e CD-ROMs sobre
agricultura, pecuária, negócio agrícola, etc.

Para fazer seu pedido, acesse:
www.embrapa.br/livraria

ou entre em contato conosco

Fone: (61) 3448-4236

Fax: (61) 3448-2494

livraria@embrapa.br

Você pode também nos encontrar nas redes sociais:



[facebook.com/livrariaembrapa](https://www.facebook.com/livrariaembrapa)



twitter.com/livrariaembrapa

Impressão e acabamento
Embrapa Informação Tecnológica

*O papel utilizado nesta publicação foi produzido conforme a certificação
do Bureau Veritas Quality International (BVQI) de Manejo Florestal.*



Pesca e Aquicultura



CGPE 11418