



ALEVINAGEM, RECRIA E ENGORDA DE PIRARUCU

Embrapa







**ALEVINAGEM, RECRIA
E ENGORDA
DE PIRARUCU**



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

ALEVINAGEM, RECRIA E ENGORDA DE PIRARUCU

*EMBRAPA
Brasília, DF
2017*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Pesca e Aquicultura

Prolongamento da Avenida NS 10, cruzamento com a Avenida LO 18, sentido Norte, Loteamento

Água Fria – Caixa Postal n. 90

CEP: 77.008-900, Palmas, TO

Fone: (63) 3229.7800/ 3229.7850

www.embrapa.br

www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Unidade responsável pelo conteúdo e pela edição

Embrapa Pesca e Aquicultura

Comitê Local de Publicações

Presidente: *Eric Arthur Bastos Routledge*

Secretária-executiva: *Marta Eichemberger Ummus*

Membros: *Alisson Moura Santos, Andrea Elena*

Pizarro Muñoz, Hellen Christina de Almeida Kato, Jefferson Cristiano Christofolletti, Luciana Cristine Vasques Villela, Luciana Nakaghi Ganeco Kirschnik e Rodrigo Veras da Costa.

Supervisão Editorial:

Embrapa Pesca e Aquicultura

Revisão de texto:

Embrapa

Foto de capa:

Jefferson Cristiano Christofolletti

Ilustrações, capa, projeto gráfico e editoração eletrônica:

HiDesign Estúdio

1ª edição

1ª impressão (2017): 500 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

Alevinagem, recria e engorda do pirarucu / autores, Adriana Ferreira Lima ... [et al.]. - Brasília, DF : Embrapa, 2017.

152 p. : il. color. ; 28 cm x 21 cm.

ISBN 978-85-7035-669-7

1. Piscicultura. 2. Produção. 3. Peixe nativo. 4. Arapaima gigas. I. Lima, Adriana Ferreira. II. Rodrigues, Ana Paula Oeda. III. Lima, Leandro Kanamaru Franco. IV. Maciel, Patricia Oliveira. V. Rezende, Fabrício Pereira. VI. Freitas, Luiz Eduardo Lima. VII. Dias, Marcos Tavares. VIII. Bezerra, Tácito Araújo. IX. Embrapa Pesca e Aquicultura.

CDD 639.31

© Embrapa 2017

Autores

Adriana Ferreira Lima

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

Ana Paula Oeda Rodrigues

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

Leandro Kanamaru Franco de Lima

Médico-veterinário, doutor em Ciência Animal, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura Palmas, TO

Patricia Oliveira Maciel

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

Fabrcio Pereira Rezende

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

Luiz Eduardo Lima de Freitas

Engenheiro de Pesca, doutor em Aquicultura, pesquisador da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas, TO

Marcos Tavares Dias

Biólogo, doutor em Aquicultura, pesquisador da Embrapa Amapá, Macapá, AP

Tácito Araújo Bezerra

Tecnólogo em Aquicultura, consultor do Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas (Sebrae), Palmas, TO



Apresentação

O pirarucu é uma das espécies nativas prioritárias para o desenvolvimento de pesquisas pela Embrapa. Não somente pelo seu porte e por sua beleza, mas principalmente pelo potencial zootécnico, o que tem atraído empresários para investir em sua produção. Além disso, o sabor e as características da carne têm alcançado admiradores no ramo gastronômico, fortalecendo ainda mais o elo final dessa cadeia produtiva.

Contudo, para viabilizar a cadeia do pirarucu e elevar a espécie do patamar de potencial para realidade competitiva no cenário aquícola, é necessário fortalecer a pesquisa e o desenvolvimento de tecnologias de produção. O Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas (Sebrae) e o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), que abarcou as funções do extinto Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA), entenderam essa necessidade e investiram na Embrapa para o desenvolvimento de pesquisas com o pirarucu. Após três anos de trabalhos com a espécie, apresentamos ao setor produtivo novas bases teóricas para o cultivo.

Em 2015, foi publicado o livro “Manejo de Plantel de Reprodutores de Pirarucu”. Dando continuidade à divulgação de informações técnico-científicas sobre o cultivo do pirarucu, apresentamos esta obra: “Alevinagem, Recria e Engorda do Pirarucu”. Assim como outras publicações da Embrapa, esta apresenta uma linguagem acessível ao seu público-alvo, formado principalmente por produtores e técnicos da assistência técnica e da extensão rural. Dessa maneira, as informações necessárias para o desenvolvimento adequado da produção ficam acessíveis ao público-alvo para que ele possa implantar as práticas descritas e obter ganhos reais na produção do pirarucu.

As pesquisas com o pirarucu na Embrapa começaram de forma pioneira com o pesquisador Emir Palmeira Imbiriba (*in memoriam*), que, desde o início da década de 1980, visualizou o potencial do pirarucu e dedicou parte de sua carreira para avançar no conhecimento sobre a espécie. Seu entusiasmo e suas pesquisas estimularam a nova geração de pesquisadores da Embrapa a seguir com os trabalhos para o desenvolvimento de tecnologias de produção para o pirarucu. Com as nossas sinceras homenagens, dedicamos esse livro ao saudoso Dr. Emir Imbiriba.

O foco da Embrapa é a pesquisa aplicada à cadeia produtiva. Apresentando conhecimentos e tecnologias, esta obra representa o compromisso da empresa em atender aos seus clientes - a sociedade brasileira -, acreditando que a pesquisa é fundamental para desenvolver a piscicultura no país.

Carlos Magno Campos da Rocha
Chefe Geral da Embrapa Pesca e Aquicultura



Prefácio

A produção de pirarucu vem crescendo aceleradamente nos últimos anos, saindo de seis toneladas em 2007 para 8.386 em 2015. Esse crescimento tem resultado em uma elevada demanda do setor produtivo por conhecimentos e tecnologias que permitam avançar ainda mais na produção dessa espécie, que se destaca entre as nativas do Brasil por apresentar elevado potencial de crescimento, carne de alta qualidade proteica e sabor agradável ao paladar dos consumidores nacionais e internacionais.

O extinto Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA), e agora através do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), sensível a demanda do setor aquícola, em especial ao desenvolvimento das espécies nativas Brasileiras, vem recebendo estas demandas do setor produtivo e, desde 2013, viabilizou, em conjunto com o Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas (Sebrae), o Projeto Estruturante do Pirarucu da Amazônia, sendo o mesmo executado pela Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) e parceiros. Este projeto vem desenvolvendo soluções tecnológicas para a cadeia produtiva do pirarucu.

Este esforço vem se concretizando graças as atividades de pesquisa e extensão realizadas nesse projeto, assim como, o uso das informações que foram geradas e acumuladas sobre essa nobre espécie da região Amazônica, permitindo assim um maior avanço do conhecimento com a publicação de documentos técnicos que reúnem conhecimentos e indicações tecnológicas com linguagem voltada para os técnicos e os produtores. Assim em 2016, foi publicado o primeiro livro resultado desta parceria: *Manejo de Plantel de Reprodutores de Pirarucu*. E para abranger toda a cadeia produtiva da espécie, apresentamos aqui mais um livro desta parceria: *Alevinagem, Recria e Engorda do Pirarucu*.

Esperamos que os técnicos e os produtores encontrem neste documento os conhecimentos e as tecnologias necessários para o desenvolvimento desta atividade de forma segura e sustentável e que isso possa colaborar para manter o forte crescimento observado na produção do pirarucu, de forma que possamos ter esta espécie nativa ocupando destaque na produção da aquicultura nacional em alguns anos.

Dayvson Franklin de Souza
Secretário de Aquicultura e Pesca/SAP do Mapa



Prefácio Sebrae

A aquicultura tem registrado avanços significativos nos últimos anos, garantindo oportunidades de bons negócios para grandes, médios e pequenos empresários.

O Brasil apresenta características geográficas e climáticas favoráveis ao desenvolvimento da piscicultura continental e marinha. O país tem se destacado na produção de grãos, considerados a principal matéria-prima para a elaboração de rações. E ainda existe a ser explorada uma ampla diversidade de espécies com excelente potencial de comercialização.

O pirarucu é altamente promissor por suas características de mercado: ausência de espinhas intramusculares, alto rendimento de filé e excelente sabor. Além disso, a identificação regional amazônica tem despertado o interesse de diferentes setores da alta gastronomia no Brasil e no mundo. Com tantas qualidades e demandas por sua carne, há a preocupação em fomentar o cultivo sustentável para que os estoques naturais sejam preservados.

O Sebrae tem investido em parcerias com diferentes instituições governamentais e privadas para dinamizar o cultivo da espécie. São exemplos de trabalhos que deram ou vêm dando frutos aqueles desenvolvidos com o Ministério da Pesca e Aquicultura (MPA) e, atualmente, com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), além da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa).

Como parte do projeto financiado pelo Sebrae e pelo MPA, foram realizadas várias capacitações e consultorias tecnológicas em todos os estados da Região Norte do Brasil sobre o manejo reprodutivo e produtivo do pirarucu. A Embrapa Pesca e Aquicultura teve brilhante contribuição no decorrer do projeto e na realização de pesquisas que revelaram importantes avanços na criação da espécie. Dessa forma, o conteúdo desta publicação engloba importantes aspectos técnicos da alevinagem, recria e engorda do peixe. Trata-se de uma continuidade da obra Manejo de plantel de reprodutores de pirarucu e tem como objetivo disponibilizar conhecimentos práticos e resultados de pesquisas recentes para a estruturação da cadeia produtiva.

Nos próximos anos, o Sebrae pretende continuar ampliando e fortalecendo os pequenos negócios na aquicultura, principalmente em relação ao pirarucu, que, em virtude das possibilidades de bons negócios, atrai grande parcela de pequenos e médios produtores (cerca de 90% do segmento). Por isso, é muito importante garantir a capacitação gerencial, o acesso ao crédito, a assistência técnica e o licenciamento ambiental para que a atividade seja cada vez mais atrativa e sustentável.

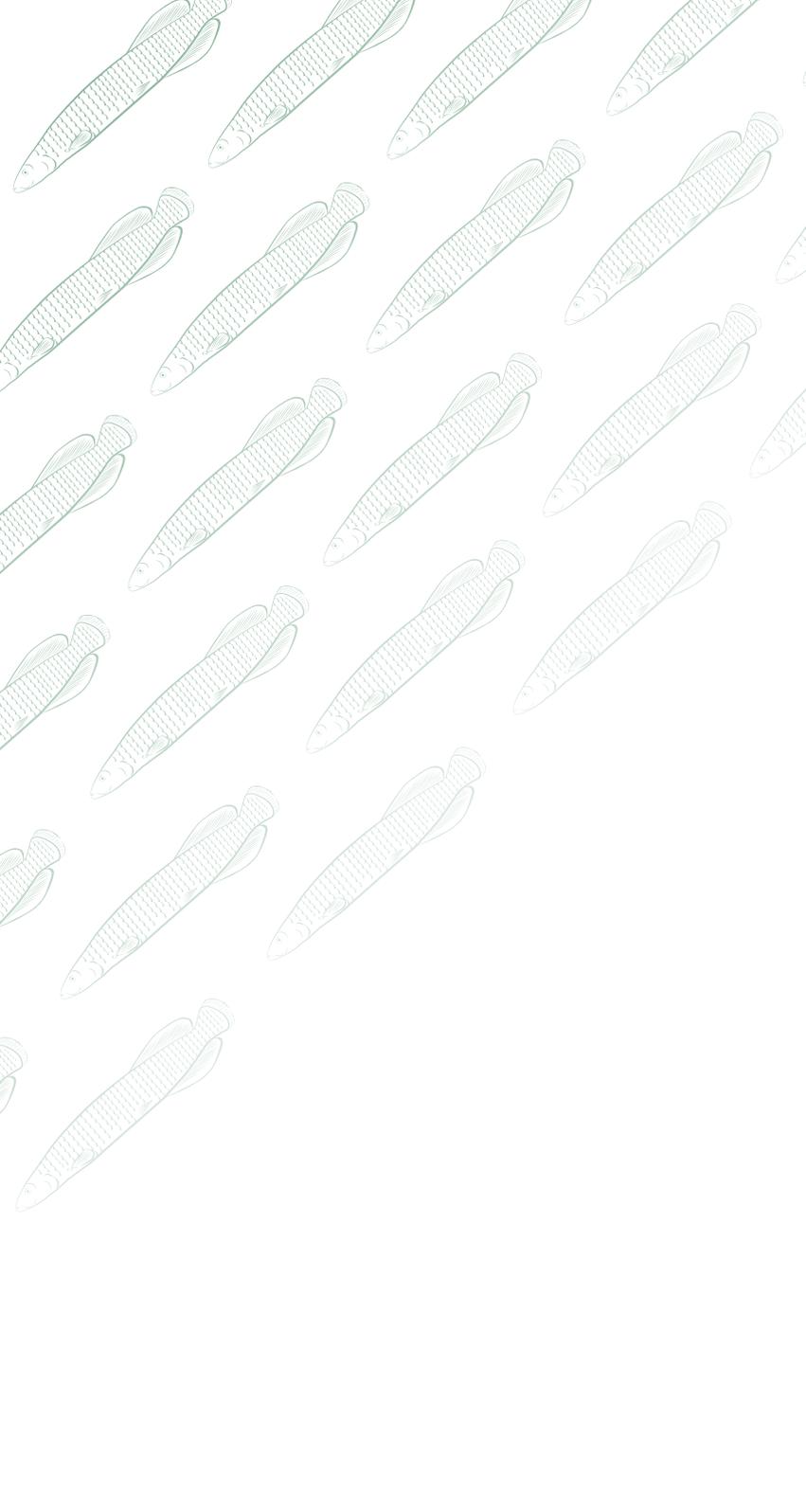
Boa leitura!

Guilherme Afif Domingos
Diretor-presidente do Sebrae



Sumário

1	Introdução	17
2	Alevinagem	21
2.1	Captura de ovos, larvas ou alevinos	22
2.1.1	Identificação da desova	22
2.1.2	Quando capturar os alevinos	24
2.1.3	Captura dos alevinos	25
2.1.4	Transporte dos alevinos para o laboratório	26
2.1.5	Origem dos alevinos	26
2.1.6	Aclimatação dos alevinos	28
2.2	Laboratório de alevinagem	28
2.2.1	Origem e qualidade da água	28
2.2.2	Tipos de estrutura	31
2.2.3	Recepção dos alevinos e quarentena	35
2.3	Tempo de alevinagem	39
2.3.1	Mistura de lotes	39
2.4	Alimentação dos alevinos	40
2.4.1	Alimentação inicial	41
2.4.2	Treinamento alimentar	43
2.4.3	Produção de zooplâncton em viveiros escavados	47
2.4.4	Coleta de zooplâncton	50
2.4.5	Confecção da rede de zooplâncton	51
2.4.6	Produção de náuplios de artêmia	53
2.5	Sanidade na alevinagem	54
2.6	Controle da produção na alevinagem	58
2.7	Comercialização de alevinos	59
2.7.1	Transporte de alevinos	59
2.7.2	Tamanho do alevino	60
2.7.3	Preço do alevino	61
2.8	Treinamento de mão de obra	61
3	Recria e engorda	63
3.1	Estruturas de cultivo	64
3.1.1	Viveiros escavados	65
3.1.2	Barragens	69



3.1.3	Tanques-rede	70
3.1.4	Caixas d'água	72
3.1.5	Tanques de lona vinílica	73
3.2	Recepção dos animais na recria e engorda	73
3.2.1	Como avaliar o treinamento alimentar dos alevinos?	74
3.2.2	Como avaliar a saúde dos alevinos?	74
3.3	Preparação do viveiro para produção	76
3.4	Qualidade da água na recria e engorda	77
3.5	Biometria	79
3.6	Alimentação	85
3.6.1	Escolha da ração para o pirarucu	85
3.6.2	Armazenamento da ração	88
3.6.3	Fornecimento da ração	88
3.6.4	Ajuste da alimentação	91
3.6.5	Conversão alimentar	93
3.6.6	Peixes forrageiros	95
3.7	Sanidade na engorda	96
3.7.1	Registros de mortalidade como medida profilática e de acompanhamento	97
3.7.2	Descarte de animais mortos	98
3.7.3	Tratamentos de doenças	99
3.8	Controle da produção na recria e engorda	102
4	Despesca, insensibilização e abate	104
5	Processamento e comercialização	111
6	Passos para o diagnóstico de doenças	116
7	Principais doenças de pirarucus no cativeiro	121
8	Referências	142



INTRODUÇÃO

O pirarucu *Arapaima gigas* vem sendo elencado como uma das espécies nativas potenciais para a piscicultura no Brasil há algumas décadas, devido a características como rápido crescimento (atinge até 10 kg em apenas um ano de cultivo), respiração aérea e tolerância a altos níveis de amônia na água, além de possuir filé ausente de espinhas, com cor clara e sabor suave. Porém, apenas nos últimos anos vem se verificando um crescimento significativo na produção da espécie em cativeiro. Esse crescimento vem sendo impulsionado por incentivos governamentais em alguns estados e investimentos privados, aliados a um maior conhecimento sobre as características produtivas da espécie.

A produção do pirarucu em cativeiro é baseada em três segmentos principais: os produtores de alevinos, os produtores com fins de comercialização de pescado (peixe após engorda) e as indústrias de processamento de pescado. Cada segmento envolve etapas cujas especificidades diferenciam a produção do pirarucu de outras espécies de peixes, sendo necessário conhecê-las para a melhor eficiência produtiva. Particularidades relacionadas à reprodução da espécie já foram descritas no livro "Manejo de Plantel de Reprodutores de Pirarucu¹". Neste livro, portanto, são detalhados os cuidados que envolvem as fases de alevinagem, recria, engorda e processamento do pirarucu. Para isso, é importante a definição inicial de cada uma dessas fases.

Os termos alevinagem, recria e engorda são amplamente utilizados na produção de peixes. É importante destacar que essas são as fases de produção geralmente adotadas pelos produtores de pirarucu e que não necessariamente refletem com exatidão os estágios de desenvolvimento do ciclo de vida da espécie descritos na literatura científica.

A alevinagem do pirarucu inicia com a captura dos alevinos², retirando-os do cuidado parental. Compreende a fase de treinamento alimentar e finaliza quando o peixe atinge em torno de 10 cm a 20 cm. É geralmente conduzida pelos produtores que realizam a reprodução do pirarucu para a produção de alevinos. A recria, por sua vez, inicia com alevinos de 10 cm a 20 cm e finaliza quando os animais atingem de 0,5 kg a 1,0 kg. Essa fase, geralmente, é a primeira realizada nas propriedades que destinam a produção para fins de comercialização de pescado. Antecede a fase de engorda e tem por objetivo criar os peixes em estruturas de cultivo menores, com maior proteção contra predadores, até que atinjam tamanho suficiente para seguirem em estruturas maiores, otimizando, dessa forma, sobrevivência, manejo, mão

1 LIMA, A.F.; VARELA, E.S.; MACIEL, P.O.; ALVES, A.L.; RODRIGUES, A.P.O.; TORATI, L.S.; MATAVELLI, M.; BEZERRA, T.A. Manejo de plantel de reprodutores de pirarucu. Brasília: Embrapa, 2015. 108p.

2 Poucos produtores iniciam a alevinagem com ovos e/ou larvas de pirarucu, devido às dificuldades atuais em coletar e manter em laboratório esse tipo de material.

de obra e estruturas produtivas da propriedade. A fase de engorda inicia com animais entre 0,5 kg e 1,0 kg e se estende até os peixes atingirem o peso comercial, que geralmente varia entre 10 kg e 13 kg, de acordo com o mercado atendido e as condições locais. Na Figura 1 são resumidas as principais características de cada fase da produção do pirarucu.

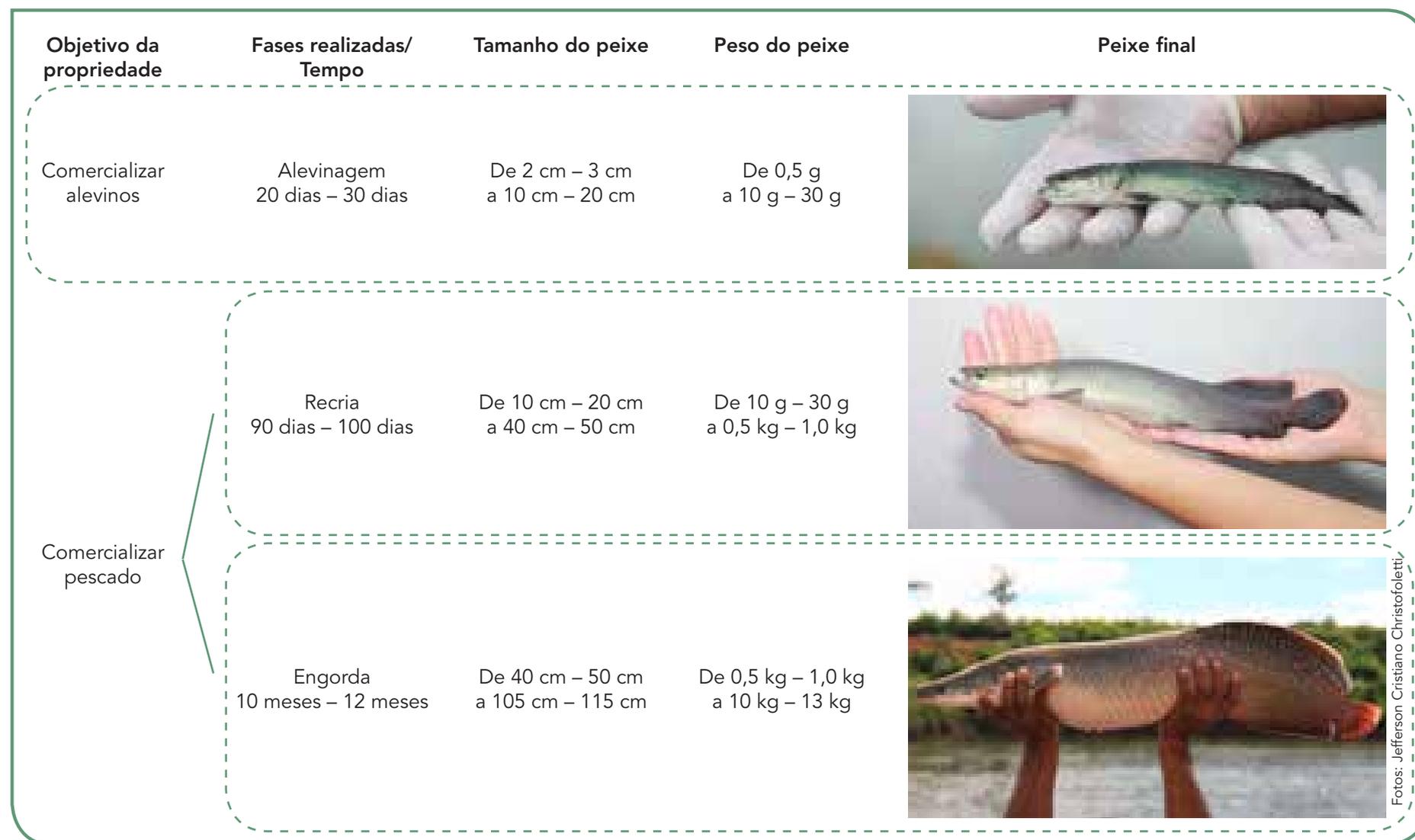


Figura 1. Esquema representativo das fases de produção do pirarucu.

O que é larva, alevino e juvenil?

Associado a essas fases de produção temos o uso dos termos larva, alevino e juvenil para denominar os estágios de desenvolvimento dos peixes na piscicultura. O uso desses termos pelos produtores obedece à lógica das fases de produção, não correspondendo, no entanto, à nomenclatura científica das fases de desenvolvimento da espécie. Em alguns casos, é a origem do nome da fase de produção correspondente, como, por exemplo, a fase de alevinagem, que corresponde à produção do alevino. Na Figura 2, apresentamos a definição de cada um desses termos pelos produtores e pela comunidade científica.

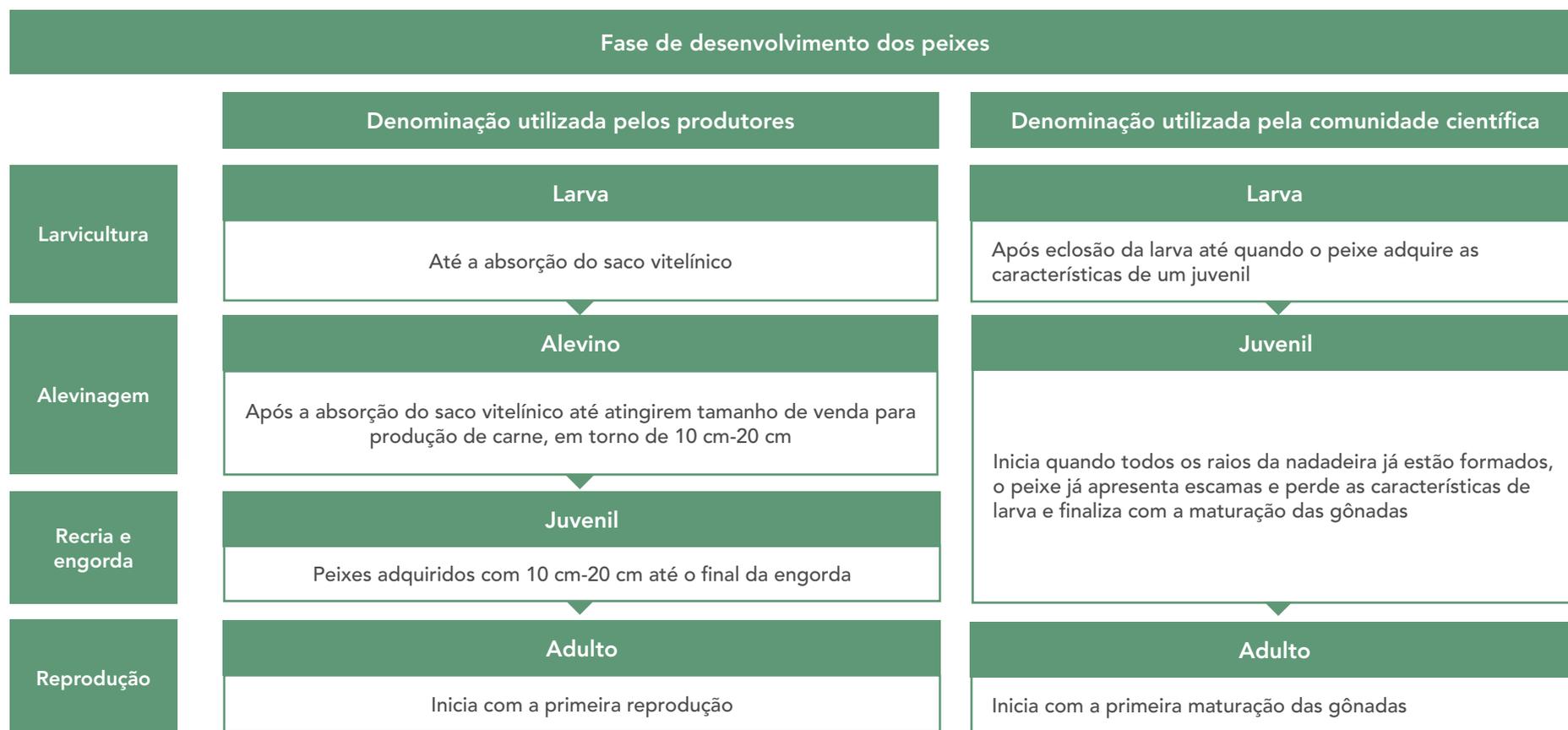


Figura 2. Denominação dada pelos produtores e comunidade científica às diferentes fases de desenvolvimento dos peixes, com destaque para o pirarucu.

Fonte: Miller e Kendell (2009) e Zaniboni Filho (2000).



ALEVINAGEM



Figura 3. Alevinos de pirarucu após captura em viveiro.

2.1 Captura de ovos, larvas ou alevinos

A identificação da presença de ovos ou larvas de pirarucu nos viveiros e barragens é um procedimento difícil para os produtores, pois depende de uma contínua e atenta observação do comportamento dos reprodutores. Por isso, em geral, a alevinagem do pirarucu já se inicia com alevinos, cuja observação e captura é facilitada pelo fato de subirem à superfície para respirar (FONTENELE, 1948) (Figura 3).

2.1.1 Identificação da desova

Em geral, antes da visualização dos alevinos no ambiente de cultivo, alguns comportamentos dos reprodutores podem ser observados para auxiliar na identificação da desova ou da sua proximidade (FONTENELE, 1948; GUERRA, 2002; ONO; KEHDI, 2013). Esses comportamentos são facilmente observados em campo e podem ser utilizados para o acompanhamento reprodutivo do plantel. Destacamos os seguintes comportamentos e sua relação:

- Os reprodutores nadam sempre lado a lado no viveiro (Figura 4). Este comportamento pode indicar a formação de um casal;

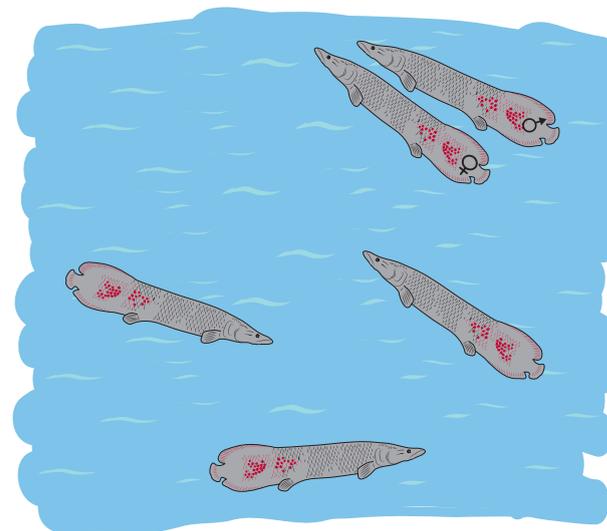


Figura 4. Esquematização de um viveiro com cinco peixes reprodutores, com a formação de um casal entre eles.

- Os animais demonstram comportamentos de luta e uma natação diferenciada em alguns dias, com movimentos circulares, próximos à superfície. Esses comportamentos podem evidenciar o processo de escolha do parceiro, acasalamento e cópula (FONTENELE, 1948; NEVES, 1995);
- Reprodutores diminuem ou até cessam o consumo de alimento, o que pode indicar a reprodução;
- Água com sedimento em suspensão apenas em uma determinada área do viveiro pode ser sinal que os reprodutores estão cavando o ninho;
- Os animais ficam parados em um único ponto do viveiro por alguns dias (cerca de nove dias), às vezes, com a cabeça sempre voltada para o sedimento (Figura 5). Esse comportamento pode evidenciar o cuidado com os ovos ou as larvas no ninho. Aproximadamente sete dias após a desova, as larvas sobem à superfície para respirar (FONTENELE, 1948). Neste momento, já podem ser observadas nos viveiros ou barragens, nadando sobre a cabeça do reprodutor responsável principal pelo cuidado parental.

Realizando o acompanhamento desses comportamentos, é possível que o produtor perceba a desova antes da eclosão das larvas, quando ainda se têm ovos nos ninhos. Contudo, a captura e manutenção de ovos e larvas de pirarucu é um procedimento ainda pouco comum e com manejo pouco definido (FONTENELLE, 1948; GUERRA, 2002; HALVERSON, 2013). No geral, os produtores visualizam os alevinos (cerca de sete a nove dias após a eclosão) (Figura 6) e procedem à captura dos mesmos.

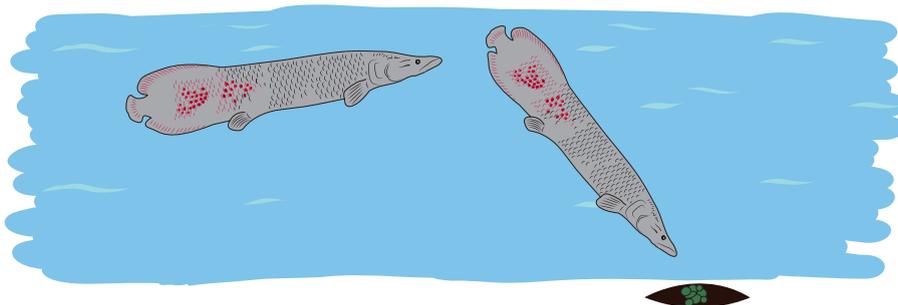


Figura 5. Esquema do pirarucu em um viveiro, realizando o cuidado dos ovos no ninho, assumindo uma posição quase vertical, com a cabeça voltada para o fundo do viveiro.



Foto: Tácito Araújo Bezerra



Foto: Jefferson Cristiano Christofoletti

Figura 6. Alevinos (seta vermelha) nadando sobre a cabeça de um dos reprodutores (A e B), com o segundo reprodutor nadando próximo a estes (seta azul).

2.1.2 Quando capturar os alevinos

A decisão do melhor momento para captura dos alevinos deve considerar a disponibilidade de infraestrutura na propriedade para manutenção destes e a disponibilidade de pessoal para o manejo. Quanto mais cedo se capturar o cardume, maior o número de indivíduos capturados na nuvem, pois os alevinos de pirarucu são predados nos viveiros por pássaros (durante o dia), morcegos (durante a noite) e outros peixes, sendo presas relativamente fáceis quando sobem à superfície para respirar. Por isso, quanto mais tempo os animais ficam sob o cuidado parental, maior é a possibilidade de perdas e menor o número de alevinos capturados (FRANCO-ROJAS, 2005; GUERRA, 2002; ONO et al., 2004).

Por outro lado, se os animais forem capturados muito pequenos, provavelmente irão passar um tempo maior no laboratório sendo alimentados apenas com zooplâncton³ até que estejam aptos para iniciar o treinamento alimentar, demandando um manejo produtivo mais intenso e uma maior experiência do produtor, mas com perspectiva de se ter uma maior quantidade de alevinos capturados. Não há um consenso acerca do melhor tamanho para capturar os alevinos e levá-los ao laboratório para iniciar o treinamento alimentar. Fontenele (1948) e Franco-Rojas e Peláez Rodríguez (2007) afirmam que já é possível fazer esse procedimento quando os animais estão com quatro centímetros, enquanto Halverson (2013) e Pereira Filho e Roubach (2010) afirmam que os animais devem iniciar o treinamento alimentar quando possuem cerca de sete centímetros.

Outro ponto a ser considerado e que vem sendo relatado constantemente por produtores é que as ninhadas de pirarucu desaparecem repentinamente do ambiente de cultivo. Como as larvas já podem ser visualizadas quando possuem apenas 17,5 mm (FONTENELE, 1948), produtores vêm informando que visualizam a ninhada e aguardam alguns dias para capturá-las com tamanho maior. Mas, durante esse período, elas “desaparecem” completamente, sem indícios de mortalidade. A causa desse desaparecimento ainda não foi elucidada. Contudo, é importante que o produtor saiba do risco de perda total da produção caso opte por deixar os alevinos por maior tempo no ambiente de cultivo, a fim de minimizar o manejo em laboratório. Além disso, quanto maior o tamanho dos alevinos, maior a dificuldade em capturá-los devido à agilidade dos animais (HALVERSON, 2013), o que também deve ser considerado pelo produtor. Ao comparar a sobrevivência de alevinos sob cuidado parental

³ Considerando que o zooplâncton é o alimento mais utilizado na alevinagem do pirarucu, em muitos momentos deste livro, o alimento natural será diretamente chamado ou relacionado com o zooplâncton.

ou movidos para laboratório durante três semanas, observou-se que aqueles que foram deixados com os pais em viveiro apresentaram uma sobrevivência de 30%, enquanto aqueles mantidos em laboratório apresentaram uma sobrevivência de 73% (FRANCO-ROJAS, 2005), demonstrando que a retirada dos alevinos do cuidado parental é mais eficiente em termos de sobrevivência.

2.1.3 Captura dos alevinos

A captura dos alevinos pode ser realizada por meio de algumas estratégias: (I) passar uma rede de arrasto com malha pequena em todo o viveiro e, ao fechar a rede, aguardar os reprodutores saltarem para fora do cerco e então terminar de passar a rede capturando apenas os alevinos (Figura 7A); (II) usar um grande puçá e, com auxílio de um barco para se aproximar dos reprodutores, aguardar que os alevinos subam para respirar para capturá-los (Figura 7B). Dependendo das dimensões do viveiro, com um grande puçá de cabo longo, é possível fazer a captura dos alevinos do talude; (III) usar tarrafas para captura dos alevinos, com auxílio de um barco (GUERRA, 2002; IMBIRIBA, 1994, 2001). Todas as formas são eficientes e podem ser utilizadas tanto em viveiros quanto em barragens. Entretanto, o uso de redes de arrasto (estratégia I), em geral, ocorre em viveiros escavados, pois estes possuem dimensões que permitem o manejo de redes com malha muito pequena. Já a captura com puçás e com tarrafas (estratégias II e III) são mais utilizadas em barragens, devido ao tamanho e dificuldade na passagem de rede. Entretanto, ressalta-se que o uso de tarrafas pode machucar os alevinos, devendo, portanto, ser evitado pelo produtor. O uso de puçás na captura é a estratégia utilizada pela maioria dos produtores de pirarucu (REBELATTO JUNIOR et al., 2015).



Foto: Alexandra Bentes



Foto: Tácito Araújo Bezerra

Figura 7. Captura de alevinos utilizando rede de arrasto de malha pequena (A) e usando barco e puçá (B).



Figura 8. Alevinos de pirarucu sendo transferidos do viveiro para laboratório em baldes (A e B) e caixas de transporte (C).

O ideal é fazer a captura de forma mais precisa possível, buscando capturar todos os indivíduos em um único manejo. Caso a captura não seja total em apenas um manejo, é indicado esperar algumas horas ou até mesmo um dia para que o reprodutor reúna o cardume novamente, de forma a facilitar uma nova tentativa. Os animais que não foram capturados na primeira tentativa podem ficar temporariamente mais expostos à predação, devido à ausência, mesmo que por curto período, do cuidado parental. Por isso, a necessidade de fazer o procedimento de forma mais precisa possível.

Outro aspecto interessante que vem sendo relatado é que, quando os alevinos não são capturados, os reprodutores continuam exercendo o cuidado parental, o que pode ocorrer por até dois meses após a desova (BARD; IMBIRIBA, 1986; FRANCO-ROJAS, 2005), impedindo a ocorrência de novas desovas no mesmo período reprodutivo (HALVERSON, 2013), o que não é interessante para o produtor de alevinos.

2.1.4 Transporte dos alevinos para o laboratório

O transporte dos alevinos para o laboratório depende da distância do viveiro ou barragem para a estrutura de alevinagem. Caso sejam próximos, os animais podem ser transferidos com auxílio de sacos plásticos e/ou baldes utilizando a mesma água do viveiro ou barragem (Figura 8A e 8B). Se a distância for grande, necessitando de um tempo de transporte maior que 30 minutos, sugere-se utilizar caixas de transporte (Figura 8C). Tanto em baldes, quanto nas caixas de transporte, é importante evitar movimentos bruscos, considerando a fragilidade dos animais. Nessa fase, os peixes são mais sensíveis, por isso, devem-se dobrar também os cuidados com a manipulação dos animais. O uso de puçás com malha delicada que não permita o emalhe dos animais é fundamental para a segurança do procedimento (Figura 9A). Quando o alevino de pirarucu é machucado, são abertas portas para infecções secundárias, que podem ocasionar mortalidades (Figura 9B).

2.1.5 Origem dos alevinos

Tem sido recorrente o relato de produtores de alevinos que afirmam realizar alevinagem de peixes nascidos não apenas em suas propriedades, mas também em propriedades parceiras, arranjo de produção descrito por Halverson (2013). Esses produtores capturam as nuvens de alevinos em propriedades de produtores parceiros e transportam para seus laboratórios. Essa é uma prática interessante, se considerarmos que permite um escalonamento da produção de alevinos, e a especialização para cada elo da cadeia produtiva. Adicionalmente, é comum a

existência de produtores que possuem poucos casais em sua piscicultura e, como não têm na criação do pirarucu sua atividade econômica principal ou sequer para fins comerciais, não realizam o manejo dos reprodutores e alevinos, não ofertando os animais no mercado. Com isso, esse tipo de parceria permite um maior aproveitamento dos plantéis de reprodutores existentes e, conseqüentemente, uma maior disponibilidade de alevinos no mercado.

Por outro lado, diante desta prática, alguns pontos precisam ser considerados. Para fins de rastreamento, por exemplo, é importante que esse produtor de alevinos mantenha esse lote de animais identificado e separado na propriedade. De forma que, ao final da alevinagem, ele consiga identificar a origem de cada alevino que ele tenha no laboratório. Essa prática permitirá, ainda, que o produtor possa comercializar animais rastreados quanto à origem, que além de serem comercializados para fins alimentares, podem ser futuramente comercializados como reprodutores. Permitirá também ao produtor avaliar se os alevinos de cada lote apresentam vantagens ou desvantagens em relação à sobrevivência, facilidade no treinamento alimentar, resistência a doenças, resposta ao manejo e outras informações importantes para o acompanhamento da qualidade da alevinagem realizada. Adicionalmente, o desempenho do alevino em laboratório pode ser influenciado pela condição nutricional do reprodutor, o que só poderá ser verificado se houver o controle de origem de cada lote. Outro ponto importante a se considerar é a qualidade sanitária dos alevinos oriundos de outras propriedades, pois estes podem ser um veículo de contaminação para a propriedade, sendo de extrema importância à realização do procedimento de quarentena, descrito no tópico "Recepção dos alevinos e quarentena".



Foto: Jefferson Cristiano Christofolletti



Foto: Adriana Ferreira Lima

Figura 9. Alevinos sendo manipulados em puçás com redes delicadas (A) para evitar injúrias aos animais (seta) (B).



Figura 10. Alevinos sendo aclimatados na estrutura de cultivo em laboratório.

2.1.6 Aclimação dos alevinos

Como o transporte dos alevinos do viveiro ou barragem para o laboratório deve ser realizado com a mesma água do viveiro ou barragem, ao chegar ao laboratório é necessário proceder à aclimação dos peixes, de forma a evitar mortalidades por diferenças na qualidade de água, em especial, temperatura. Em geral, diferenças de mais de 3°C e duas unidades de pH geram um grande estresse no peixe (OSTRENSKY; BOEGER, 1998). Para isso, deve-se iniciar uma mistura lenta e gradual da água de transporte com a água do laboratório para, somente depois, realizar a liberação dos animais na água do laboratório (Figura 10). Esse procedimento deve durar no mínimo 30 minutos.

2.2 Laboratório de alevinagem

2.2.1 Origem e qualidade da água

O cuidado com a água de abastecimento é fundamental para a fase de alevinagem em laboratório do pirarucu. A origem da água, em especial, deve ser conhecida, para evitar contaminação oriunda de outros cultivos de peixes ou mesmo por dejetos químicos e orgânicos (excrementos de animais, do homem ou de lavouras). A água utilizada pode vir de córregos, rios, barragens ou até mesmo poços. No caso do uso de água de poço, devem-se verificar os níveis de gás carbônico, pois altos níveis desse gás são comuns em águas subterrâneas e podem causar mortalidade dos peixes. Além do gás carbônico, gás metano, amônia e ferro também são encontrados em água dessa origem e devem ter seus níveis investigados.

No caso da água de rios e córregos cuja nascente esteja localizada fora da propriedade, é interessante verificar as atividades praticadas nas propriedades a montante, pois podem estar presentes na água altas concentrações de agrotóxicos ou outros produtos químicos, excesso de matéria orgânica ou até mesmo patógenos para os peixes. Na captação de água diretamente de corpos naturais, é indicado instalar um filtro do tipo bag com malha fina, geralmente daquelas utilizadas para coleta de zooplâncton, ou um conjunto de telas (Figura 11) para evitar o acesso de peixes não pertencentes ao cultivo, bem como de parasitos e suas formas de dispersão (ovos e larvas), além de impedir a entrada de restos vegetais, macrófitas e galhos oriundos do ambiente natural.



Foto: Adriana Ferreira Lima



Foto: Patricia Oliveira Maciel

Figura 11. Captação de água para piscicultura, com uso de telas (seta) para contenção de materiais indesejados (A) ou filtro do tipo bag (B).

É comum em muitas propriedades a instalação de laboratórios próximos aos viveiros ou barragens e a captação de água diretamente dessas fontes. Se tais estruturas forem utilizadas para produção ou manutenção de outros peixes, incluindo o pirarucu, o abastecimento do laboratório com esta água é uma prática desaconselhável pelo fato de conter maiores níveis de matéria orgânica, situação favorável para o desenvolvimento de patógenos. Adicionalmente, existe, ainda, a possibilidade de transmissão horizontal de patógenos por meio da água ou do zooplâncton contaminado.

Caso a água de origem tenha elevada turbidez, é aconselhável o uso de filtro para a retirada do excesso de material em suspensão. Como o pirarucu é um predador visual, o uso de água com elevada turbidez pode prejudicar a identificação e captura do alimento, seja natural ou ração, e, com isso, dificultar o manejo e o treinamento alimentar. Além disso, o uso de águas com elevada turbidez faz com que o animal apresente baixa capacidade visual e, por isso, podem ocorrer mordidas acidentais entre eles, causando lesões, principalmente na cauda, que evoluem para infecções secundárias (Figura 12). Dessa forma, a água utilizada para alevinagem em laboratório deve possuir uma alta transparência.



Foto: Tácito Araújo Bezerra

Figura 12. Alevino de pirarucu apresentando lesão na nadadeira caudal (seta).

Em relação aos demais parâmetros de qualidade de água, destaca-se a temperatura, que deve estar entre 25°C e 32°C, temperatura ideal para peixes tropicais, sendo a faixa de 26°C a 28°C, a mais confortável para o pirarucu (FARIA et al., 2013; FRANCO-ROJAS; PELAÉZ RODRÍGUEZ, 2007). Nesse contexto, é interessante ressaltar um problema geralmente negligenciado nos laboratórios: as variações diárias da temperatura da água do ambiente de produção. Mesmo sendo geralmente um ambiente mais protegido do sol, a temperatura da água do laboratório pode variar bastante, sendo necessário fazer o acompanhamento da variação diária deste parâmetro. Se esta for maior que 2°C, o que ocasiona grande estresse aos peixes, é indicada a utilização de aquecedores com termostato para tornar o ambiente mais favorável à produção.

Em relação ao gás carbônico, recomenda-se que os níveis sejam mantidos abaixo de 20 mg/L na água (ONO; KEHDI, 2013; OSTRENSKY; BOEGER, 1998). O acúmulo de gás carbônico no sangue dos peixes afeta o processo respiratório, afetando principalmente peixes pequenos (ONO; KEHDI, 2013; OSTRENSKY; BOEGER, 1998). Peixes nadando lentamente na água pode ser indicativo que o nível deste gás está alto. É possível observar esse comportamento, também, quando alevinos são mantidos por longo tempo em caixas sem renovação de água.

Quanto aos níveis de oxigênio dissolvido, sabe-se que o pirarucu suporta ambientes com baixas concentrações desse gás, pois apresenta respiração aérea obrigatória. Todavia, durante a fase de alevinagem ocorre uma transição no animal, que passa de uma respiração branquial para aérea (BRAUNER et al., 2004) e, dependendo do tamanho que o alevino for capturado, essa transição ainda não está completa, de forma que o alevino ainda absorve oxigênio pelas brânquias. Por isso, é importante a manutenção de teores de oxigênio dissolvido acima de 5,0 mg/L (HALVERSON, 2013).

A amônia é apontada como um parâmetro para o qual o pirarucu possui maior tolerância (CAVERO et al., 2004). Entretanto, os estudos nessa área foram desenvolvidos com peixes de 2,6 kg, exemplares maiores do que aqueles comumente estocados nos laboratórios para a alevinagem. Por isso, é importante cautela na exposição dos animais a altos níveis de amônia, sendo interessante a manutenção da concentração de amônia total abaixo de 0,05 mg/L (FARIA et al., 2013). Cabe observar que o fato do animal tolerar altos ou baixos níveis de uma substância na água não necessariamente significa que seu crescimento e bem-estar não estão sendo prejudicados.

Em relação aos demais parâmetros, recomenda-se a manutenção dos níveis indicados para a produção de peixes tropicais: pH entre 6,5 e 8,0 e alcalinidade e dureza acima de 20 mg de CaCO₃/L (FARIA et al., 2013; FRANCO-ROJAS; PELAÉZ RODRÍGUEZ, 2007; OSTRENSKY; BOEGER, 1998).

2.2.2 Tipos de estrutura

A alevinagem do pirarucu é desenvolvida principalmente em caixas d'água, mas há produtores que a desenvolvem em viveiros escavados (REBELATTO JUNIOR et al., 2015). As caixas d'água permitem um maior controle da produção, com possibilidade de classificação dos animais por tamanho, observação do comportamento, controle da qualidade da água e manutenção de ambiente propício. No entanto, exigem maiores cuidados com limpeza, aspectos sanitários, qualidade da água e, sobretudo, com a alimentação, já que os alevinos dependerão única e exclusivamente do fornecimento do alimento (zooplâncton ou ração) pelo tratador. Já os viveiros apresentam a facilidade de reduzir o manejo, principalmente de coleta e oferta do zooplâncton na fase antes e durante o treinamento alimentar, pois este já estará disponível na água. Porém, é importante destacar que a dificuldade em observar o comportamento e ingestão alimentar pelos peixes e a grande disponibilidade de zooplâncton nos viveiros podem prejudicar o sucesso do treinamento alimentar, o que terá grande impacto se, após a alevinagem, os animais foram submetidos a um ambiente de produção intensiva, como tanques-rede, raceways e tanques de lona vinílica, onde praticamente não há disponibilidade de alimento natural. Além disso, nos viveiros o acompanhamento sanitário dos animais fica prejudicado. Por esse motivo, os laboratórios são ambientes mais propícios para a condução desta fase.

Os laboratórios são os locais onde as caixas d'água com os alevinos são mantidas. Podem ser estruturas bem simples ou galpões. Considerando que os alevinos são facilmente predados por aves, é importante que o laboratório seja preferencialmente coberto e protegido com telas nas aberturas (Figura 13).

Nos laboratórios, as estruturas mais recomendadas para a estocagem dos animais são as caixas d'água, que podem ser de vários tamanhos e formatos (Figura 13). Caixas entre 1.000 L e 2.000 L circulares, de polietileno ou fibra de vidro, são as mais utilizadas (REBELATTO JUNIOR et al., 2015). As caixas em formato de oito são pouco recomendadas, pois não são tão eficientes no processo de autolimpeza. Mais recentemente, os produtores têm adotado caixas circulares de borda baixa (Figura 13F), que têm um aproveitamento mais eficiente do volume quando comparado às caixas tradicionais (Figura 13A), que são abastecidas com volume de água menor, de forma a manter uma pequena coluna de água (50 cm – 70 cm), já que os alevinos apresentam a necessidade de subir constantemente à superfície para respirar.

Alevinagem, Recria e Engorda de Pirarucu

Foto: Marcela Mataveli

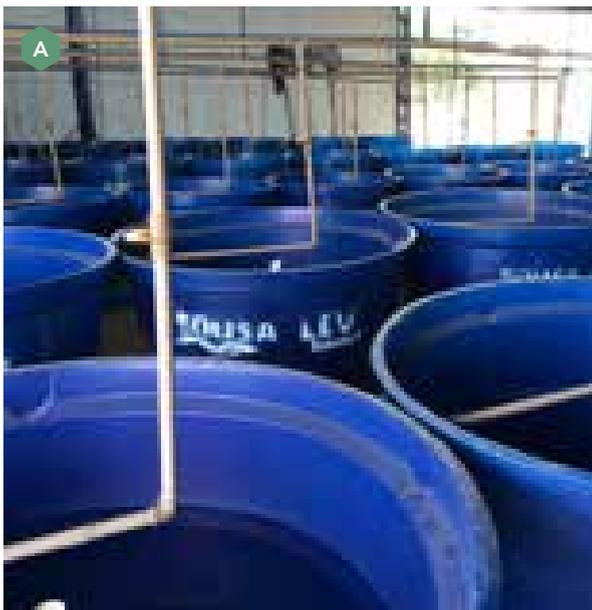


Foto: Adriana Ferreira Lima



Foto: Fabrício Pereira Rezende



Foto: Fabrício Pereira Rezende

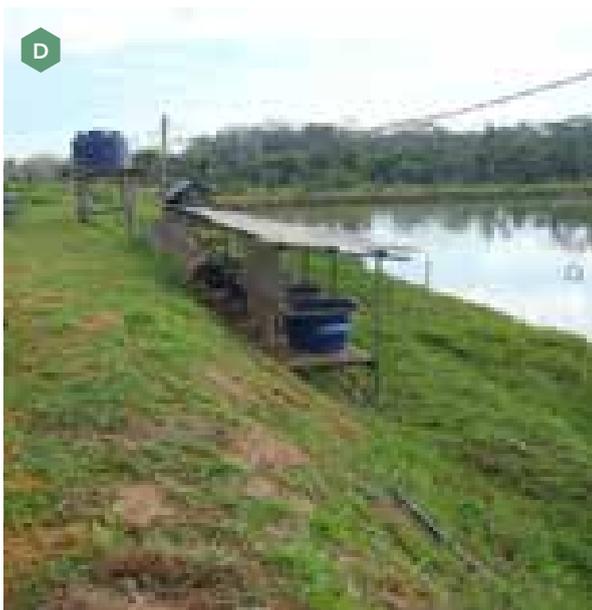


Foto: Adriana Ferreira Lima



Foto: Adriana Ferreira Lima



Figura 13. Laboratórios para realização da alevinagem do pirarucu. Estruturas fechadas (A e B), estrutura parcialmente fechada, mas protegida com telas (C) e estruturas abertas (D, E e F), todas com caixas d'água para manutenção dos animais.

Muitos produtores têm realizado também a adaptação de piscinas para a produção de alevinos (Figura 14). Estas, quando circulares e adaptadas com um escoamento central, também podem ser uma alternativa. As de formato quadrado devem ser evitadas, pois não permitem uma autolimpeza eficiente, acumulando sujidades e, com isso, tornando o ambiente propício a problemas sanitários. No entanto, o tempo de vida útil desses tipos de estrutura é menor quando comparados às caixas d'água.

Sistema de abastecimento

O abastecimento das caixas deve ser individual e independente. A água pode entrar no sistema em jato único ou múltiplo (Figura 15). Porém, é necessário que o posicionamento da entrada de água resulte em uma corrente circular na caixa, o que vai auxiliar a autolimpeza da mesma, na medida em que haverá uma concentração dos resíduos no centro da caixa. Essa formação de corrente na caixa é que vai indicar a taxa de renovação que deve ser adotada no sistema. A corrente deve ser constante para concentrar os resíduos na região central, mas não deve ser forte para que não cause estresse aos animais.

Fotos: Adriana Ferreira Lima



Figura 14. Uso de piscinas para manutenção dos alevinos de pirarucu.



Fotos: Adriana Ferreira Lima

Figura 15. Sistema de abastecimento de água com jato único (A) e jato múltiplo (B).



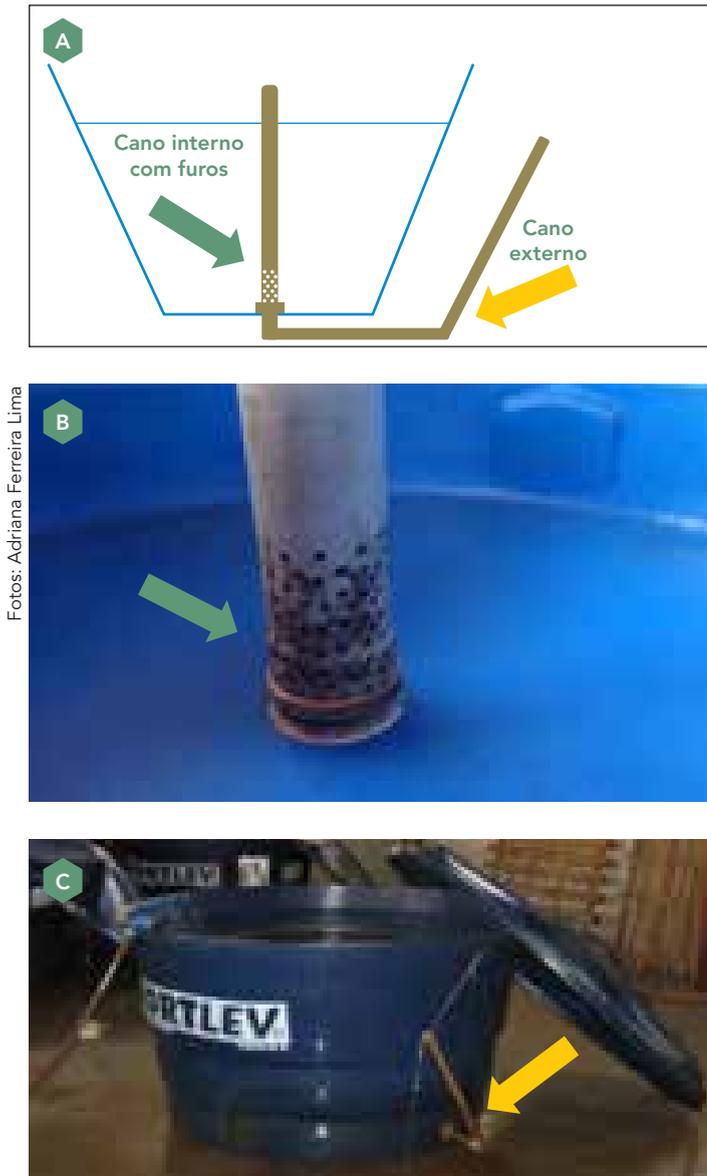
Sistema de drenagem

O sistema de escoamento indicado é a drenagem central, com a retirada de resíduos pelo fundo, o que permitirá a finalização do processo de autolimpeza. Para isso, as caixas precisam ser instaladas sobre uma estrutura mais alta ou sobre uma canaleta que permita a instalação do cano de drenagem central (Figura 16). Para uma maior eficácia do procedimento de autolimpeza, é necessário que a caixa tenha uma leve declividade para o centro (Figura 16A), auxiliando na concentração dos resíduos na área central.

Para o controle da altura do nível de água, pode ser utilizado tanto cachimbo externo quanto o cachimbo interno (também conhecido por ladrão interno). No uso do cachimbo externo, é necessário manter internamente um cano com furos na sua parte inferior e com altura maior que àquela correspondente ao nível desejado de água, e externamente a estrutura de cachimbo para controle do nível de água (Figura 17A). O cano interno tem a função apenas de proteger a saída d'água, para evitar o escape dos animais. Os furos no mesmo permitem a saída da água e resíduos acumulados no centro da caixa. Já o cano externo tem a função exclusiva de manutenção do nível da água. O cano de nível externo apresenta a vantagem de não haver risco de os animais baterem no mesmo e ele se soltar, secando a caixa.



Figura 16. Caixas sobre estruturas que permitem a drenagem pelo fundo. Estruturas de alvenaria (A e B) e pálete (C). Detalhe da declividade do fundo da caixa, com caimento da extremidade para o centro (setas).



Fotos: Adriana Ferreira Lima

Figura 17. Desenho esquemático de caixa d'água com cachimbo externo (seta amarela) e cano interno com furos (seta verde), para escoamento da água (A). Imagem de cano interno (B) e cachimbo externo (C). (Esquema: Adriana Ferreira Lima)

Já para o uso de cachimbo interno, são necessários dois tubos de diferentes diâmetros acoplados no local da drenagem (Figura 18). O cano interno deve possuir o tamanho da altura d'água desejada e ficará fixo na flange, no dreno central. Já o cano externo deve possuir maior diâmetro que o interno e cavidades ou furos na extremidade inferior, que irão permitir a passagem da água e dos resíduos acumulados no fundo (Figura 19). Como o controle do nível da água nessas caixas fica dentro da caixa, se o cano não estiver bem justo na flange, existe o risco dos animais baterem no mesmo e este se soltar, baixando o nível da água e, se isso ocorrer quando não houver ninguém no laboratório, há risco de perda dos animais. Por outro lado, esse sistema é mais eficiente na autolimpeza, pois promove um maior fluxo de água na região do fundo da caixa, carreando mais facilmente os resíduos decantados, além de demandar menor espaço externo para acomodação das caixas, podendo-se fazer um melhor uso da área destinada ao laboratório.

2.2.3 Recepção dos alevinos e quarentena

É muito frequente a ocorrência de problemas sanitários na fase de alevinagem do pirarucu. Dessa forma, é fundamental a adoção de medidas de biossegurança para evitar a entrada e propagação de doenças no laboratório de alevinagem. Uma dessas medidas é a realização da quarentena, definida como a manutenção de animais sem contato direto ou indireto com outros animais, por um determinado período de tempo. Sendo assim, do ponto de vista estrutural, recomenda-se que a recepção dos alevinos recém-chegados no laboratório seja feita preferencialmente em uma área isolada, ou no mínimo em uma ou mais caixas isoladas, destinadas somente para recepção e quarentena de alevinos. Esse procedimento visa evitar a contaminação cruzada de diferentes lotes em fases distintas da alevinagem, além de permitir o diagnóstico inicial das condições sanitárias dos alevinos recém-capturados do viveiro e a aplicação de tratamentos, caso seja necessário.

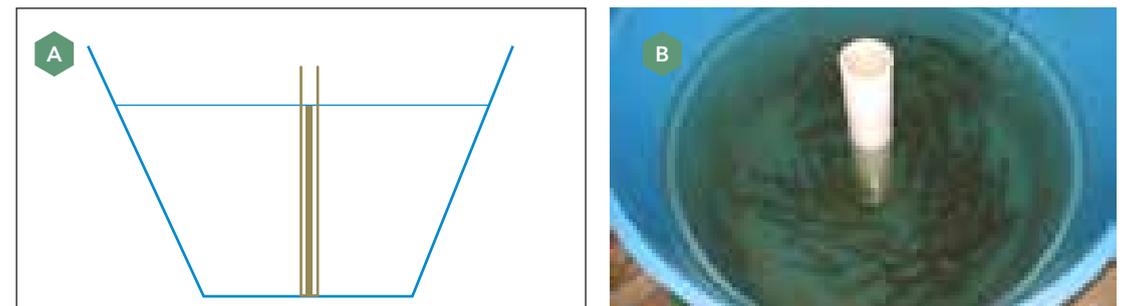


Figura 18. Desenho esquemático dos canos que compõem o cachimbo interno (A) e imagem de um cachimbo interno em uma caixa de alevinos (B). (Esquema: Adriana Ferreira Lima)

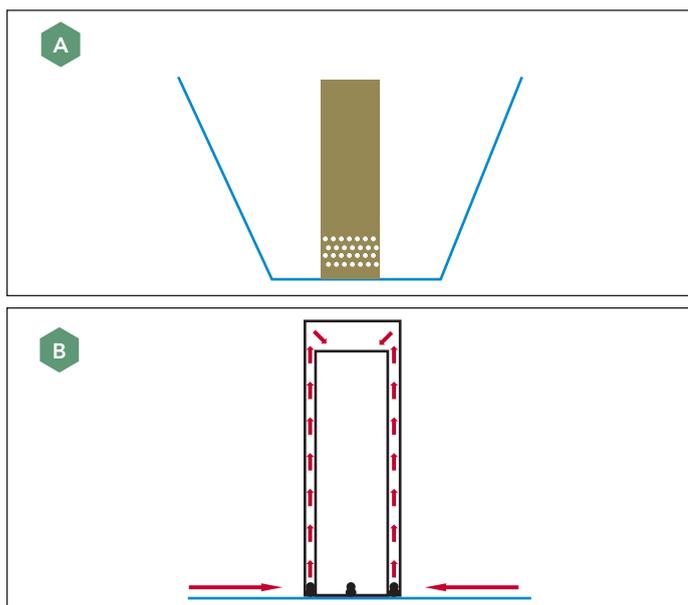


Figura 19. Detalhe do cano externo com aberturas na base no sistema de drenagem por cachimbo interno (A). Sentido do fluxo de água (setas) entre os canos no cachimbo interno (B). (Esquemas: Adriana Ferreira Lima)

Para a área de quarentena (quarentenário), recomenda-se a separação total dos utensílios e fômites utilizados (redes, puçás, peneiras, baldes, buchas, panos de limpeza, mangueiras, etc.). Se houver comunicação da área de quarentena com outra do laboratório, recomenda-se a instalação de pedilúvio (Figura 20). O pedilúvio é uma área de piso rebaixado, ou uma caixa plástica de dimensões que abriguem os dois pés, onde se adiciona desinfetantes que devem ser mantidos em nível suficiente para a imersão de botas e, quando for o caso, de equipamentos rolantes.

Como na área de quarentena e na área de treinamento alimentar há maior uso de medicamentos e desinfetantes, recomenda-se realizar tratamento ou contenção dos efluentes para evitar contaminação de outros corpos de água. Tal ponto é mais crítico para aqueles laboratórios construídos próximos a viveiros de produção ou fontes de abastecimento da propriedade.

Quanto aos procedimentos, todas as estruturas de cultivo devem ser identificadas para permitir o acompanhamento do desempenho, problemas sanitários, mortalidades e rastreabilidade do lote produzido (Figura 21). Essa identificação auxilia também no momento de orientar manejos específicos por estruturas de cultivo ou mesmo na administração de medicamentos sem risco para os demais peixes.

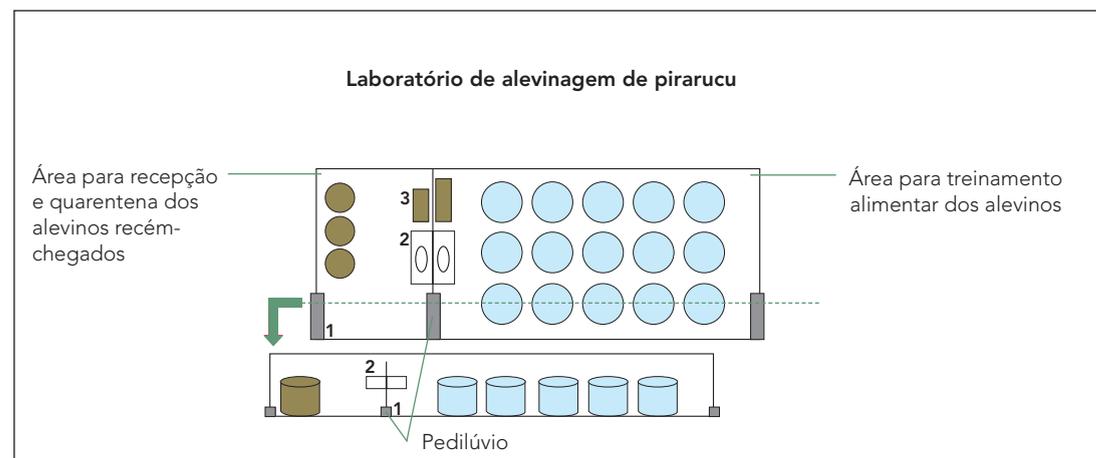


Figura 20. Exemplo de área de quarentena para laboratório de alevinagem. (1) Pedilúvio na entrada de cada setor do laboratório; (2) Área de apoio e higienização das mãos de trabalhadores; (3) Setorização de utensílios da área de quarentena e do treinamento alimentar. (Esquema: Patricia Oliveira Maciel)

Higienização e desinfecção de utensílios

Cuidados especiais com a higiene das pessoas envolvidas na rotina diária do laboratório devem ser também destacados, pois ao manipular peixes doentes ou caixas com peixes infectados, esses tornam-se potenciais veiculadores da doença entre caixas livres. Para desinfecção das mãos e braços, recomenda-se utilizar uma solução de iodo, que pode ser vendido também combinado a detergentes, ou álcool 70% (Tabela 1).

Além dos cuidados diários para limpeza das caixas, a desinfecção dessas estruturas de cultivo deve ser realizada a cada ciclo ou troca de alevinos de caixas ou tanques. A recomendação específica de uso de desinfetantes (Tabela 1) deve ser seguida de orientações de um profissional capacitado.

Tabela 1. Agentes desinfetantes utilizados em aquicultura.

Indicação	Tipos de desinfetantes		Cuidados e recomendações
Desinfecção de utensílios, fômites, estruturas de cultivo (caixas de água, etc.) e piso	Pó de hipoclorito de cálcio (65% de cloro ativo)	0,32 g/L de água, 1 hora de exposição	<ul style="list-style-type: none"> • Uso de EPIs para aplicação • Uso em áreas ventiladas • Enxágue após aplicação devido ao potencial de toxicidade para os peixes.
	Água sanitária comercial (hipoclorito de sódio, 2,5% a 5,0% de cloro ativo)	10mL/L a 20mL/L de água, 1 hora de exposição	
	Cloramina-T (24% a 26% de cloro ativo)	Seguir as recomendações do fabricante.	
Desinfecção de utensílios e fômites	Formol ou formaldeído comercial 34%-40%	27 mL/L-220 mL/L (formol 1% a 8%), Mínimo 1 hora de exposição	<ul style="list-style-type: none"> • Deve ser adotado como último recurso devido ao potencial tóxico para humanos • Uso de EPIs para aplicação • Uso em áreas ventiladas • Enxágue após aplicação devido ao potencial de toxicidade para os peixes.
Higienização das mãos	Iodo	200 mg/L comercialmente pode estar combinado com detergentes	<ul style="list-style-type: none"> • Disponibilizar em manilúvios (saboneterias de parede).
	Álcool 70%		
Pedilúvio	Compostos à base de cloro e amônia quaternária	Seguir as recomendações do fabricante.	<ul style="list-style-type: none"> • Manter nível suficiente da solução para permitir cobertura do calçado.

Adaptado de Noga (2010).

Caixa 1 – Quarentena

Funcionário Responsável:

Data de entrada:

Horário da captura:

Número inicial de alevinos:

Origem:

Biometria 1/data:

Biometria 2/data:

Caixa 1 – Treinamento alimentar

Funcionário Responsável:

Data de entrada:

Horário da captura:

Número inicial de alevinos:

Origem:

Biometria 1/data:

Biometria 2/data:

Figura 21. Exemplo de ficha de identificação das caixas de manutenção dos alevinos no laboratório de alevinagem.

Importante lembrar que a desinfecção com produtos químicos tem eficiência satisfatória quando as superfícies do local ou material estão limpas e sem a presença de matéria orgânica. No laboratório, durante o ciclo de produção, é comum que as paredes e o fundo das estruturas de cultivo acumulem uma camada de matéria orgânica bastante aderente. Esse local é foco de crescimento bacteriano, e habitat de diversos organismos aquáticos microscópicos, dentre eles alguns parasitos de peixes. Assim, antes do processo de desinfecção, a caixa ou tanque deve ser esfregado para retirada das sujidades. Nessa etapa pode-se fazer uso de detergentes neutros, contudo deve-se enxaguar usando bastante água para retirada dos resíduos de detergente. Após a aplicação do desinfetante, deve-se enxaguar bastante, o local ou material, usando água corrente para retirada dos resíduos de desinfetante (Figura 22). Esse procedimento é essencial para evitar a intoxicação dos peixes por produtos químicos, motivo pelo qual também existe indicação de aguardar 24 horas para uso das caixas ou tanques para que todo o resíduo do desinfetante evapore (NOGA, 2010).

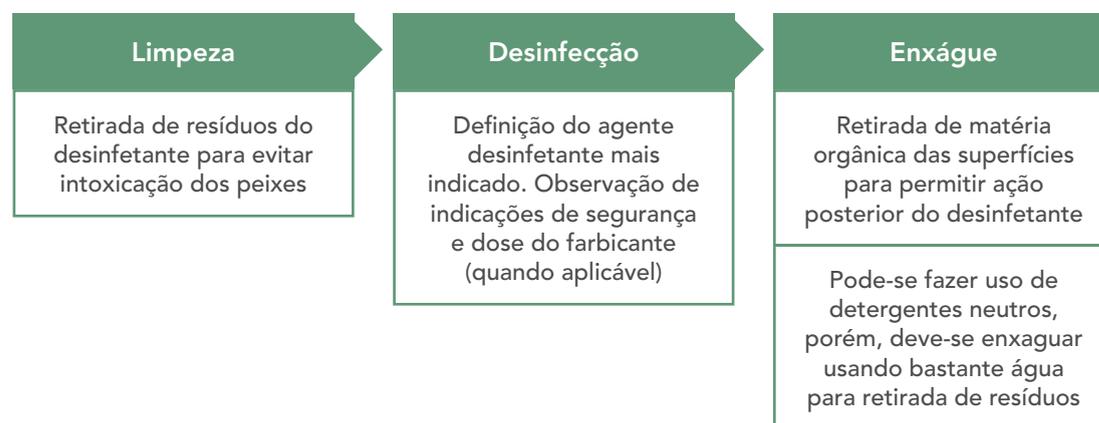


Figura 22. Passos para desinfecção correta de utensílios, fômites, caixas e tanques de alevinagem.

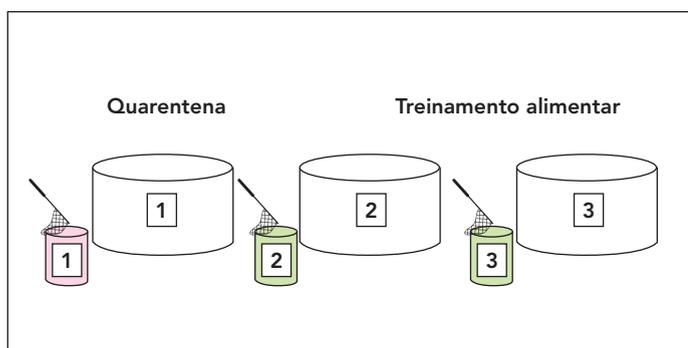


Figura 23. Caixas com identificação e utensílios para uso específico, um método para evitar contaminação cruzada.

O mesmo princípio deve ser aplicado aos utensílios e fômites, que devem ser desinfetados periodicamente ou quando se faz uso imediato dos mesmos em mais de uma estrutura de cultivo. A medida de biossegurança ideal é individualizar o uso de utensílios por unidade produtiva, para evitar a contaminação cruzada entre caixas ou tanques. É comum em indústrias de alimentos a utilização de baldes, caixas e utensílios de cores diferentes para setorizar o uso. Essa prática pode ser adotada no laboratório, onde, os utensílios da quarentena teriam cores diferentes daqueles da área de treinamento alimentar (Figura 23). Para isso, o investimento inicial é maior, contudo, possibilita um maior controle e reduz os riscos de contaminação cruzada.

As caixas de transporte ou estruturas similares utilizadas para o transporte de alevinos também devem ser higienizadas para evitar contaminação entre diferentes lotes transportados e entre pisciculturas.

O investimento para adoção dessas medidas de biossegurança irá depender do tamanho do laboratório e do volume de alevinos recebidos a cada período reprodutivo. As condições aqui apresentadas já são realidade em cadeias produtivas mais estabelecidas do ponto de vista tecnológico, como avicultura e carcinicultura, sendo recomendada sua adoção nos laboratórios de alevinagem associada a um rígido controle sanitário.

2.3. Tempo de alevinagem

O tempo total da alevinagem depende basicamente dos seguintes fatores: (I) tamanho dos alevinos capturados; (II) tamanho de comercialização dos alevinos; (III) manejo que será dado aos alevinos após o treinamento alimentar, se os animais serão mantidos no laboratório até a comercialização ou se serão transferidos para o viveiro antes da comercialização.

Os alevinos, logo após serem capturados (independente do tamanho de captura), devem ser aclimatados para o novo ambiente, por isso, sugere-se aguardar cerca de 5 a 7 dias para iniciar o treinamento alimentar, que seria uma nova situação de estresse para os animais. Nesse período, ocorre uma adaptação ao ambiente de cultivo, ao manejo alimentar (que neste momento deve ser feito apenas com alimento natural) e ao tratador. É interessante fazer essa aclimação inicial na área de quarentena. Posteriormente, inicia-se o procedimento de treinamento alimentar, para o qual são necessários em torno de 10 a 20 dias. Ao final dessa fase, os animais já estão com tamanho suficiente para a comercialização – em torno de 10 cm. Em geral, para toda a alevinagem, admite-se um tempo de 20 a 30 dias. Tempos maiores estão vinculados à comercialização de animais com mais de 10 cm, o que é uma prática comum para a espécie (REBELATTO JUNIOR et al., 2015).

2.3.1 Mistura de lotes

A mistura de diferentes lotes de alevinos em uma mesma estrutura de cultivo geralmente ocorre por falta de espaço nos laboratórios, sendo estes subestimados de forma que não atendem ao volume de produção de alevinos por período reprodutivo; ou mesmo

pela falta de informação do produtor. Entretanto, a mistura de lotes pode causar a contaminação horizontal, com conseqüente perda de animais considerados sadios. Além disso, prejudica o acompanhamento do desempenho zootécnico e da condição sanitária dos diferentes lotes e impede o rastreamento de irmãos completos para futuras avaliações de desempenho e formação de casais em fases posteriores da criação. Sendo assim, recomenda-se que os lotes de alevinos sejam mantidos separados durante a alevinagem e que os registros de dados da produção sejam feitos criteriosamente (ver tópico “Controle da produção de alevinos”).

2.4 Alimentação dos alevinos

A fase de alevinagem é considerada um dos momentos mais críticos na produção do pirarucu. Nessa fase, os peixes passam pelo processo de treinamento alimentar, no qual rações secas são gradativamente introduzidas na alimentação do pirarucu em substituição ao alimento natural (zooplâncton, geralmente). Esse processo é bastante delicado e seu sucesso está intimamente relacionado com a qualidade e dedicação da mão de obra responsável por conduzi-lo. Em adição, neste período aumentam-se as chances de ocorrer privação alimentar e o acometimento por doenças, uma vez que os peixes nesse período apresentam metabolismo bastante elevado, o qual é intensificado pelas altas temperaturas da água (DABROWSKI; PORTELLA, 2005). Dessa forma, erros durante essa fase são muitas vezes irreparáveis e é muito comum produtores perderem lotes inteiros de alevinos de pirarucu. No entanto, se bem conduzida, altas taxas de sobrevivência são garantidas aos produtores. Isso porque o pirarucu, ao contrário da maioria dos peixes carnívoros, dificilmente pratica canibalismo⁴ e não necessita de alimentos intermediários (fígado bovino e ração úmida, por exemplo) durante a transição do alimento natural para a ração seca, facilitando o processo de treinamento.

O treinamento alimentar propriamente dito corresponde estritamente à fase em que o alimento natural é gradualmente substituído pela ração seca (Figura 24). Para fins didáticos, será abordada primeiramente a fase inicial da alevinagem, anterior ao treinamento, em que os peixes recebem somente o alimento natural. Na seqüência, será descrito o processo de treinamento alimentar e como produzir zooplâncton e artêmia nas propriedades.



Figura 24. Esquema representativo da fase de alevinagem do pirarucu, com destaque para o processo de treinamento alimentar.

⁴ Durante a alevinagem, existem relatos de canibalismo para o pirarucu quando há diferenças acentuadas de tamanho entre os peixes. Nesse caso, pode ocorrer mortalidade de peixes menores mordidos por peixes maiores.

2.4.1 Alimentação inicial

A chegada dos alevinos no laboratório é marcada por um período de aclimação dos peixes a condições ambientais bastante distintas daquelas vivenciadas no viveiro ou outro local de origem dos alevinos. Parâmetros de qualidade de água, iluminação e sons distintos, tipo e dimensão da estrutura produtiva e maior exposição à presença humana são os principais desafios durante essa adaptação. Logo, os peixes nessa fase recebem exclusivamente alimento natural por um período que dura em torno de 5 a 7 dias, geralmente (Figura 25).

O alimento inicial mais utilizado nesse período é o zooplâncton concentrado vivo, que possui como principal vantagem o fato de ser o alimento naturalmente consumido pelas larvas e alevinos de pirarucu (Figura 26). Sua produção é realizada mediante adubação de viveiros e posterior coleta da massa de zooplâncton com rede específica. Por essa razão, é um alimento com grande suscetibilidade à contaminação por patógenos oriundos do próprio viveiro (ver Tópico - “Principais doenças de pirarucus no cativeiro”). Uma alternativa a esse problema é congelar o zooplâncton, procedimento que pode eliminar ou reduzir o potencial patogênico do zooplâncton vivo. Além disso, essa opção possibilita coletar o zooplâncton em sua fase de maior produção no viveiro (bloom planctônico) e estocá-lo em porções individuais no freezer, que são descongeladas momentos antes do seu fornecimento aos alevinos, conferindo grande praticidade ao manejo (Figura 27).



Foto: Tácito Araújo Bezerra

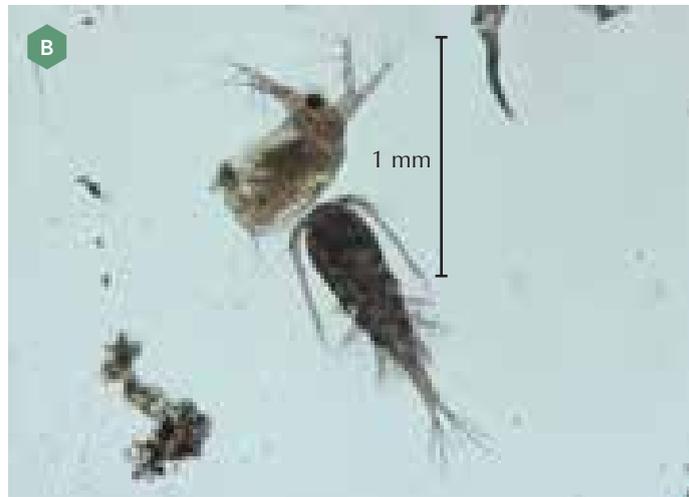


Foto: Patrícia Oliveira Maciel

Figura 26. Zooplâncton recém-coletado em viveiro (A) e visualização microscópica desses organismos (B).



Foto: Adriana Ferreira Lima

Figura 25. Alevinos de pirarucu se alimentando de zooplâncton em laboratório de alevinagem.



Foto: Adriana Ferreira Lima

Figura 27. Zooplâncton concentrado acondicionado em sacos plásticos para posterior congelamento em freezer.

Outro alimento que pode ser utilizado nessa fase é a artêmia, um pequeno crustáceo comercializado na forma de cistos que, após eclosão em água salina, é fornecido como alimento para larvas de peixes e camarões na forma de náuplios (Figura 28). Apresenta alto valor nutricional para peixes de água doce e produção uniforme e controlada em laboratório. No entanto, possui custo elevado e tamanho relativamente pequeno para um alevino de pirarucu, que no ambiente natural se alimenta de organismos maiores. Estudos avaliando a viabilidade de sua utilização na fase inicial de alevinagem do pirarucu ainda são necessários para sua plena recomendação. Alguns produtores, porém, relatam utilizar a artêmia em complemento ao zooplâncton.

Independente do alimento natural escolhido, os cuidados com a alimentação nessa fase se mantêm semelhantes. É importante considerar que um alevino de pirarucu apresenta metabolismo elevado e crescimento acelerado, exigindo altas frequências de alimentação. Recomenda-se ofertar, no mínimo, oito refeições diárias distribuídas durante o dia e noite (por exemplo, às 6:00h, 8:00h, 10:00h, 12:00h, 14:00h, 16:00h, 18:00h e 20:00h), possibilitando uma melhor distribuição do alimento para o lote ao longo do dia.

Os alevinos devem ser alimentados até a saciedade do cardume, utilizando-se como parâmetro a distensão da região abdominal. Esta distensão não pode ser excessiva a ponto de gerar dificuldades aos peixes para digerir o alimento e, principalmente, para nadar e alcançar a superfície para respirar, culminando na morte dos alevinos.

Foto: Tácito Araújo Bezerra



Foto: Naislan Fernanda Andrade Oliveira



Figura 28. Cistos de artêmia (A) e náuplios recém-eclodidos observados em lupa (B).

Um importante fator a ser considerado durante a alevinagem do pirarucu é o forte comportamento gregário da espécie nessa fase, que assim como outras espécies filtradoras, forma cardume para se alimentar (Figura 29). Dessa forma, o emprego de baixas densidades (que não permitam a formação de um pequeno cardume) pode prejudicar o consumo de alimento e, conseqüentemente, a etapa seguinte de treinamento alimentar. Halverson (2013) indica a estocagem de 6.500 larvas de pirarucu/m³, em estrutura de cultivo com altura da coluna de água de no máximo 40 cm. Após 10 dias, deve-se diminuir a densidade para 3.000 alevinos/m³ e os animais já podem ser mantidos em estruturas com uma coluna de água de 80 cm. Para alevinos de 5 cm e 8 cm, as densidades devem ser de 2.000 e 1.000 alevinos/m³, respectivamente.

2.4.2 Treinamento alimentar

Quando iniciar?

O processo de treinamento alimentar deve ser iniciado quando os alevinos estiverem aclimatados às condições ambientais e rotina do laboratório de alevinagem. Os peixes devem estar ativos e saudáveis, se alimentando bem do zooplâncton e, principalmente, devem associar o tratador com o alimento. Esse comportamento é desejável, pois, durante o treinamento, os alevinos terão contato intenso com o tratador na alimentação, limpeza das estruturas, classificações e outros manejos.

Qual ração utilizar?

A qualidade da ração interfere diretamente no sucesso do treinamento. Durante esse processo e restante da fase de alevinagem, deve-se prezar mais pela sobrevivência e saúde dos alevinos do que com o custo da ração, já que uma pequena quantidade de ração é utilizada nesse período, gerando pouco impacto sobre os custos de produção. Deve-se optar por rações que tenham alta palatabilidade e sejam compostas por ingredientes de qualidade nutricional. Como os rótulos das rações trazem pouco detalhamento sobre os ingredientes utilizados nas formulações, o produtor muitas vezes acaba conhecendo e selecionando as melhores marcas e tipos de rações por tentativa e erro.

Atualmente, a maioria dos produtores de alevinos de pirarucu relata obter maior sucesso durante o treinamento com uma ração tradicionalmente utilizada na larvicultura de peixes marinhos. Observa-se no rótulo dessa ração que sua composição básica contém, além da farinha de



Fotos: Sandra Maria Brito

Figura 29. Cardume de alevinos de pirarucu se alimentando em laboratório de alevinagem.

peixe, ingredientes como farinha de lula e farinha de camarão, que potencialmente liberam aminoácidos atrativos ao peixe na água, qualidade importante para uma ração durante o treinamento alimentar e que influencia a palatabilidade e atração do peixe pela ração.

As rações para o período de treinamento alimentar devem ser extrusadas, conter em torno de 45% e 50% de proteína bruta e apresentar granulometria entre 0,8 mm e 1,5 mm.

Como conduzir o treinamento?

A substituição do alimento natural pela ração deve ser feita de forma gradual, ofertando-se inicialmente uma pequena proporção de ração em relação ao alimento natural. Por exemplo: 20% de ração e 80% de alimento natural, passando posteriormente para 30% de ração e 70% de alimento natural e assim por diante até que os peixes estejam se alimentando somente de ração. Não existe um protocolo que indique o passo a passo exato do treinamento. O mais importante é observar o comportamento dos alevinos durante toda a transição: visualizar a aceitação/interesse deles pela ração é o melhor parâmetro para ir aumentando gradualmente a proporção de ração (Figura 30).

No início do treinamento, a ração comercial deve ser umedecida para, então, ser ofertada aos alevinos. Isso deve ser feito preferencialmente com a umidade do próprio zooplâncton (Figura 31). Lembre-se que os alevinos, até o momento, só se alimentaram de zooplâncton, que contém em torno de 75% e 90% de água. Já as rações comerciais são secas, apresentando

Foto: Tácito Araújo Bezerra



Figura 31. Ração macerada e umedecida com zooplâncton, formando mistura que será utilizada no início do treinamento alimentar.

Foto: Tácito Araújo Bezerra



Foto: Adriana Ferreira Lima



Figura 30. Alevinos de pirarucu condicionados a se alimentar de ração comercial. Observar que, em ambas as fotos, os alevinos associam a presença do tratador com o alimento.

entre 10% e 12% de água. Logo, é necessário umedecê-las no momento em que são introduzidas para os alevinos, para facilitar sua aceitação. Além disso, nesses primeiros dias, recomenda-se macerar a ração para que ela possa liberar atrativos na água e absorver mais água. Esse procedimento permite, também, reduzir o tamanho dos grânulos de ração, caso ainda sejam muito grandes para os alevinos (Figura 31).

Como alimentar os alevinos?

Durante o treinamento, os alevinos devem receber em torno de oito refeições diárias distribuídas durante o dia e noite pelos mesmos motivos ressaltados no item anterior. Alimentá-los até a saciedade aparente, sendo que a mistura ração-zooplâncton não deve ser fornecida de uma só vez e sim parcelada em duas ou três porções em cada refeição, já que não possui muita estabilidade física na água. No momento do fornecimento dessa mistura e, também, quando se estiver ofertando zooplâncton congelado para os alevinos, deve-se desligar a entrada de água para que ambos os tipos de alimentos se mantenham por mais tempo na coluna d'água antes de afundarem. Após a alimentação dos peixes, o fluxo de água deve ser restabelecido.

Como o propósito do treinamento alimentar é condicionar os alevinos a consumirem ração, sobras de alimento na água são inevitáveis nessa fase. O que pode ser feito para minimizar esse problema é empregar alta renovação de água, sifonar os tanques uma ou duas vezes ao dia, efetuar a limpeza das caixas em dias alternados e utilizar estruturas autolimpantes.

Qual a duração do treinamento?

O treinamento alimentar dos alevinos geralmente dura em torno de 10 a 20 dias, com os peixes medindo cerca de 8 cm a 12 cm de comprimento, ao final. Contudo, pode variar conforme experiência do produtor, comportamento e estado sanitário dos alevinos, entre outros fatores. Melhores resultados são alcançados com o exercício da observação e experiência do produtor ou funcionário durante todo o treinamento.

E os peixes não treinados?

Quando a diferença de tamanho entre os alevinos começa a aparecer, fica mais evidente a identificação dos peixes não treinados (magros e menores) em meio aos treinados (roliços e

maiores) (Figura 32). A formação desses dois grupos pode ser decorrente da baixa frequência de alimentação e distribuição heterogênea do alimento aos peixes, bem como um efeito da densidade de estocagem e da própria competição inerente da espécie. Assim, é importante classificar os peixes nesse momento, separando os peixes menores (não treinados) e reconduzindo-os à mistura ração-zooplâncton ou apenas ao zooplâncton puro, dependendo do estado desses peixes. Por isso, para o grupo de alevinos menores, o tempo de treinamento alimentar é maior.

Cuidados após o treinamento alimentar

Finalizada a etapa de treinamento alimentar, os alevinos destinados à comercialização geralmente permanecem no laboratório ou, quando destinados à engorda na propriedade, comumente são estocados em viveiros menores ou tanques-rede de pequeno volume para maior proteção contra predadores durante a recria. Nesse período, a frequência de alimentação pode ser reduzida para seis refeições diárias distribuídas durante o dia. A ração deve ter 45% de proteína bruta e granulometria entre 2 mm e 2,6 mm.

Classificações

Durante a alevinagem, o manejo de classificação dos alevinos por comprimento é mais comumente empregado do que a pesagem dos peixes. Nele os peixes são classificados



Fotos: Adriana Ferreira Lima

Figura 32. Dois alevinos pertencentes ao mesmo lote: um peixe treinado a consumir ração (peixe grande e roliço) e um peixe não treinado (peixe pequeno e magro) (A). Alevino excessivamente magro, conhecido como “facão” (B)

em pequenos, médios e grandes e separados em lotes correspondentes na sequência. É importante não só para separar os peixes não treinados daqueles treinados, mas, também, para identificar peixes facão⁵ (Figura 32B) e tentar recuperá-los, avaliar o estado sanitário dos alevinos e estimar seu comprimento (principal parâmetro em sua comercialização). Dessa forma, é altamente recomendada para o produtor que deseja comercializar alevinos saudáveis com tamanho homogêneo, garantindo, assim, a oferta de um produto de qualidade.

A classificação pode ser feita de forma visual e manualmente ou com um classificador mecânico (Figura 33). A primeira é a mais empregada para o pirarucu. Ao contrário dos surubins, por exemplo, os olhos do pirarucu possuem localização bastante lateral na cabeça, o que dificulta sua passagem através das telas do classificador, com possibilidade de ocorrerem lesões na córnea. Como as ninhadas de pirarucu são relativamente pequenas (variam de 800 a 3.500 alevinos), a classificação manual com peneiras é bastante eficaz.

2.4.3 Produção de zooplâncton em viveiros escavados

A produção de zooplâncton na propriedade deve ser feita preferencialmente em um viveiro exclusivo para esse fim. Isso minimiza o risco de a adubação prejudicar os peixes que estejam sendo produzidos, caso seja aplicada em excesso, e minimiza a contaminação do zooplâncton com patógenos de outros peixes. O preparo dos viveiros para a produção de zooplâncton é descrito a seguir (LIMA et al., 2015a; OSTRENSKY; BOEGER, 1998).

Esvaziamento, secagem e desinfecção

O viveiro deve ser esvaziado e seco por completo. O intuito é promover a oxigenação e decomposição da matéria orgânica do fundo e eliminar organismos indesejáveis. Essa etapa dura, em média, uma semana ou o tempo suficiente para que se possa caminhar pelo viveiro sem afundar os pés no solo.

Na sequência, é feita a desinfecção do viveiro, procedimento que visa eliminar organismos indesejáveis e que, geralmente, é realizado dois ou três dias antes de encher o viveiro. A desinfecção é feita com cal virgem ou hidratada, na dose de 200 kg/1.000 m², aplicada em todo o fundo do viveiro, principalmente em locais com poças de água, bem como nas laterais do viveiro.

⁵ Denominação dada a peixes excessivamente magros.



Figura 33. Classificador mecânico de peixes por tamanho (A) e classificação manual e visual, com auxílio de bacia e peneira (B e C).

Calagem

A calagem é feita para corrigir o pH e alcalinidade do solo e da água, melhorando a decomposição da matéria orgânica e a produção de fitoplâncton. Deve ser feita quando o viveiro apresentar pH menor que 6,5 e/ou alcalinidade inferior a 20 mg/L de carbonato de cálcio. Geralmente é feita com calcário agrícola, o qual é aplicado de forma homogênea em toda superfície do viveiro vazio, em quantidade que varia de acordo com o pH e tipo de solo do viveiro (Tabela 2).

Tabela 2. Quantidade de calcário a ser aplicada para calagem em viveiros (base CaCO_3 ; PRNT=100).

pH do solo no fundo	Tipo de solo Quantidade de calcário (kg/1.000 m ²)	
	Argiloso	Arenoso
4,5	300	150
5,0	250	150
5,5	150	100
6,0	100	50

Fonte: Zimmermann (1998) citado por Faria et al. (2013).

Adubação

A adubação ou fertilização dos viveiros serve para estimular, por meio da adição de nutrientes, o desenvolvimento do fitoplâncton e, com isso, favorecer a produção de zooplâncton, que é o objetivo do produtor de alevinos de pirarucu. Destaca-se que todas as etapas descritas anteriormente (esvaziamento, secagem, desinfecção e calagem) potencializam o efeito da fertilização e, em alguns casos, falhas nesse preparo podem comprometer o sucesso da fertilização e, conseqüentemente, a produção de zooplâncton.

Uma combinação entre fertilizantes orgânicos e químicos é bastante eficaz para propiciar o desenvolvimento do plâncton no viveiro. Os farelos de arroz e trigo são fáceis de serem encontrados, armazenados e aplicados. Estes são mais eficientes no estímulo da produção de zooplâncton, causam menor impacto na qualidade da água e apresentam melhor relação custo-benefício quando comparados aos esterco animais. Já a ureia e o NPK (mistura que contém nitrogênio, fósforo e potássio), estimulam um rápido desenvolvimento do fitoplâncton que servirá de alimento para o zooplâncton. Por isso, sugere-se como manejo de adubação inicial para cada 1.000 m² os seguintes produtos:

- 10 kg de farelo de arroz ou farelo de trigo;
- 3 kg de ureia;
- 1 kg de NPK (10-10-10).

Os produtos devem ser aplicados de forma homogênea com o viveiro contendo aproximadamente 20 cm de profundidade de água. Encher o viveiro gradualmente, com acréscimo de 20 cm de altura de água ao dia. Em viveiros com histórico de baixa produtividade planctônica (baixa quantidade de zooplâncton coletada), podem-se dobrar os valores recomendados anteriormente. A partir do quarto dia após a adubação, no início das manhãs, pode-se passar a rede de plâncton verificando o início da produção planctônica.

Para manter a produção de zooplâncton no viveiro durante o período de desova e alevinagem do pirarucu, muitas vezes é necessário fazer uma adubação de manutenção. Para tanto, recomenda-se acompanhar a produção de zooplâncton que está sendo coletada diariamente. Caso esteja baixa, é necessário realizar uma adubação de manutenção, a qual pode ser feita utilizando-se metade dos valores recomendados para a adubação inicial. Caso a adubação de manutenção não tenha efeito positivo sobre a produção de plâncton, recomenda-se iniciar um novo processo de preparo do viveiro e adubação.

É importante considerar o tempo médio de duração de cada etapa de preparação do viveiro para o planejamento da produção de zooplâncton e da alevinagem propriamente dita (Figura 34). Isso se torna especialmente importante em regiões com águas de baixa produtividade primária, como igarapés e nascentes.



Figura 34. Tempo médio de cada etapa de preparação do viveiro para produção de zooplâncton.

2.4.4 Coleta de zooplâncton

A coleta do zooplâncton deve ser realizada preferencialmente em um viveiro previamente preparado e adubado ou, caso não seja possível, em um viveiro com uma alta produtividade primária. É realizada com o auxílio de uma rede específica, a qual é lançada na água e puxada por uma corda (Figura 35). Deve-se passar a rede preferencialmente nas horas iniciais da manhã, quando grande parte do zooplâncton encontra-se na superfície da água. Após a coleta, o zooplâncton deve ser fornecido imediatamente aos alevinos ou mantido em tanques com aeração ou ainda congelado em freezer doméstico (- 20 °C) em pequenas porções acondicionadas em sacos plásticos (Figura 35). Antes de se fornecer ou congelar o zooplâncton, com o auxílio de uma peneira, deve-se retirar plantas, galhos, insetos, larvas e outros materiais que não sejam interessantes para a alimentação dos alevinos (Figura 35).



Figura 35. Passagem de rede específica para coleta de zooplâncton em viveiro (A); concentração do plâncton na rede (B) e limpeza do material coletado com auxílio de uma peneira (C); zooplâncton “limpo” em suspensão na água (D); zooplâncton concentrado na malha da rede, sendo acondicionado em sacos plásticos para posterior congelamento (E).

2.4.5 Confeção da rede de zooplâncton

Pode-se comprar uma rede de coleta de zooplâncton pronta ou confeccioná-la de forma artesanal, conforme instruções das Figuras 36 a 39.

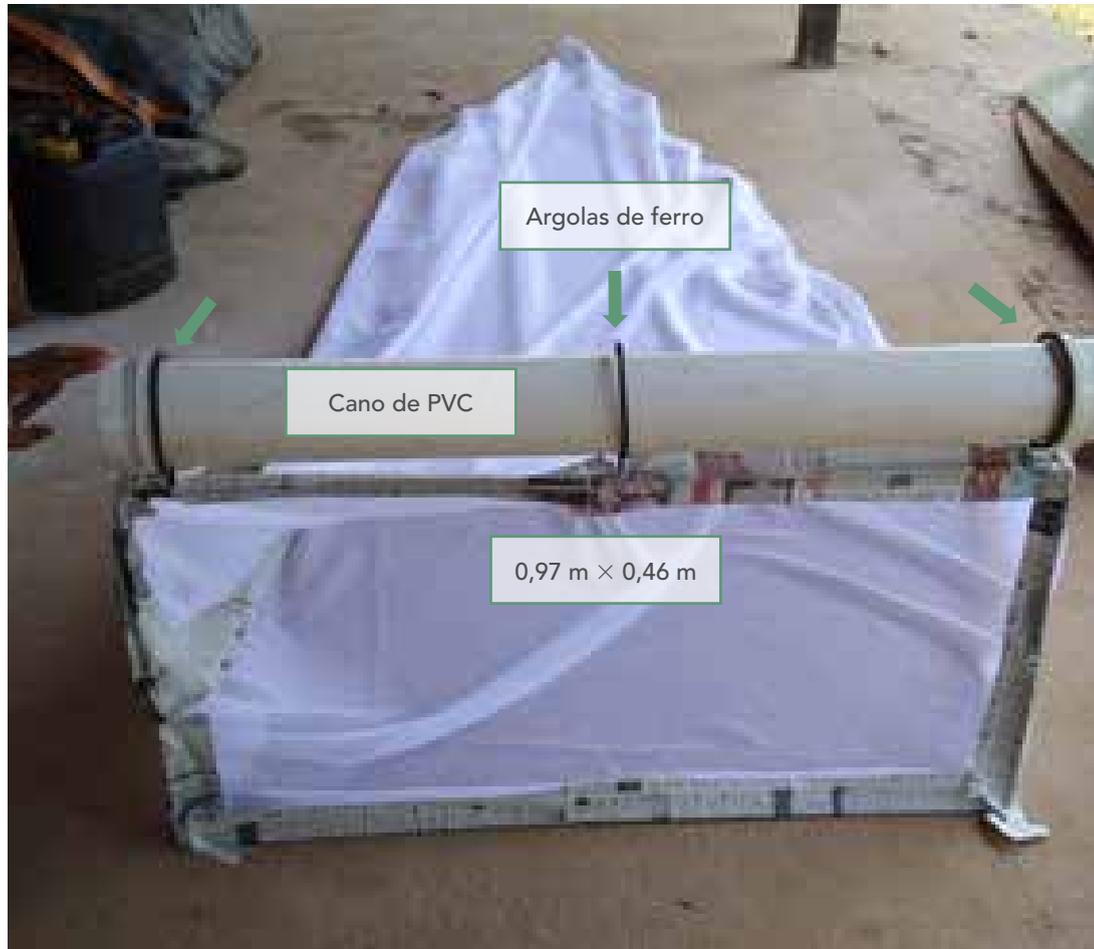
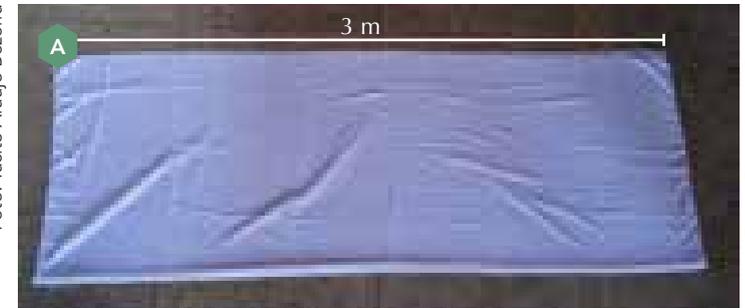


Foto: Tácito Araújo Bezerra



Fotos: Tácito Araújo Bezerra



Figura 36. Montar uma armação retangular de ferro (1/4" ou 3/8" de diâmetro), medindo internamente 0,97 m de comprimento e 0,46 m de altura. Na parte superior dessa armação deverão ser soldadas três argolas de ferro, com diâmetro suficiente para a instalação de um cano de PVC de 100 mm. Fechar as extremidades do cano, com cap de PVC de 100 mm. O cano de PVC permitirá que a rede flutue durante sua passagem pelo viveiro, evitando que passe no fundo do viveiro e colete lama e outras sujidades.

Figura 37. Utilizar 3 m do tecido organza sintética para confecção da rede propriamente dita. Dobrar o tecido ao meio e, no comprimento de 1 m, fazer um corte em cada lateral do tecido para formar o funil da rede.



Figura 38. Utilizar cola de junta de motor para fazer a “costura” da rede com o auxílio de tiras de jornal, para evitar que a cola passe de um lado do tecido para outro. A última colagem deve ser a do tecido sobre a armação de ferro. Não fechar a extremidade do funil da rede. Essa deverá ficar aberta para que possa ser fechada com o auxílio de uma borracha durante a coleta de zooplâncton e posteriormente aberta para retirada do zooplâncton filtrado.



Figura 39. Por fim, amarrar um pedaço de corda nas duas laterais e na parte superior da armação de ferro (setas), formando uma base para que se possa fixar a corda que servirá para puxar a rede ao longo do viveiro. O comprimento dessa corda deve ser suficiente para que se possa puxar a rede na maior parte do comprimento do viveiro.

2.4.6 Produção de náuplios de artêmia

O laboratório de alevinagem que desejar produzir artêmia para alimentação inicial do pirarucu deverá ser equipado com os seguintes itens:

- Água limpa e sem cloro, com temperatura entre 28 °C e 30 °C;
- Incubadoras para larvicultura de peixes ou recipientes de fundo cônico;
- Aeração contínua no fundo dessas estruturas e suficiente para manter os cistos em suspensão na água;
- Luz a 20 cm da superfície de água;
- Cistos de artêmia para eclosão;
- Mão de obra especializada e treinada para produzir náuplios de artêmia.

Recomendações como a quantidade de cistos a ser incubada por litro de água devem ser observadas no rótulo do fabricante do produto. A salinidade da água deve ser mantida em torno de 28 g/L a 36 g/L, já que a artêmia é um organismo de água salgada, e o pH deve ficar entre 7,5 e 8,5, o qual pode ser aumentado adicionando-se 1,4 g/L de bicarbonato de sódio. Os cistos devem ser colocados na água previamente salinizada e sob aeração contínua. Dependendo da temperatura, a eclosão ocorre entre 24h e 36h. Finalizada a eclosão, a aeração deve ser desligada para que as cascas dos cistos e os cistos não eclodidos se concentrem na superfície da água. Aguarda-se em torno de 5 a 8 minutos para escoar os náuplios pelo fundo do recipiente (visivelmente distinguidos pela forte coloração alaranjada). Os náuplios devem ser filtrados em tecido de malha fina (organza sintética) e oferecidos imediatamente aos alevinos. Na Figura 40 observam-se estruturas de produção de artêmias.



Foto: Tácito Araújo Bezerra

Foto: Ana Paula Oeda Rodrigues

Figura 40. Incubadora de fibra de vidro (A) e garrafas pet (B) empregadas para eclosão de náuplios de artêmia.

2.5 Sanidade na alevinagem

No período compreendido entre a captura dos alevinos e a comercialização ou estocagem em viveiros para posterior comercialização, diversos fatores são considerados agentes estressores para os animais (Figura 41) e aumentam a susceptibilidade a doenças, que normalmente já ocorrem nessa fase. Estes fatores devem ser evitados por meios de manejo adequado (vide tópicos “Captura dos alevinos” e “Alimentação dos alevinos”).

Primeiramente, o alevino de pirarucu passa por modificações fisiológicas marcantes nos órgãos internos, especialmente nas brânquias, uma vez que estão em fase de transição da respiração aquática para a respiração aérea obrigatória (BRAUNER et al., 2004). Soma-se a isso, o estresse ligado ao confinamento, as alterações na dieta durante a etapa de treinamento alimentar e a rotina diária de manejo inerente ao cultivo, como limpeza frequente das caixas, trocas de água e manipulação dos animais para biometria e classificação.

A desova do pirarucu, de forma similar a das tilápias, ocorre naturalmente e a prole tem contato direto com a água do viveiro ou barragem, podendo ser contaminada por patógenos presentes no ambiente e/ou oriundos dos pais ou de outros peixes e organismos, por meio da transmissão horizontal. Assim, em geral, os alevinos de pirarucu recém-capturados, oriundos da desova natural, podem apresentar uma carga inicial de patógenos que são levados para dentro do laboratório de alevinagem (LIMA et al., 2015b). Por esse motivo, a avaliação sanitária inicial dos alevinos deve ser realizada imediatamente após a captura e antes dos peixes entrarem na área de treinamento alimentar do laboratório, durante a aclimação no quarentenário.

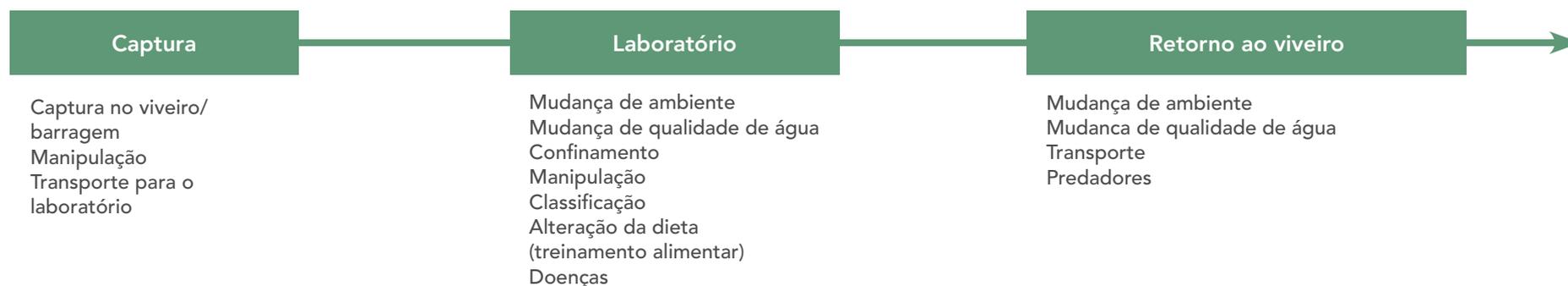


Figura 41. Agentes estressores de pirarucus na fase de alevinagem.

Os principais problemas sanitários que têm sido registrados em alevinos de pirarucu são os de origem parasitária (ARAÚJO et al., 2009a; DELGADO et al., 2013; MIRANDA et al., 2012; REBELATTO JUNIOR et al., 2015). As bacterioses e micoses em pirarucus, em geral, não são a causa primária das doenças e estão associadas a danos e estresse provocados durante o manejo ou a uma infecção parasitária, sendo, por isso, doenças secundárias. Portanto, nesse momento, as parasitoses devem ser o foco primário de ação preventiva dos produtores.

O diagnóstico parasitário precoce pode ser realizado, para que tratamentos contra os ectoparasitos (monogenoides e protozoários) e endoparasitos (nematoides do estômago) mais comuns nessa fase sejam realizados em animais assintomáticos, ou seja, que ainda não manifestaram sinais clínicos da doença. Informações adicionais sobre as principais doenças que acometem os alevinos de pirarucu e a orientação dos métodos de diagnóstico são descritos nos Tópicos “Passos para o diagnóstico de doenças” e “Principais parasitas de pirarucus no cativeiro”, respectivamente. Porém, ao longo de toda a fase de alevinagem, é preciso estar atento aos sinais clínicos apresentados pelos peixes, pois irão direcionar o produtor/mão de obra responsável para problemas que podem estar surgindo.

Sinais clínicos de alevinos doentes

A maioria dos sinais clínicos apresentados pelos peixes é comum a muitas doenças, contudo, com alguma experiência, é possível identificar o possível problema. Porém, é indispensável realizar o diagnóstico laboratorial para correta associação e confirmação da doença. Devem ser observadas mudanças no comportamento da natação, na aparência física dos animais, no peso e consumo de alimento, bem como mudanças nas respostas a estímulos, que geralmente são reduzidas em animais doentes (Tabela 3 e Figuras 42 e 43).

Os registros de mortalidade devem ser realizados durante toda a fase de alevinagem, preferencialmente por unidade de cultivo e lote trabalhado, conforme indicamos no tópico “Controle da produção na alevinagem” e “Registros de mortalidade como medida profilática e de acompanhamento”. A retirada de alevinos mortos deve ser feita imediatamente após identificação do problema, pois esses podem ser substrato para o desenvolvimento de mais organismos potencialmente patogênicos, além de contribuírem para a degradação da qualidade da água.

Tabela 3. Diferenças básicas entre os sinais clínicos de peixes saudáveis e doentes.

Peixes saudáveis

- Movimentam-se rapidamente na água
- Nadam acompanhando o cardume
- Apresentam bons reflexos e reação de fuga à captura
- Alimentam-se com voracidade
- Comem todo o alimento que é oferecido
- Apresentam coloração do corpo uniforme, brilhante, adequado à espécie e sem manchas ou úlceras
- Apresentam as escamas lisas e íntegras, e as nadadeiras íntegras e sem erosões ou manchas
- Apresentam resposta vestibular normal (movimentação normal dos olhos).

Peixes doentes

- Movimentam-se lentamente ou sem direção definida
- Isolam-se do cardume
- Apresentam-se apáticos e na superfície da água
- Apresentam reflexos lentos diante a estímulos e à captura
- Perdem o apetite (hiporexia) ou rejeitam o alimento (anorexia)
- Apresentam a pele com coloração mais escura ou mais clara que os demais peixes do lote
- Abrem frequentemente os opérculos indicando incômodo na região branquial
- Apresentam as brânquias com coloração esbranquiçada ou escurecida
- Apresentam a pele com úlceras, feridas, pontos brancos ou avermelhados
- Apresentam regiões do corpo sem escamas ou escamas erriçadas
- Apresentam parasitos visíveis a olho nu na superfície do corpo
- Apresentam a pele com textura alterada, e corpo coberto por uma camada esbranquiçada devido à produção excessiva de muco
- Apresentam as nadadeiras erodidas e/ou esbranquiçadas
- Comportam-se de forma alterada: realizam o “flashing” (raspam o corpo nas paredes e fundo da caixa ou tanque) fazem rodopios ou saltos para fora da água
- Apresentam perda de equilíbrio
- Apresentam os olhos opacos, esbranquiçados ou salientes (para fora da órbita - exoftalmia)
- Apresentam o abdômen inchado ou enrijecido
- Apresentam a região anal inflamada.

Adaptado de Guerra (2002).



Foto: Patrícia Oliveira Maciel

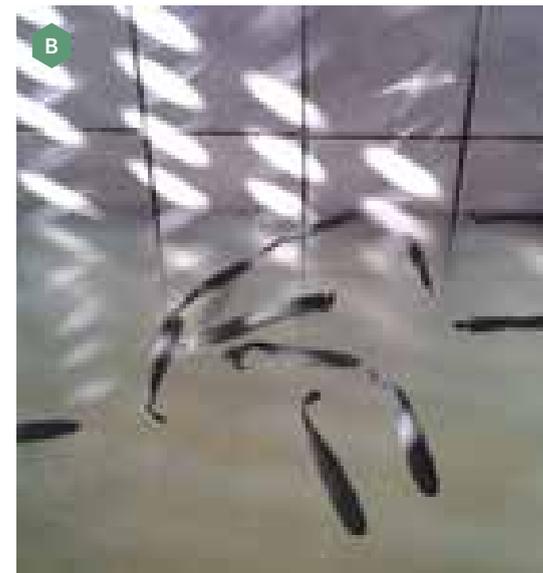


Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Adriana Ferreira Lima

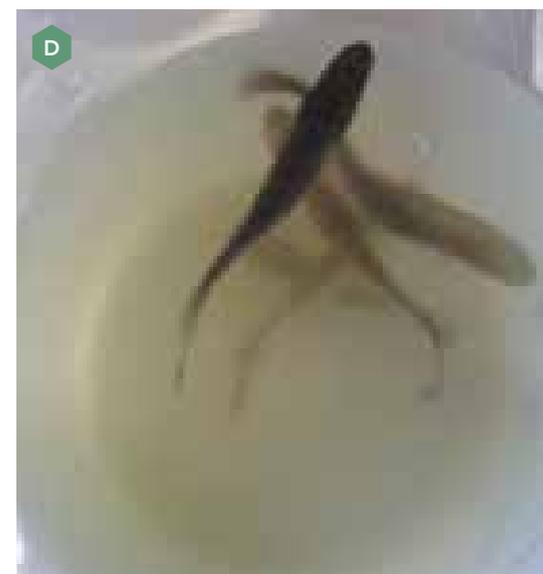


Foto: Patrícia Oliveira Maciel

Figura 42. Alterações comportamentais em alevinos de pirarucu doentes: isolamento de peixes do cardume (A); apatia e permanência na superfície da coluna d'água (B e seta vermelha em C); abertura frequente dos opérculos (seta preta) indicando incômodo na região das brânquias (C) e coloração do corpo escurecida em relação aos demais peixes do cardume (D).



Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Patrícia Oliveira Maciel

Figura 43. Sinais clínicos de alevinos de pirarucus doentes: aumento da produção de muco, onde na imagem observa-se esse sinal mais evidente na região do pedúnculo caudal (A). Nadadeira corroída (B); lesão da cauda com exposição da musculatura (C); nadadeiras avermelhadas (D); olhos saltados da órbita (E); escamas do corpo eriçadas (F); brânquias de coloração e aspecto alterados (G e H).

Além dos alevinos poderem se contaminar pela transmissão horizontal nos viveiros, a contaminação também pode ser oriunda das estruturas de cultivo, dos utensílios e fômites mal desinfetados ou não desinfetados de um ciclo para outro. Além dos agentes patogênicos, outros fatores podem causar doenças e/ou mortalidade em pirarucus, tais como fatores ambientais e carências nutricionais (GUERRA, 2002), que também devem ser considerados durante a fase de alevinagem.

Qual o impacto do acompanhamento sanitário dos alevinos?

O acompanhamento sanitário durante a alevinagem é extremamente importante para evitar mortalidade durante o período de treinamento alimentar. Atitudes negligentes nessa fase são muitas vezes irreparáveis, pois a transmissão das doenças é muito rápida e facilitada em função das densidades de estocagem, do comportamento gregário dos peixes e da qualidade da água, e assim, as consequências para os alevinos frágeis e estressados são a morbidade e mortalidade. A reversão desse quadro em alevinos previamente doentes, magros, com sinais clínicos avançados de doenças e, que não estejam se alimentando, é difícil. Uma vez o problema instalado, geralmente resulta em mortalidades.

A adoção de cuidados sanitários dentro do laboratório aliado a qualidade da mão de obra selecionada estão intimamente ligados ao sucesso nessa fase da produção dos peixes. Da mesma forma, a avaliação sanitária previamente à venda dos alevinos garante ao vendedor um futuro mercado, uma vez que fornece ao comprador animais saudáveis, que poderão resistir aos desafios e estresses do novo ambiente de cultivo.

2.6 Controle da produção na alevinagem

O controle da produção de alevinos e dos processos na etapa de alevinagem é essencial para fornecer informações zootécnicas e sanitárias dos lotes, dados econômicos, como custos de produção e dados de origem e destino dos animais produzidos. Os registros de ocorrência de doenças, de sucessos e erros nos tratamentos e protocolos de treinamento alimentar poderão auxiliar eventos futuros que venham a acometer a produção. Dados de mortalidades poderão ser correlacionados com as doenças (ver tópico "Registros de mortalidade como medida profilática e de acompanhamento"), com os manejos adotados ou mesmo com o funcionário escalado naquele período de perdas, bem como para caracterizar a produtividade dos parentais.

Esses registros servirão para retroalimentar e melhorar os processos de cultivo dentro do laboratório, sendo possível avaliar as melhorias e ganhos obtidos. Os itens a serem registrados são divididos em três fichas (Figura 44) e devem ser anotados de forma sistemática e regular em um caderno de campo/laboratório. A Ficha 1 reúne todas as informações necessárias de um lote de alevinos capturado no viveiro. As demais Fichas correspondem a dados de acompanhamento ao longo do tempo, com informações de vários lotes, o que permite a comparação entre eles.

2.7 Comercialização de alevinos

2.7.1 Transporte de alevinos

O transporte dos alevinos de pirarucu deve ser uma preocupação tanto para quem está fornecendo quanto para quem está adquirindo os animais, pois, se este procedimento for mal executado, pode causar mortalidade e, conseqüentemente, perdas econômicas.

Ficha 1: Informações do lote capturado

- Número do lote
- Microchip do genitor (macho)
- Microchip do genitor (fêmea)
- Data do nascimento
- Data da captura/entrada no laboratório
- Número de alevinos coletados na nuvem (INICIAIS do lote)
- Número de animais FINAIS do lote (conexão com dados de mortalidade)
- Data de saída do laboratório
- Dados do fornecedor

Ficha 2: Dados zootécnicos

- Número do lote
- Número de alevinos coletados na nuvem (INICIAIS do lote)
- Data da entrada no laboratório
- Dados/Datas de biometrias periódicas
- Dados de classificações

Ficha 3: Mortalidade acumulada

- Número do lote
- Número de alevinos coletados na nuvem (INICIAIS do lote)
- Data da entrada no laboratório
- Número de animais mortos por dia/hora/causa
- Causas das mortalidades

Figura 44. Informações que devem ser registradas para a identificação e acompanhamento da produção de alevinos de pirarucu.

Tabela 4. Densidade utilizada para o transporte de alevinos em sacos plásticos*

Tamanho do peixe (cm)	Peso do peixe (g)	Densidade (g/L)	Alevinos por saco
10	13	65	40
12	18	70	31
14	22	75	27
16	27	80	24
18	40	90	18
20	50	100	16

*Para sacos fechados com 8 litros de água e 24 litros de oxigênio.

Fonte: Halverson (2013).

Tabela 5. Densidade utilizada para o transporte de alevinos em caixas de transporte*

Tamanho do peixe (cm)	Peso do peixe (g)	Densidade (g/L)	Alevinos por caixa de 700 L
10	13	25	1.167
12	18	25	972
14	22	30	875
16	27	30	777
18	40	40	700
20	50	40	560

*Caixa de transporte com capacidade de 1.000 L, mas com apenas 700 L de água, liberando espaço para a respiração dos animais. Não é necessário oxigenação ou aeração.

Fonte: Halverson (2013).

Antes do transporte, é aconselhável que os animais sejam mantidos em jejum por pelo menos 24 horas, quando tiverem até 12 cm, e de 36 horas para animais maiores, com o objetivo de esvaziarem o trato digestório, o que acarretará em menor liberação de resíduos na água, e, conseqüentemente, manutenção de uma melhor qualidade da água de transporte (URBINATI; CARNEIRO, 2004). Os animais devem ser manejados e acondicionados para o transporte preferencialmente nos horários de temperatura amena, diminuindo o estresse, que já é alto em uma condição de transporte (BRANDÃO et al., 2008). A forma mais frequente para transportar o pirarucu é em caixas de transporte. O uso de sacos para o transporte é pouco frequente e só ocorre quando os animais são comercializados pequenos – até 15 cm (REBELATTO JUNIOR et al., 2015).

A densidade utilizada no transporte varia de acordo com o tipo de estrutura utilizada, o tempo de transporte e o tamanho dos animais (Tabelas 4 e 5). O uso de sal na água de transporte é um procedimento comum em piscicultura, mas efeitos positivos de sua adição na água de transporte para minimizar o estresse não foram confirmados para o pirarucu (BRANDÃO et al., 2008), contudo o sal tem outras funções, como estimular a produção de muco, que é perdido durante a manipulação e manejo, e reduzir a carga de ectoparasitos.

2.7.2 Tamanho do alevino

O pirarucu é frequentemente comercializado com tamanho entre 10 e 20 cm. Considerando que o preço do alevino é calculado em função do comprimento do mesmo, é necessário alinhar o interesse do ofertante, que tende a querer vender animais maiores para obter maior rendimento econômico, e o interesse do comprador, que busca uma relação custo-benefício no momento da compra.

De modo geral, os alevinos já estão treinados a se alimentar de ração comercial com cerca de 10 cm, logo, a partir deste tamanho, eles já estão aptos para a comercialização. Porém, animais com este tamanho são frágeis e, dependendo do ambiente no qual serão povoados, podem estar mais expostos a predadores e problemas sanitários, principalmente em propriedades que não possuem viveiros que podem ser completamente esvaziados para a realização do procedimento de desinfecção e estrutura para recria com proteção, como telas antipássaros. Por isso, para cada condição, é interessante uma negociação entre o produtor e comprador, considerando principalmente a estrutura que o comprador terá disponível para receber os alevinos e o tempo de experiência com a produção da espécie. Dessa forma, em algumas ocasiões é realmente mais vantajoso para o comprador adquirir animais maiores, pois pode resultar em menor perda por mortalidade.

2.7.3 Preço do alevino

O preço do pirarucu no mercado apresenta uma variação, principalmente influenciada pela oferta e demanda. O valor geralmente praticado para o pirarucu é de R\$ 1,00 para cada centímetro de comprimento do animal (MUÑOZ et al., 2015), mas esse valor pode variar de R\$ 1,00 a R\$ 1,50 por centímetro, dependendo da disponibilidade e época do ano (safra e entressafra) (MUÑOZ et al., 2015; REBELATTO JÚNIOR et al., 2015). Como a reprodução ainda ocorre de forma natural, a produção de alevinos não é uniforme a cada ano, o que também influencia o preço praticado pelos produtores.

O preço dos alevinos vem se mantendo a R\$ 1,00 o centímetro desde registros de 2005 (Tabela 6). Isso demonstra que o preço do pirarucu no mercado não está sendo influenciado pelo real custo de produção, pois, se assim estivesse, veríamos essa variação ao longo do tempo. Esse é um ponto preocupante, uma vez que os gastos com alevinos correspondem a 25% do custo operacional efetivo para recria e engorda da espécie, enquanto que para peixes como o tambaqui, os alevinos correspondem a 5,5% do custo, para os pintados, 12,43% e, para a tilápia, 8,5% (MUÑOZ et al., 2015; PEDROZA FILHO et al., 2016).

Dessa forma, é interessante uma avaliação dos componentes de custo para a produção do alevino (Figura 45), de forma que o preço praticado seja justo e não impacte negativamente na viabilização econômica da atividade, como vem ocorrendo (PEDROZA-FILHO et al., 2016).



Figura 45. Principais componentes do custo de produção que devem ser considerados para cálculo do preço do alevino de pirarucu.

Tabela 6. Preço do alevino de pirarucu praticado nos últimos anos.

Ano	Preço do alevino (R\$/cm)	Referência
2005	1,00	Pereira Filho e Roubach (2005)
2007	1,00	Crescêncio (2007); Ono (2007)
2008	1,00	Halverson (2008)
2015	1,00	Muñoz et al. (2015); Rebelatto Junior et al. (2015)

2.8 Treinamento de mão de obra

Conforme já mencionado anteriormente, o sucesso do treinamento alimentar está intimamente ligado com a disponibilidade e qualidade da mão de obra responsável por conduzi-lo. Em pisciculturas familiares, esses atributos podem ser garantidos pela possibilidade de maior envolvimento e dedicação dos diversos membros da família no empreendimento. Seja a mão de obra contratada ou familiar, é importante que reúna qualidades como aptidão, dedicação, paciência e responsabilidade para lidar com peixes durante uma fase (alevinagem) e processo (treinamento alimentar) bastante delicados.

Os funcionários devem, preferencialmente, ter tido experiência prévia com alevinagem e sua capacitação deve incluir o acompanhamento por uma pessoa experiente, que já conheça o protocolo de alevinagem e treinamento alimentar estabelecido na propriedade. Finalizada a fase de alevinagem, que geralmente ocorre apenas no período de chuvas, esses funcionários podem ser destinados ou reconduzidos para outras tarefas da propriedade.

No caso de mão de obra familiar, o trabalho pode ser dividido entre os familiares, garantindo o cumprimento das altas frequências de alimentação e cuidados indicados para essa fase. Se bem conduzida, a alevinagem de pirarucu pode ser bastante lucrativa para esses empreendimentos, já que hoje a demanda é alta em relação à oferta de alevinos no mercado, garantindo preços elevados de comercialização.

A produção do pirarucu pode ser desenvolvida em diferentes arranjos produtivos. O sistema monofásico é aquele no qual se acondiciona os alevinos na estrutura de cultivo e os mesmos permanecem nesta estrutura por todo período produtivo, sem manejos posteriores de repicagem e/ou classificação. O sistema bifásico é dividido em duas fases, recria e engorda, com a possibilidade de repicagem e classificação dos animais por tamanho entre as fases, sendo o mais praticado por produtores de pirarucu com a finalidade de aumentar a eficiência produtiva. Ainda pouco comum, mas também uma possibilidade, é o cultivo trifásico, com a distribuição do cultivo em três fases (Figura 46). Os sistemas bifásico e trifásico permitem maior otimização da infraestrutura de cultivo, já que utilizam viveiros menores para a fase de recria, permitindo menor investimento com telas de proteção antipássaros, menor gasto com insumos de preparação dos viveiros e maior uniformização do lote devido ao maior adensamento em cada fase e pela possibilidade de classificação dos peixes entre elas.



RECRIA E ENGORDA

A recria do pirarucu compreende peixes com tamanho de 10 cm – 15 cm (10 g – 20 g) até 40 cm – 50 cm (500 g – 1 kg). Essa fase dura cerca de 100 dias, quando em condições adequadas de cultivo. Na engorda, os peixes são levados até 10 kg -12 kg por um período que dura geralmente um ano em viveiros escavados ou açudes (ONO; KEHDI, 2013). Ambas as fases são realizadas em diferentes tipos de estruturas, sendo a mais comum os viveiros escavados.

3.1 Estruturas de cultivo

Existem várias estruturas para o cultivo do pirarucu: viveiros escavados, barragens, tanques-rede, tanques circulares de manta vinílica e caixas d'água, sendo que cada uma apresenta características específicas quanto ao formato, necessidade de renovação de água e manejos. Dessa forma, as principais características e os manejos básicos que são necessários para cada uma das estruturas encontram-se descritos a seguir.

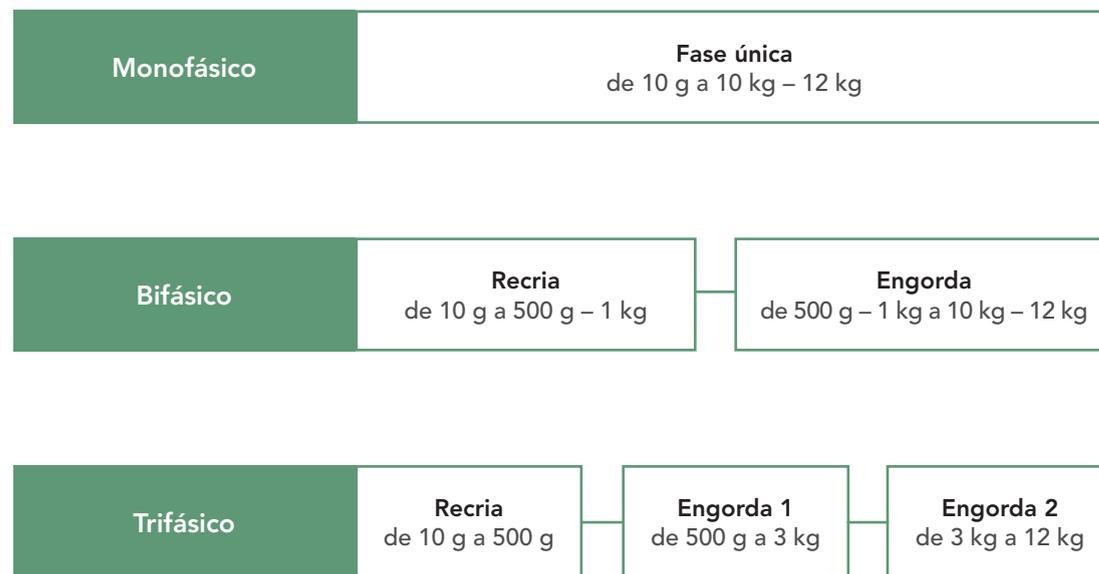


Figura 46. Sistemas de fases para a produção do pirarucu. (Esquema: Adriana Ferreira Lima)

3.1.1 Viveiros escavados

Os viveiros de recria devem ser preferencialmente de pequeno a médio porte (400 m² a 1.000 m²), a fim de facilitar o manejo nas biometrias e despescas (FRANCO-ROJAS; PELAÉZ-RODRÍGUEZ, 2007; GUERRA, 2002). A densidade de alevinos de pirarucu na recria em viveiro escavado pode variar de 1 a 2,5 alevinos/m², considerando uma produção máxima de 4.000 kg/ha (FRANCO-ROJAS; PELAÉZ-RODRÍGUEZ, 2007; GUERRA, 2002; ONO; KEHDI, 2013). Para a engorda, geralmente são utilizados viveiros de 2.000 m² a 10.000 m² (REZENDE; BERGAMIN, 2013). A densidade utilizada na engorda em viveiro escavado é em torno de 800 peixes/ha, para um peso final de 10 kg, considerando uma produção máxima de 8.000 kg/ha (ONO; KEHDI, 2013). Maiores ou menores produtividades são possíveis dependendo de fatores como disponibilidade de água para renovação e qualidade da água no cultivo. Em propriedades que apresentam grande disponibilidade de água, é possível utilizar densidades mais elevadas, pois, caso necessário, conseguem fazer uma grande renovação da água de cultivo. Por outro lado, em propriedades onde há baixa disponibilidade de água, sugere-se trabalhar com densidades menores, como forma de manter níveis adequados de qualidade de água, sem a necessidade de renovações ao longo do cultivo. O tempo de cultivo para que os peixes alcancem o peso médio final de 10 kg em viveiros é de 9 a 10 meses, iniciando com animais de 800 g a 1 kg.

O cálculo da quantidade de peixes por viveiro que o produtor irá estocar deve iniciar sempre com a definição do peso que o produtor espera despescar o peixe. Se o produtor estiver utilizando o sistema trifásico, esse mesmo procedimento pode ser utilizado no cálculo da quantidade de animais que serão estocados nos viveiros entre as fases de produção. Sabendo-se isso e definindo-se a produtividade esperada pelo sistema (que varia de acordo com a disponibilidade e qualidade da água), deve-se calcular a quantidade de peixes que será estocado por viveiro. Posteriormente, prevendo uma taxa de mortalidade máxima, adiciona-se essa diferença (Figura 47). Esse mesmo procedimento, também, pode ser utilizado para o cálculo de animais a serem estocados em barragens.

O sistema de abastecimento de água em viveiros escavados deve ocorrer em lado oposto à instalação do sistema de drenagem, permitindo que a água de drenagem seja sempre a mais antiga no viveiro (Figura 48). Recomenda-se que os viveiros apresentem leve

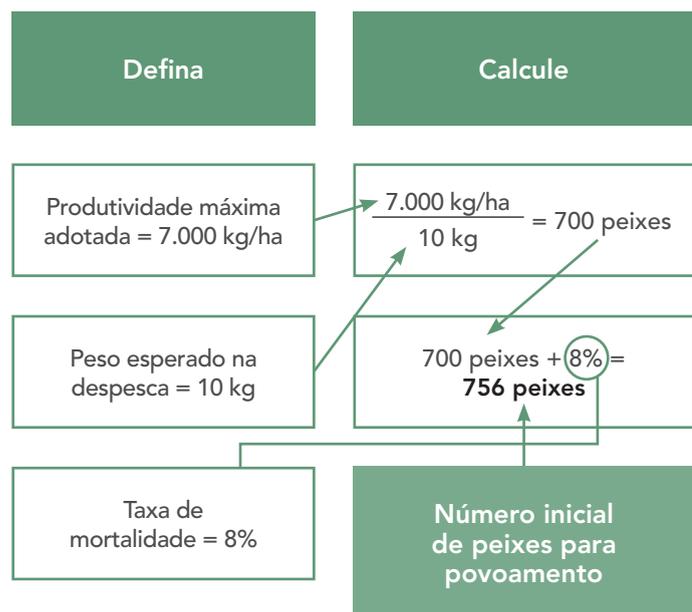


Figura 47. Cálculo da quantidade de peixes que devem ser estocados em viveiro ou barragem.

declive (0,1% a 2,0%, dependendo do comprimento do viveiro), pois este permitirá sua secagem total para posterior desinfecção, etapas importantes para eliminar organismos indesejáveis no viveiro, minimizando os riscos de transmissão de doenças entre os ciclos de produção, principalmente na fase inicial (recria), já que os alevinos são mais susceptíveis a doenças.

O abastecimento dos viveiros pode ocorrer por canaletas a céu aberto ou por tubulações. A drenagem de água em viveiros de pequeno e médio porte é realizada geralmente por estruturas de tubos denominadas de cachimbo, que é composto por tubo de PVC acoplado a uma curva de 90°. Este pode ser posicionado na parte interna ou externa do viveiro, com o cuidado para proporcionar a drenagem da água do fundo e impedir a saída dos peixes (Figura 49).

Os viveiros escavados possibilitam um bom desempenho dos pirarucus na fase de recria (GUERRA, 2002; ONO; KEHDI, 2013) e apresentam como vantagens a possibilidade de

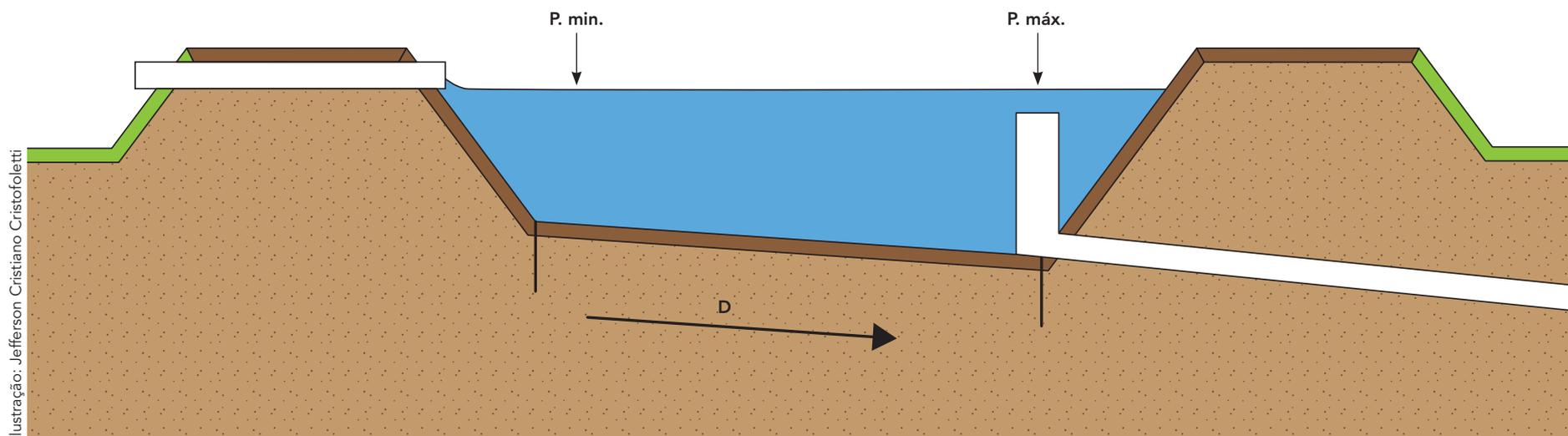
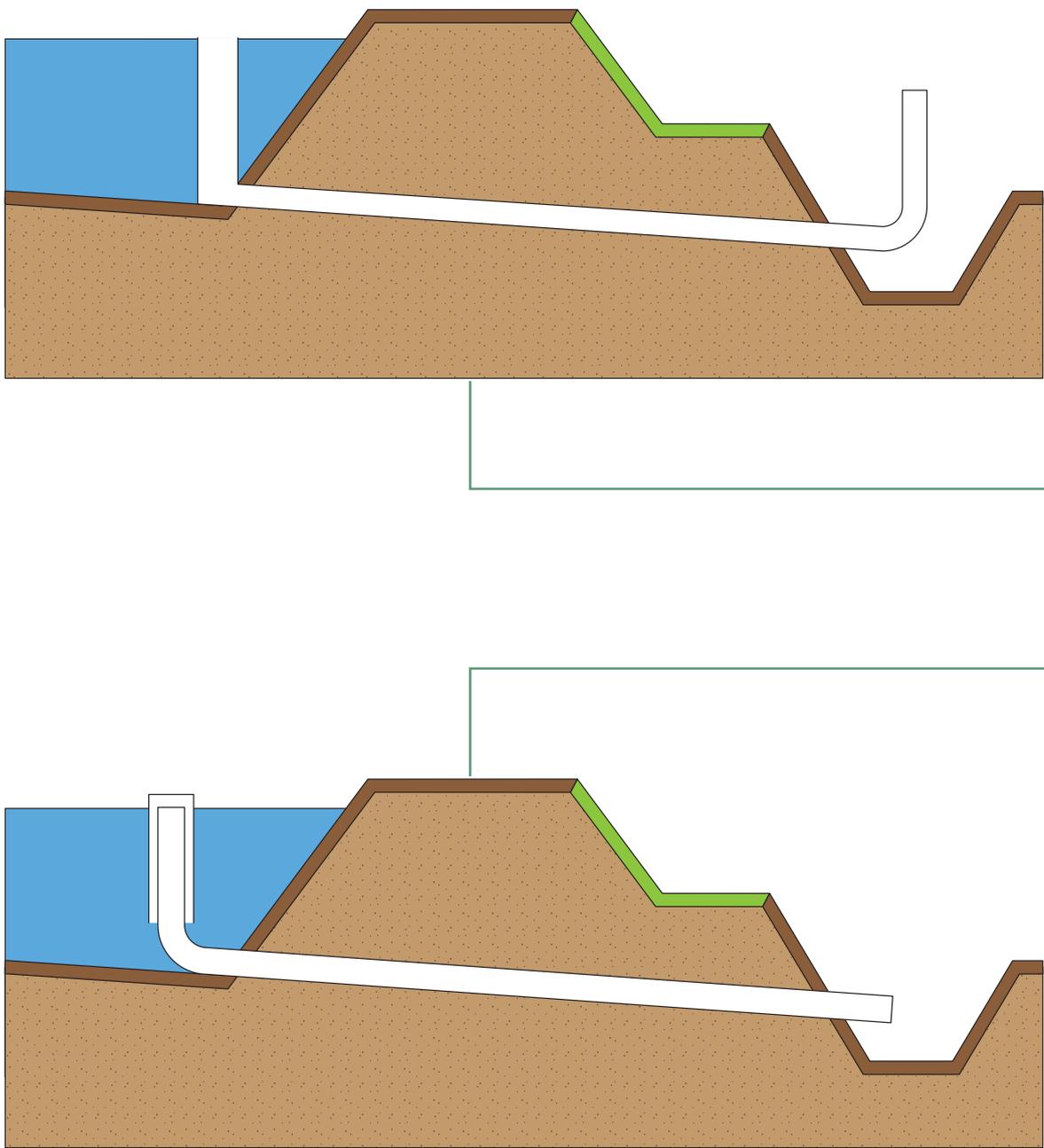


Figura 48. Representação de um viveiro de piscicultura com abastecimento e drenagem em lados opostos. (P.min. é a profundidade mínima; P.máx. é a profundidade máxima; D é o declive, que deve ser de 0,1% a 2%)

Ilustração: Jefferson Cristiano Cristofolletti



Fotos Fabrício Pereira Rezende

Figura 49. Sistemas de drenagem em viveiros escavados. Cachimbo externo (A) e Cachimbo interno (B).



adubação/fertilização, manejo que contribui para o desenvolvimento do alimento natural, o qual é consumido pela espécie nessa fase do cultivo (PEREIRA FILHO; ROUBACH, 2010; QUEIROZ, 2000). Por outro lado, exigem alto investimento em telas antipássaros, necessárias para evitar a predação dos animais por aves ou morcegos (Figura 50A e 50B). Em alternativa, alguns produtores têm utilizado fios de nylon (linha de pescaria 0,40 mm ou 0,50 mm) com êxito na redução de predação por aves piscívoras e morcegos pescadores, porém esta alternativa não é tão eficiente quanto às telas. A fixação da linha de nylon ocorre em arame de aço bem esticado, que passa em estacas no perímetro do viveiro, as quais são distanciadas cerca de 5 m a 8 m uma da outra. A linha deve ser amarrada no arame de um lado e do outro do viveiro, dispostas paralelamente a cada 30 cm a 40 cm (Figura 50C).

A diferença básica entre o viveiro de recria e de engorda é o tamanho, que na engorda geralmente é maior. Além disso, não há necessidade de colocação de tela antipássaros, uma vez que os peixes na engorda (40-50 cm) não são mais alvos de predadores como aves e morcegos.



Figura 50. Viveiros escavados utilizados para a fase de recria do pirarucu, protegidos por tela antipássaros (seta) (A e B) e por linha de nylon (seta) (C).

Um aspecto que merece atenção na engorda é que, quando os pirarucus estão com peso a partir de 5 kg a 6 kg, em geral, a movimentação deles causa a suspensão de partículas na água, aumentando a turbidez. Isso ocorre dependendo do tipo de solo do viveiro, mas pode dificultar o processo de alimentação, considerando que a espécie é uma predadora visual e precisa ver o alimento para apreendê-lo. No entanto, este não é um fator que impede a produção, porém vai exigir um maior cuidado na alimentação, de forma a agregar o cardume em uma área do viveiro e ofertar a alimentação mais lentamente. Para evitar esse problema, Ono e Kehdi (2013) tem indicado a utilização de viveiros com profundidade maior que 2,5 m.

3.1.2 Barragens

As barragens são muito utilizadas para a produção de peixes na região Norte, inclusive para produção do pirarucu. No último censo aquícola, publicado em 2008, 32% dos produtores realizavam a produção do pirarucu em barragens/açudes (BRASIL, 2008). Rebelatto Júnior et al. (2015) relataram que 21% dos produtores utilizam essa estrutura para a produção. Em geral, não são utilizadas para recria, devido a maior dimensão em comparação aos viveiros, o que dificulta a utilização de telas antipássaros e procedimentos de secagem e desinfecção, que eliminam possíveis predadores.

Na engorda em barragens, há produção de pirarucu em monocultivo (produção de uma única espécie) ou associada a outras espécies, como o tambaqui, sem prejuízos para ambas (bicultivo). Nesse caso, o pirarucu é a espécie secundária, sendo por isso estocada em menor quantidade, e, por ter hábito carnívoro, auxilia na diminuição da quantidade de peixes forrageiros. Lembrando que nesse caso é importante estocar os peixes cultivados como espécie principal com tamanhos compatíveis, a fim de evitar que o pirarucu os prede.

A produção em barragens é realizada em menor densidade de estocagem e, por isso, em geral, há um crescimento mais acelerado da espécie, o que pode ser também resposta à maior disponibilidade de peixes forrageiros, que complementam a alimentação. O tempo de cultivo para que os peixes alcancem o peso médio final de 10 kg nessa estrutura de cultivo é de cerca de 10 a 12 meses quando produzidos em monocultivo, iniciando com animais entre 500 g e 1 kg. Quando produzidos em bicultivo, como espécie secundária, podem alcançar peso maior do que em monocultivo.



3.1.3 Tanques-rede

O cultivo do pirarucu em tanques-rede ainda é incipiente no país, mas é uma estrutura que permite a produção de forma satisfatória, tanto para a fase de recria quanto para a de engorda, com rentabilidade econômica dependendo do valor de venda do produto praticado no mercado (ONO et al., 2003; ONO; KEHDI, 2013). No entanto, o crescimento do peixe é mais lento nessa estrutura, quando comparada aos viveiros e barragens em um mesmo período de cultivo, sobretudo por trabalhar com maiores adensamentos e pelo fato das rações disponíveis no mercado não atenderem completamente as necessidades da espécie, uma vez que estando acondicionados no tanque-rede, não dispõem de alimento complementar.

O tanque-rede é composto basicamente por um elemento de flutuação, uma estrutura de armação, tela de contenção dos peixes, comedouro e tampa. Na produção de alevinos, pode ainda ser adicionado um bolsão com malha de tamanho inferior à tela do tanque-rede, até que os animais atinjam tamanho suficiente para serem liberados neste (Figura 51).



Figura 51. Estruturas de um tanque-rede.

Na recria do pirarucu, podem ser utilizados tanques-rede de diversos tamanhos (Figura 52B), sendo os mais recomendados os de 4 m³ e 13,5 m³, com bolsões de malha entre 5 mm e 10 mm, que não permitam o escape dos peixes (Figura 52A). São estocados de 40 a 80 peixes/m³ (para um peso final nessa fase de 1kg e 0,5 kg, respectivamente), considerando uma produção máxima de 40 kg/m³ (ONO; KEHDI, 2013). Quando os produtores não possuem viveiros protegidos com telas antipássaros, podem utilizar tanques-rede dentro dos viveiros ou barragens, de forma que os alevinos fiquem protegidos contra predadores (Figura 52C), sendo liberados no viveiro ou barragem apenas quando alcançarem tamanho suficiente para não serem predados. A desvantagem desse método é que o alevino passa a depender exclusivamente da ração ofertada, pois não consegue aproveitar o zooplâncton disponível no meio. Além disso, a elevada densidade utilizada nesse tipo de estrutura pode contribuir para problemas sanitários, principalmente parasitoses, devendo, por isso, ser reforçado o acompanhamento da alimentação e do comportamento dos animais.

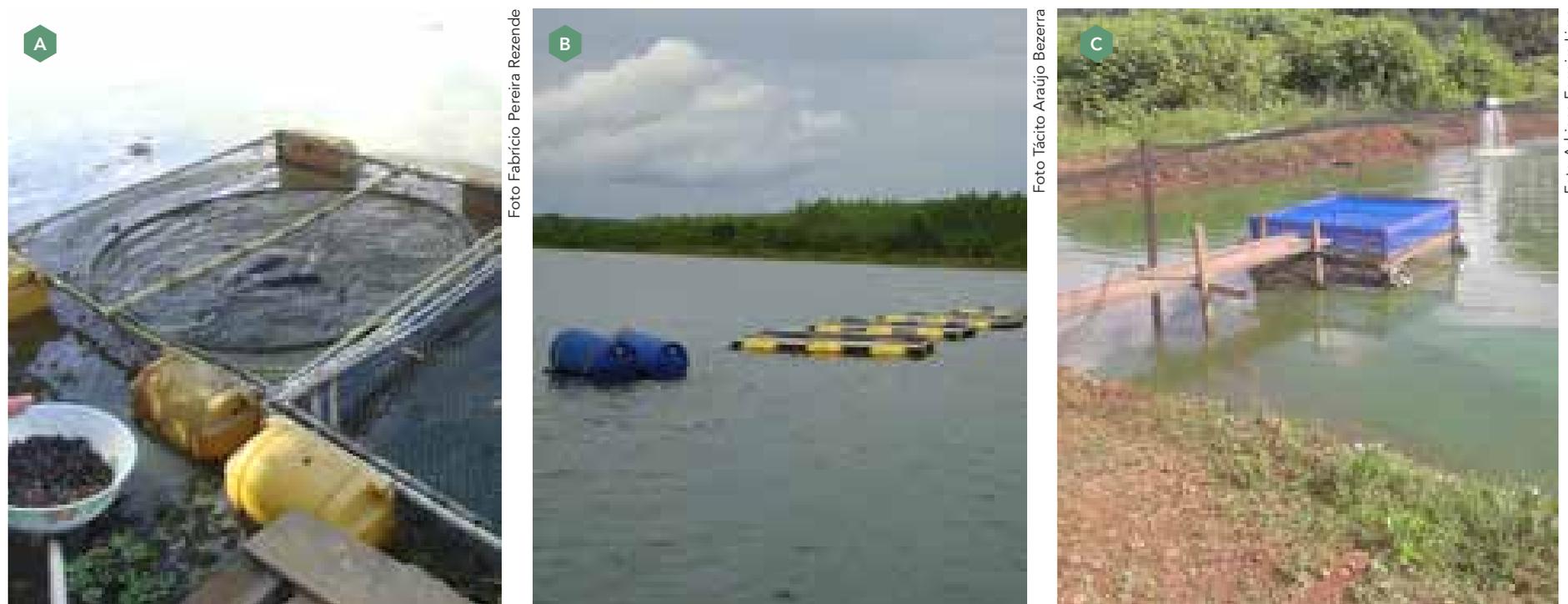


Figura 52. Recria de pirarucu em tanque-rede de pequeno volume (A); vista panorâmica de uma produção em tanques-redes (B) e tanque-rede de pequeno volume em viveiro escavado para produção inicial na recria (C).



Figura 53. Recria do pirarucu em caixas d'água circulares de borda baixa (A) e em tanques circulares de lona vinílica.

Na engorda, a densidade em tanques-rede pode chegar até a 14 peixes/m³, para peixes com peso final de 8,5 kg, considerando uma produção máxima de 120 kg/m³ (ONO; KEHDI, 2013). Em cerca de 10 a 12 meses de engorda, iniciando com peso entre 0,5 kg e 1 kg o pirarucu alcança o peso médio de 10 kg em viveiros e barragens, enquanto que em tanques-rede atinge cerca de 8,5 kg. Existem experiências com a engorda de pirarucu em tanques-rede de pequeno volume (5 m³ – 18 m³) e de grandes volumes, 300 m³ (ONO et al., 2003; ONO; KEHDI, 2013), mas ainda não há informações que indiquem o melhor tamanho do tanque-rede para o cultivo do pirarucu. O tamanho de malha indicado para essa fase é entre 8 mm e 25 mm (ONO; KEHDI, 2013).

O manejo em tanques-rede é mais intensivo do que em viveiros escavados. São necessários procedimentos de limpezas periódicas, principalmente na recria, quando são utilizadas malhas muito pequenas, que favorecem a colmatção (entupimento das telas). Além disso, a cada biometria, devem ser realizadas conferências no tanque, a fim de prevenir problemas de rompimento de tela e consequente escape de peixes. Para manejos de repicagem e despesca, é necessária a utilização de balsas, de forma a suspender o tanque para captura dos peixes, evitando que eles saltem e fujam dos tanques-rede. Já o procedimento de captura para biometrias e despesca é mais prático e rápido, considerando que os peixes estão adensados em um pequeno espaço.

3.1.4 Caixas d'água

Alguns piscicultores têm utilizado caixas d'água (Figura 53) para o desenvolvimento da fase de recria. Porém, considerando a grande limitação do espaço e a troca de água pouco efetiva, em geral, os produtores trabalham com uma redução contínua da densidade (repicagem), combinada a classificações dos peixes por tamanho sempre que a diferença entre os animais estiver acentuada. Apesar do uso dessa estrutura permitir um melhor acompanhamento visual dos animais e triagens constantes, não vem sendo eficiente para o crescimento do peixe, além de exigir manejo mais intensivo quando comparada às demais estruturas de cultivo. Adicionalmente, o adensamento comum dos sistemas mais intensivos é um dos fatores que propicia a maior incidência de parasitoses. O uso dessas estruturas, em geral, é feito por produtores que também realizam a alevinagem e veem a oportunidade de aproveitar a infraestrutura pré-existente para a fase de recria. A estrutura de caixas d'água utilizadas na alevinagem está descrita no tópico "Tipo de estruturas".

A densidade de alevinos nas caixas d'água circulares varia muito para cada classe de tamanho (Tabela 7). Observa-se que no final da recria, quando os peixes estão com cerca de 40 cm a 50 cm, o número de animais por caixa é muito baixo, o que inviabiliza a manutenção de grandes lotes em laboratório, uma vez que estes demandariam um grande número de caixas d'água.

3.1.5 Tanques de lona vinílica

Assim como os tanques-rede, o tanque de lona vinílica é uma estrutura de cultivo ainda pouco utilizada para a produção do pirarucu, mas alguns produtores já vêm utilizando essa estrutura e obtendo resultados satisfatórios (Figura 53). Contudo, é importante ressaltar que a produção do pirarucu em tanque de lona vinílica é uma forma de intensificar a produção e depende de altas taxas de renovação de água, com pouca ou nenhuma presença de alimento natural na água. Nessa estrutura de cultivo, o manejo é facilitado e permite um maior acompanhamento visual dos peixes. Entretanto, existem poucas informações sobre o cultivo de pirarucu nessa estrutura.

Alguns produtores têm utilizado a densidade de até 2.000 alevinos para a recria em tanques de vinilona de 6.000 L. Na engorda, são praticadas densidades de até 4 peixes/m³ em tanques de 30.000 L (REBELATTO JUNIOR et al., 2015). O tempo de cultivo na engorda é de 12 meses, com o peixe iniciando com 1 kg e finalizando com 10 kg.

Independente tipo de estrutura a ser utilizado pelo piscicultor na recria e engorda do pirarucu, seu sucesso estará diretamente ligado à adoção de manejos adequados na alimentação, no controle sanitário, monitoramento da qualidade de água e proteção contra predadores. Em viveiros escavados, o preparo e fertilização são etapas críticas para o sucesso da recria e manutenção da qualidade da água durante todo o ciclo produtivo, enquanto que nas caixas d'água, tanques-rede e tanques circulares de lona vinílica destacam-se a manutenção da limpeza dessas estruturas e a renovação constante da água como pontos fundamentais.

3.2 Recepção dos animais na recria e engorda

Para o produtor que compra alevinos de pirarucu para recria e/ou engorda, é importante conhecer a qualidade dos alevinos adquiridos. Conhecer o produtor de alevinos, por meio

Tabela 7. Densidades de estocagem de alevinos de pirarucu para recria em caixas d'água circulares de borda baixa de 1.000 L.

Tamanho médio dos alevinos	Densidade de estocagem Alevinos/ caixas d'água de 1.000 L
12 – 15 cm	200 ⁽¹⁾
15 cm	150 a 300 ⁽²⁾
20 cm	100 a 200 ⁽²⁾
25 cm	50 ⁽²⁾
35 cm	20 ⁽²⁾
45 cm	5 ⁽²⁾

Fonte: ⁽¹⁾Guerra (2002); ⁽²⁾ Informações disponibilizadas por produtores.

de indicação de outros clientes ou visitando a estrutura da propriedade e os processos adotados, é uma das etapas para a aquisição de alevinos de pirarucu saudáveis para o cultivo. Produtores e técnicos relatam haver menos problemas nas fases de recria e engorda quando os alevinos adquiridos são saudáveis (ONO; KEHDI, 2013; REBELATTO JUNIOR et al., 2015).

A qualidade dos alevinos adquiridos refere-se tanto ao ponto de vista sanitário, quanto da avaliação do treinamento alimentar, a qual deve ser feita, preferencialmente, a partir da observação da alimentação dos alevinos no laboratório antes da compra.

3.2.1 Como avaliar o treinamento alimentar dos alevinos?

Alevinos bem treinados capturam a ração que está boiando na superfície da água, com voracidade e disputa. Em contrapartida, o alevino mal treinado fica visivelmente agitado quando a ração é fornecida, contudo não vai buscá-la na superfície, sendo a mesma consumida na coluna de água, quando já está totalmente úmida, afundando e possivelmente perdendo seus nutrientes. Esse é um aspecto relevante, pois animais mal treinados, além de terem dificuldades de consumo da ração nos viveiros, indicam problemas de manejo durante a fase de alevinagem, e certamente acompanhados de problemas sanitários, pois animais malnutridos nas fases iniciais de vida são mais susceptíveis a doenças.

Adicionalmente, na fase de recria, uma vez constatado que os alevinos foram devidamente condicionados a consumirem ração comercial, deve-se cuidar para que não fiquem longos períodos sem receber ração ou somente aproveitando o alimento natural dos viveiros, pois pode haver um retrocesso no treinamento alimentar. Além disso, faz-se necessário o fornecimento regular de rações de qualidade, pois a alimentação inadequada pode resultar em interrupções do consumo e, conseqüentemente, em perdas de peso, heterogeneidade do lote, aparecimento de doenças, mortalidades ou até mesmo em danos irreversíveis aos animais, como aparecimento de peixes facão⁶, que podem comprometer o ciclo produtivo.

3.2.2 Como avaliar a saúde dos alevinos?

Associado a questões nutricionais e de treinamento, alevinos com altas cargas parasitárias são mais sensíveis ao transporte e menos adaptáveis às novas condições ambientais.

⁶ Peixes excessivamente magros. Ver Figura 32 ou 60.

Quando não se tem conhecimento desses parâmetros por parte do vendedor, conforme mencionado anteriormente, recomenda-se manter os alevinos em observação por alguns dias, o que é chamado de quarentena, para notar sinais clínicos indicativos de doenças, como presença de lesões, alterações no comportamento como natação anormal e abertura excessiva dos opérculos, avaliar a condição corporal dos animais e a homogeneidade do lote. O local de manutenção dos peixes nesse período deve ser caixas d'água ou tanques, com entrada e saída de água independentes, contanto que se tenha água em quantidade e qualidade suficientes para renovação e que o cuidado com o descarte desta água não comprometa outros viveiros da piscicultura.

Nesse momento realiza-se uma amostragem para avaliação sanitária de animais para buscar e identificar parasitos que podem se tornar problemáticos nos viveiros de recria e, se necessário, determinar tratamentos para redução ou extinção da carga parasitária. A orientação dos métodos de diagnóstico e os parasitos mais importantes que acometem alevinos de pirarucu são descritos nos Tópicos "Passos para o diagnóstico de doenças " e "Principais parasitas de pirarucus no cativeiro", respectivamente. Ectoparasitos (protozoários, monogenoídeos) são mais comuns de serem encontrados em alevinos provenientes da alevinagem em laboratório, enquanto naqueles alevinos que passaram a fase de treinamento alimentar em viveiros escavados, ou foram estocados nessas estruturas antes da comercialização, podem ser encontrados também os crustáceos ectoparasitos e endoparasitos (por exemplo, nematoides, acantocéfalos).

Posso misturar diferentes lotes de alevinos de pirarucu num mesmo viveiro?

A mistura de diferentes lotes de alevinos na fase de recria em viveiros não é recomendada, pois a depender das condições sanitárias de um lote, pode haver comprometimento de todos os animais do sistema. Além disso, os animais podem apresentar diferenças de tamanho resultando em heterogeneidade dos animais a serem transferidos para engorda, quando for o caso. Exceção em caso de serem realizados os procedimentos de quarentena nos diferentes lotes, para padronização de tamanho e condições sanitárias.

Aclimação e manejos dos alevinos

A aclimação dos animais às diferentes condições de qualidade da água, temperatura e outras variáveis ambientais, deve ser feito no momento da chegada dos alevinos do transporte. Se em

embalagens plásticas, o que é menos comum, a mesma deve ser colocada na água do viveiro ainda fechada para que a temperatura da água do viveiro e da embalagem se equalizem. Em seguida, a embalagem pode ser aberta para que lentamente água do viveiro seja incorporada, para que os peixes se adaptem às demais variáveis da água. Para os peixes transportados em caixas de transporte ou adaptações, a água do viveiro deve ser adicionada lentamente na caixa de transporte, podendo até parte da água da caixa ser descartada nesse processo de aclimação. O procedimento de aclimação não deve durar menos do que 30 minutos e também é um momento para o produtor avaliar a condição dos animais. Deve-se lembrar de que os animais já passaram por alguns agentes estressores como, por exemplo, a manipulação para seleção previa à compra e ao transporte, de forma que a aclimação bem conduzida deverá minimizar o estresse natural dessa fase. Aclimação dos animais também deve ser feita quando houver manipulação dos animais para classificações ou repicagens com mudanças de viveiros, de maneira a não provocar estresse adicional aos animais. Sempre tomando o cuidado com os animais durante a manipulação para evitar a perda de muco e escamas, que são a primeira barreira de defesa dos peixes contra agentes patogênicos. Mais informações serão abordadas no tópico “Biométrie”.

Os utensílios e os instrumentos de pesca utilizados no manejo dos peixes devem ser sempre desinfetados após seu uso ou, sempre que se pretenda reutilizá-los em viveiros diferentes ou, ainda, quando houver suspeita de algum tipo de enfermidade com os peixes, conforme mencionado no tópico “Higienização e desinfecção de utensílios”. Recomenda-se separar os utensílios utilizados para as fases de alevinagem e engorda.

A adequada preparação de viveiros para recepção dos alevinos, como veremos detalhadamente no tópico seguinte, é essencial para evitar problemas sanitários nessa fase e na engorda, mas também para prevenir a presença de peixes predadores, que podem contribuir significativamente como mais uma fonte de estresse para os alevinos (Figura 54).

3.3 Preparação do viveiro para produção

A preparação de viveiros compreende as etapas de secagem, desinfecção, calagem e adubação, as quais encontram-se detalhadas no tópico “Produção de zooplâncton em viveiros escavados”. Tem por objetivo proporcionar a desinfecção do viveiro entre os ciclos de cultivo, impedindo a transferência de patógenos, corrigir os parâmetros de qualidade da água e estimular o desenvolvimento do plâncton, alimento natural aproveitado pelo pirarucu nas fases iniciais da vida e que complementa nutricionalmente a ração ofertada durante a

Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Figura 54. Alevinos de pirarucu com marcas nas nadadeiras características de predação. No viveiro foram encontradas piranhas que possivelmente entraram pelo cano de abastecimento de água desprotegido.

recria, sendo, por isso, etapa essencial nessa fase.

É importante destacar que os viveiros de recria devem ser construídos de forma que possam ser completamente esvaziados para que sejam preparados da maneira adequada.

Uma prática comumente observada em pisciculturas de pirarucu é o reaproveitamento da água entre cultivos subsequentes, como forma de economizar água e outros insumos. Considerando que os principais problemas sanitários com a espécie se concentram na alevinagem, com possibilidade de transmissão dessas doenças nos viveiros de recria, recomenda-se evitar essa prática nessa fase e adotar sistematicamente os procedimentos de preparação de viveiros, em especial, a secagem e desinfecção. Ressalta-se que o uso de cal virgem ou hidratada na etapa de desinfecção não pode ser feito durante o cultivo, apenas antes de iniciá-lo, pois podem ocasionar mortalidade dos peixes devido à brusca elevação do pH.

Para a fase de engorda, o reaproveitamento da água em cultivos subsequentes pode ser realizado, exceto se houver relatos de problemas sanitários durante o ciclo anterior, como por exemplo, infestações por crustáceos parasitos externos (piolhos de peixes), que são facilmente transmitidos por meio da água ou utensílios contaminados. No entanto, é importante que, eventualmente, o produtor realize a secagem do viveiro, como forma de expor o solo ao ar e facilitar a oxigenação do fundo, e, conseqüentemente, a mineralização da matéria orgânica, diminuindo o seu acúmulo.

3.4 Qualidade da água na recria e engorda

A manutenção dos peixes em ambiente de cultivo com água em qualidade e quantidade satisfatórias é fator decisivo ao sucesso de qualquer empreendimento aquícola. O produtor necessita estar atento à disponibilidade de nutrientes na água do cultivo, visto que o excesso de nutrientes é prejudicial ao desenvolvimento dos peixes, mas também a falta desses nutrientes irá reduzir a produtividade de plâncton, o que pode atrasar o ciclo de produção, no caso da recria, ou prejudicar o equilíbrio da comunidade planctônica e bentônica, que contribuem para a manutenção da qualidade de água no cultivo.

Quando se pensa em qualidade de água, o piscicultor deve ter em mente pelo menos alguns parâmetros, como temperatura, pH, alcalinidade, oxigênio dissolvido, compostos nitrogenados (especialmente amônia) e matéria orgânica. Alguns deles, que discutiremos a

seguir, são mais importantes e merecem maior atenção.

Um dos principais fatores limitantes ao cultivo do pirarucu é a temperatura da água. Em regiões onde há a ocorrência de invernos ou frentes frias (“friagens”) que perduram por mais de uma semana, a temperatura será fator restritivo à manutenção dos pirarucus. Se a região onde será implantado o novo empreendimento de piscicultura com foco em pirarucu não for de clima quente, com temperaturas de água superiores a 26 °C a maior parte do ano, o cultivo de pirarucu ficará inviabilizado. Mesmo quando a temperatura fica abaixo de 26 °C apenas por alguns meses, é possível perceber uma perda de produtividade da espécie, e em alguns casos mortalidade. Outro ponto relevante sobre a temperatura, diz respeito a variações bruscas ao longo do dia, que geram estresse aos peixes e, em alguns casos, mortalidades.

Além da temperatura, a elevação nos níveis de compostos nitrogenados na água, especialmente amônia, é outro fator limitante e que necessita de atenção no manejo dos viveiros de recria. A fertilização dos viveiros e o fornecimento de ração aos peixes são etapas necessárias ao cultivo, mas representam aporte de nutrientes no viveiro. A fim de evitar os problemas decorrentes de eutrofização da água pelo acúmulo de matéria orgânica nos viveiros, é necessário o constante monitoramento da água durante o ciclo de produção pelo menos para os parâmetros de temperatura, pH, amônia e alcalinidade.

O pirarucu apresenta tolerância a elevados níveis de amônia na água – 25 mg de amônia total/L (CAVERO et al., 2004) – e é tolerante a uma ampla faixa de pH. No entanto, quando o peixe é mantido em água com mínima oscilação diária de pH (até 2 unidades de pH), o crescimento é favorecido devido a manutenção das condições de água favoráveis (KUBITZA, 1998). Essa baixa oscilação pode ser conseguida pela aplicação de calcário agrícola na preparação do viveiro. Outro fato interessante a ser destacado é que a toxicidade da amônia, em temperatura constante, é maior quando o pH da água está mais alto, sendo este mais um motivo para o controle desta variável.

A amônia presente no viveiro é oriunda principalmente da excreção dos peixes e das sobras de ração, ocorre naturalmente em duas formas na água – $\text{NH}_3/\text{NH}_{4+}$, denominada amônia total – e o equilíbrio entre essas duas formas se dá pelo pH. Em água com pH mais baixo (ex. pH 5,8), a maior parte da amônia total estará na forma NH_{4+} (amônia ionizada), que é de baixa toxicidade. Entretanto, se a água estiver com pH elevado (ex. 8,4), a maior parte da amônia total estará na forma NH_3 (amônia não ionizada), que é de elevada toxicidade aos

peixes. Por meio de bactérias encontradas naturalmente na água dos viveiros, a amônia é decomposta, com a utilização de oxigênio, em dois subprodutos, o nitrito e o nitrato, que finalmente é utilizado como nutriente pelo fitoplâncton. O nitrito é tóxico e se acumula em ambientes com baixas concentrações de oxigênio.

Geralmente, em viveiros que não foram corrigidos (com baixa alcalinidade) e em regiões onde a água e solo têm baixa capacidade tampão, grande oscilação do pH ocorrerá ao longo do dia. Com valores mais elevados à tarde, quando há o pico de fotossíntese pelo fitoplâncton, e mais baixos pela madrugada, quando há o pico de respiração pelos organismos do viveiro. Desse modo, o monitoramento semanal de pH (sempre nos horários do início da manhã e final da tarde) e alcalinidade da água é fundamental para monitorar a capacidade de tamponamento do viveiro. Caso ocorram no mesmo dia valores extremos de pH, por exemplo, 5,8 pela manhã e 8,4 à tarde, o piscicultor deverá corrigir a água com a aplicação de calcário agrícola no viveiro. Havendo peixes em cultivo no viveiro, a aplicação deverá ocorrer com 10% da dose inicial, monitorando-se o pH e a alcalinidade a cada 3 dias e realizando-se reaplicações até que a amplitude de variação se estabilize (por exemplo 6,0 pela manhã e 7,0 à tarde).

A aplicação de calcário tem efeito positivo não apenas na capacidade tampão da água do viveiro, mas também na disponibilização de cálcio e magnésio, fundamentais para a produtividade de plâncton dos viveiros. Para a produção de peixes, são recomendados níveis de alcalinidade próximos de 20 mg de CaCO_3/L e dureza a 10 mg de CaCO_3/L .

O oxigênio dissolvido, em geral, não é uma preocupação entre os produtores de pirarucu, considerando que a espécie apresenta respiração aérea. Entretanto, ressalta-se que valores adequados de oxigênio são essenciais para a dinâmica biológica do viveiro/barragem, permitindo a sobrevivência e equilíbrio dos organismos fotossintéticos, planctônicos e decompositores, que contribuirão para a manutenção de uma boa qualidade de água. Portanto, para qualquer produção piscícola, mesmo em espécies com respiração aérea, é importante a manutenção do oxigênio dissolvido acima de 4 mg/L.

3.5 Biometria

A realização de biometrias periódicas durante o cultivo é necessária para acompanhar o desenvolvimento e a condição sanitária dos peixes e ajustar a quantidade de ração que deve ser ofertada, promovendo o uso eficiente de ração, que é o principal item de dispêndio nos



Figura 55. Avaliação das brânquias e face interna dos opérculos durante a biometria, observando a presença de ectoparasitos (seta vermelha) (A); observação, após leve compressão na região abdominal, de fezes líquidas e hemorrágicas, indicativa de enterite (seta) (B).

custos de produção aquícola. As biometrias devem ser realizadas em intervalos de duas a quatro semanas na recria e mensalmente ou a cada 45 dias na engorda. Muitos produtores, após alguns ciclos de experiência, tendem a suspender a biometria, pois justificam já conhecer o perfil de crescimento da espécie e, por isso, fazem o ajuste da alimentação considerando cultivos anteriores. Contudo, ressalta-se que esse procedimento é importante para confirmar o crescimento dos peixes e fazer o ajuste preciso da taxa de alimentação, além de ser o único momento que o produtor possui para avaliar as condições sanitárias dos peixes. Esta última é realizada a partir da observação das brânquias, opérculos e pele de cada indivíduo amostrado, investigando-se a presença de ectoparasitos (Figura 55A), lesões nas nadadeiras ou superfície do corpo, indicativo da presença de predadores no viveiro, e observando a conformidade das fezes do peixe, a partir de uma leve pressão na região próxima ao ânus (Figura 55B).

Durante a captura dos peixes para biometria (Figura 56A), é importante atenção para o uso de redes com tamanho de malha adequada, de acordo com o tamanho do peixe, a fim de evitar que os peixes se emalhem. O uso de redes com malhas largas pode ocasionar o emalhe de peixes, machucando-os (Figura 57) e até causar mortalidade por afogamento. Em geral, o produtor necessita de uma rede para os arrastos na recria, que deve ter malha entre 5 mm e 20 mm, e outra para a fase de engorda, com malha entre 20 mm e 35 mm. A mesma rede usada na recria pode ser usada na engorda, contudo, muitas vezes as redes de menor tamanho de malha são fabricadas com fio de menor espessura e, com o peso do pirarucu na fase final de engorda, pode ser danificada. No momento de recolhimento e fechamento da rede de arrasto, deve-se ter cuidado para que nenhum peixe fique aprisionado sob a rede em recolhimento, quando também poderá ocorrer afogamento do pirarucu. No recolhimento, atenção e cuidado também deve ocorrer por parte de quem auxilia no recolhimento à frente da rede, visto que o salto dos peixes nas tentativas de fuga pode ocasionar acidentes ao trabalhador (Figura 56B). Com a rede já recolhida, deve-se evitar o superadensamento dos peixes, o que atrapalha a subida dos animais que estão na porção inferior para a respiração na superfície e pode também levar a perdas por afogamento. Por isso, o arrasto para a biometria pode ser realizado em apenas uma área menor do viveiro, contanto que sejam observados peixes na área arrastada.

Durante o manejo de biometria, deve-se prevenir a queda de peixes, fazendo uma boa imobilização do animal, pois as quedas podem causar machucados e até mortalidade. À medida que os peixes crescem, a imobilização vai ficando difícil, mas esta é facilitada pelo uso de puçás de tamanho adequado (Figuras 58 e 59).



Foto Fabrício Pereira Rezende



Foto: Adriana Ferreira Lima



Foto: Adriana Ferreira Lima

Figura 56. Captura de juvenis com rede de arrasto para biometria na fase de recria (A) e pirarucu em fase final de recria saltando sobre a rede (B).

Figura 57. Peixe machucado após ter sido emalhado em rede de arrasto.



Figura 58. Pesagem individual de juvenil na recria com balança digital de mesa (A), em balança de gancho (B) e mensuração do comprimento com ictiômetro.

Foto Jefferson Cristiano Christofolletti



Foto: Adriana Ferreira Lima



Foto Jefferson Cristiano Christofolletti

Figura 59. Pesagem individual de juvenil na engorda com balança digital de gancho (A) e mensuração do comprimento com ictiômetro e fita métrica (B e C, respectivamente).

A biometria para acompanhamento do desempenho do lote pode ser realizada com a captura de 5% a 10% dos peixes em cultivo. A pesagem dos animais pode ser realizada individualmente, mensurando-se o peso de um peixe por vez, ou em grupos, quando se pesa vários peixes e retira-se a média de peso deles. A mensuração do comprimento é opcional, já que essa medida não é utilizada para cálculo de parâmetros de desempenho. Mas sugere-se que o produtor faça a medição de comprimento ao menos de alguns peixes por biometria, para que ele acompanhe o crescimento em comprimento.

No cultivo de pirarucu, ocorre eventualmente o aparecimento de peixes extremamente magros, também chamados de peixes “facão”, que são identificados geralmente durante as biometrias (Figura 60). O que causa essa magreza extrema ainda não foi totalmente elucidado. Em alevinos, associa-se essa condição de magreza principalmente a peixes que não foram bem treinados a se alimentarem de ração, conforme explicado no tópico “Treinamento alimentar”. Contudo, mesmo durante a engorda, esses peixes continuam existindo na estrutura de cultivo. Já foram observados peixes “facão” com até 3 kg, mas verifica-se que esses animais podem recuperar sua condição corporal ao longo do ciclo produtivo. Na engorda, esses animais nem sempre são os menores, por isso, sugere-se que a existência dessa condição pode estar relacionada a questões de comportamento da espécie, como dominância e subordinação, com os peixes dominantes apresentando preferência sobre os demais na alimentação.

Fotos: Adriana Ferreira Lima



Figura 60. Alevino (A) e juvenil (B) extremamente magros, denominados peixes “facão”.

Nas fases de recria e engorda poderá ocorrer mortalidade de alguns peixes, ocasionalmente, mas isso deve ser uma exceção, pois com bom manejo é possível obter menos de 1% de mortalidade. Na produção em viveiros, admite-se uma mortalidade de até 8%, já em tanques-rede observam-se mortalidades de até 6% (ONO; KEHDI, 2013).

3.6 Alimentação

A alimentação dos peixes destaca-se como um dos processos mais importantes em uma piscicultura. É determinante para a produtividade e lucratividade do empreendimento, uma vez que influencia diretamente o crescimento e saúde dos peixes e pode representar até 70% dos custos operacionais em pisciculturas mais intensivas.

A condução de um bom manejo alimentar para o pirarucu na recria e engorda parte inicialmente do conhecimento do seu hábito alimentar. O pirarucu é um peixe carnívoro, ou seja, alimenta-se predominantemente de itens de origem animal, o que confere à espécie uma alta exigência nutricional em proteína, que deve ser atendida durante todo seu ciclo produtivo. As proteínas constituem o nutriente de maior importância para o desenvolvimento e crescimento dos peixes, além de ser o nutriente de maior custo nas rações (Tabela 8). Nas fases mais jovens, até 50 cm de comprimento, a dieta natural do pirarucu é composta basicamente por invertebrados aquáticos, como insetos, moluscos e crustáceos (QUEIROZ, 2000), o que faz do plâncton um importante complemento nutricional à ração na fase de recria da espécie, conforme mencionado anteriormente. A partir desse tamanho, passa a se alimentar quase que exclusivamente de peixes (QUEIROZ, 2000; WATSON et al., 2013), o que provavelmente diminui a importância do plâncton na engorda.

Neste tópico, serão abordados os principais fatores a serem considerados para um manejo alimentar adequado durante a recria e engorda do pirarucu.

3.6.1 Escolha da ração para o pirarucu

A escolha da ração deve se basear em alguns parâmetros de qualidade. Os grânulos de ração devem possuir um padrão uniforme de tamanho, correspondente à especificação do rótulo, e não apresentar resíduos de ingredientes aparentes, indicativo que a moagem não foi fina o suficiente e que os ingredientes não foram adequadamente misturados durante o processamento da ração, condição que afeta o aproveitamento dos nutrientes pelos peixes (Figura 61). A presença

Tabela 8. Custo de rações (6 mm a 8 mm) em função do nível de proteína bruta empregadas na alimentação de diferentes espécies de peixes.

Ração para peixes (6 mm a 8 mm)	Espécie	Nível de proteína bruta	Preço médio ^(*)
	Tambaqui	28%	R\$ 1,68/kg
Tambaqui	32%	R\$ 2,00/kg	
Pirarucu	40%	R\$ 2,68/kg	

^(*) Fonte: Muñoz et al., 2015.



Figura 61. Exemplo de ração com tamanho de pélete desuniforme (A) e moagem grosseira, evidenciada pela distinção a olho de nu de grãos de ingredientes no próprio pélete (B).

Foto: Ana Paula Oeda Rodrigues

Foto: Luiz Eduardo Lima de Freitas

excessiva de finos, que corresponde ao pó que fica aderido nos péletes e/ou no fundo do saco de ração, não é desejável e indica problemas no transporte, descarga ou armazenamento das rações, bem como no processo de fabricação. Nesse último caso, pode estar relacionada com baixa integridade física da ração que, por sua vez, torna seus nutrientes mais suscetíveis à lixiviação na água. Assim, é recomendada ao produtor a pesagem dos finos para quantificação (Figura 62) e que jamais estes sejam ofertados durante a alimentação, pois não serão aproveitados pelos peixes e prejudicarão a qualidade de água. O percentual de finos aceitável por saco de ração é de 0,5% do peso total, não devendo ultrapassar 1%, ou seja, para um saco de 25 kg o máximo de finos aceitável será igual a 250 g.

Outra característica física importante é a estabilidade e flutuabilidade da ração na água. Lembrando que as rações para peixes, incluindo o pirarucu, devem ser extrusadas, ou seja, devem flutuar na superfície da água, permitindo ao tratador visualizar seu consumo pelos peixes. Um teste que se pode fazer para avaliar a flutuabilidade e estabilidade de uma ração é amostrar aleatoriamente 100 péletes de um saco de ração, colocá-los em um balde com água e aguardar 20 minutos. Após esse período, é feita a contagem do número de péletes que afundaram e daqueles que permaneceram flutuando (Figura 63). O ideal é que entre 80 a 95 dos péletes flutuem. Além de flutuar, os péletes deverão estar íntegros e não se desfazerem na água, indicando boa estabilidade da ração e de seus nutrientes na água. Para uma melhor representatividade das avaliações de finos e de flutuabilidade, recomenda-se que esses sejam repetidos pelo menos em três sacos por lote adquirido de ração.

Fotos: Luiz Eduardo Lima de Freitas



Figura 62. Quantificação de finos em duas rações, após passagem por peneira: ração com baixa quantidade de finos (A); ração com grande quantidade de finos (B).

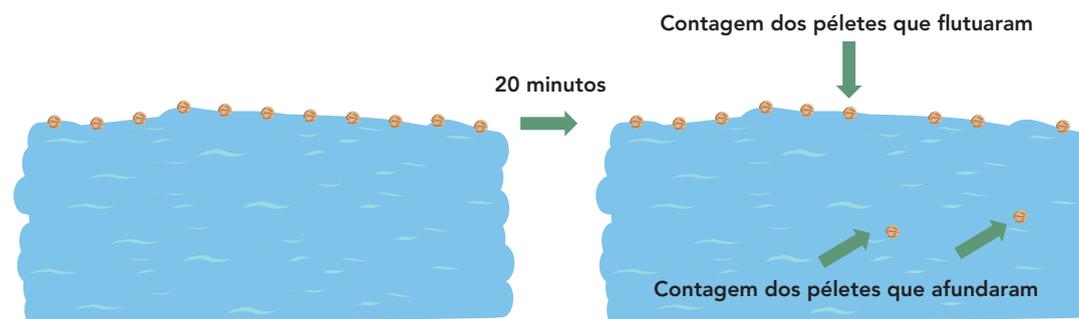


Figura 63. Esquema representando teste de flutuabilidade da ração. (Esquema: Ana Paula Oeda Rodrigues)

As rações para recria e engorda do pirarucu devem conter entre 40% e 45% de proteína bruta, níveis empregados nas rações comerciais destinadas a peixes carnívoros. O uso de rações com teores proteicos abaixo do indicado pode prejudicar o crescimento e a saúde do pirarucu, assim como aumentar o tempo de criação e, conseqüentemente, os custos de produção. Devem ser fabricadas com ingredientes de qualidade nutricional que, juntamente com as características físicas desejáveis mencionadas acima, possibilitem um alto aproveitamento dos nutrientes da ração (digestibilidade) e, conseqüentemente, bons índices de desempenho aos peixes. Adicionalmente, devem possuir boa aceitação pelos peixes, estimulando seu consumo. Essas características são extremamente importantes e, como já colocado no item que trata de alimentação de alevinos, os rótulos das rações são pouco informativos nesse sentido, como é demonstrado na Figura 64. Por esse motivo é fundamental que o produtor realize biometrias e acompanhe o desempenho do pirarucu na recria e engorda para avaliar os resultados que estão sendo obtidos com as rações empregadas em sua produção.

RAÇÃO CARNÍVOROS ENGORDA 40			6 mm	Extrusado	Identificação do nível de proteína bruta, tamanho do pélete e breve indicação de uso.
Indicação de uso: Ração para peixes carnívoros na fase de engorda					
Composição básica: Farelo de soja, farinha de vísceras de frango, farinha de peixe, farinha de carne e ossos, farinha de salmão, farinha de sangue, farelo de trigo, óleo de peixe refinado, óleo de salmão, quirera de arroz, premix vitamínico-mineral (cloreto de sódio, sulfato de ferro, sulfato de cobre, selenito de sódio, (...) vitamina A, vitamina C, vitamina B12, niacina (...)).					Composição básica de ingredientes, sem especificação de valores máximos e mínimos de inclusão.
Eventuais substitutos: Milho moído, farelo de arroz, farelo de glúten de milho-21, farelo de glúten de milho-60, farelo de trigo, lecitina de soja, farinha de penas hidrolisada.					Ingredientes que podem ser utilizados em substituição à composição básica, em função do preço de mercado no período. Não há especificação de valores máximos e mínimos de inclusão.
Níveis de garantia: Umidade (máx.) 100 g/kg; proteína bruta (mín.) 400 g/kg; extrato etéreo (mín.) 100 g/kg; fibra bruta (máx.) 45 g/kg; matéria mineral (máx.) 150 g/kg, vitamina C (mín.) 400 g/kg (...).					
Modo de usar: Entre em contato com o representante da nossa marca para mais informações sobre o fornecimento da ração para a espécie de interesse. Não forneça ração em excesso nem mofada ou infestada por insetos sob risco de prejudicar a saúde e causa morte dos peixes. Uso proibido na alimentação de ruminantes.					Níveis máximos e/ou mínimos da quantidade bruta de nutrientes. Não há garantia de níveis máximos e/ou mínimos de quanto desses nutrientes são digestíveis para os peixes. Por exemplo: pode haver garantia mínima de 400g/kg de proteína bruta, porém uma parte dessa proteína não é aproveitada pelos peixes.
Lote: 00123456		FAB: 01/01/2016		VAL: 01/07/2016	
Peso Líquido: 25 kg					
O registro do número do lote e a separação de uma alíquota de cada lote são importantes, caso a ração cause algum distúrbio nutricional ou apresente outros problemas.			A data de validade é importante para planejar o tempo e a ordem que a ração deverá ser utilizada. Geralmente, o prazo é de 6 meses ao contar da data de fabricação.		

Figura 64. Entendendo um rótulo de ração. (Esquema: Ana Paula Oeda Rodrigues)

3.6.2 Armazenamento da ração

Tão importante quanto adotar critérios de qualidade para escolha e avaliação da ração é observar os cuidados necessários para seu correto armazenamento. As rações devem ser acondicionadas em depósitos exclusivos para tal fim, cobertos (abrigado de luz, vento e chuva), secos e ventilados. Nesses locais não devem ser armazenados outros produtos, tais como inseticidas, fertilizantes ou combustíveis, uma vez que as rações podem absorver substâncias tóxicas e causar sérios prejuízos aos peixes (Figura 65). Além disso, os depósitos deverão ser livres de insetos, roedores e pássaros que consomem ração e também são fontes de contaminação (especialmente doenças). Para tanto, sugere-se instalar telas nas saídas de ventilação, distribuir armadilhas para controle de pragas pelo depósito e nunca utilizar venenos líquidos ou em pó. O produtor deve conservar o local sempre limpo e organizado. Os sacos de ração devem ser dispostos de modo a favorecer o acesso às rações, principalmente, às mais antigas, que devem ser utilizadas primeiro. O empilhamento de sacos deve ser feito sobre páletes de madeira ou plástico, evitando assim que o contato direto com o solo permita a absorção da umidade, e respeitando as indicações dos fabricantes, que geralmente sugerem a formação de pilhas com no máximo 10 sacos de ração. As pilhas devem manter distância mínima de 50 cm das paredes e 1,5 m do teto, a fim de evitar a absorção de umidade e a formação de fungos (mofo ou bolor). Os fungos produzem toxinas que são danosas à saúde dos peixes, podendo ocasionar doenças e mortalidades na criação. Quando verificada a presença ou a formação de fungos recomenda-se o descarte do saco de ração e uma avaliação e/ou correção do(s) agente(s) causador(es).

3.6.3 Fornecimento da ração

O fornecimento da ração (arraçoamento) é uma das tarefas mais importantes dentro da rotina de uma piscicultura. Assim como na etapa de treinamento alimentar, exige paciência, experiência e percepção do funcionário responsável e afeta diretamente o desempenho produtivo e econômico do empreendimento. Algumas cooperativas de tilápia que trabalham em sistema de integração, por exemplo, pagam preços mais elevados no momento de processar o pescado para os cooperados que produziram peixes maiores com melhores taxas de conversão alimentar, estimulando o tratador/cooperado a realizar um manejo alimentar adequado. Essa maior eficiência na alimentação é alcançada com a adoção de práticas adequadas de arraçoamento, que começa desde a seleção da melhor ração e seu armazenamento correto, passa pelo ajuste contínuo do manejo com o uso de tabelas de alimentação e biometrias e termina com o acompanhamento do desempenho produtivo do

Foto: Luiz Eduardo Lima de Freitas



Figura 65. Exemplo incorreto de armazenamento da ração: galpão sujo sujeito à umidade e calor com ração dividindo o espaço com combustíveis e outros materiais diversos.

ciclo. Para o pirarucu, todas essas etapas devem ser seguidas e controladas rigorosamente, uma vez que sua alta exigência nutricional em proteína implica grande investimento financeiro em ração por parte do produtor até que o ciclo termine. Isso se torna particularmente importante na fase de engorda, onde se concentra a maior parte do volume de ração do ciclo e as maiores taxas de conversão alimentar (Tabela 9).

Tabela 9. Conversão alimentar e volume de ração utilizada por faixa de peso durante a recria e engorda do pirarucu*.

Faixa de peso (g)	Conversão alimentar(**)	Quantidade de ração consumida (kg)	Gasto com ração	Volume de ração utilizado no ciclo (%)
70 – 100	0,9	56	R\$ 291,20	0,2
100 – 450	0,9	653	R\$ 2.481,40	1,9
450 – 800	1,0	653	R\$ 2.481,40	1,9
800 – 1.500	1,5	2.034,90	R\$ 5.215,45	5,9
1.500 – 4.000	1,5	7.310,25	R\$ 18.736,17	21,2
4.000 – 11.000	2,0	23.700,60	R\$ 60.744,64	68,9
TOTAL/ciclo	1,8	34.407,80	R\$ 89.950,26	100

* Dados coletados pelo Projeto Campo Futuro da Aquicultura (Embrapa/CNA) em Ariquemes (RO). Nessa região, os produtores estocam 2.000 alevinos de pirarucu na fase de recria (70 g-800 g; 95% de sobrevivência) e os redistribuem em três viveiros na fase de engorda (800 g-11.000 g; sobrevivência 90%), produzindo ao final do ciclo 18.810 kg de pirarucu. (**) Para o cálculo da conversão alimentar, contabilizou-se a sobrevivência de 95% a partir da faixa de 450 g-800 g e a sobrevivência de 90% para a faixa de 4.000 g-11.000 g. Fonte: Flores e Munõz (2015).

Horários fixos de alimentação

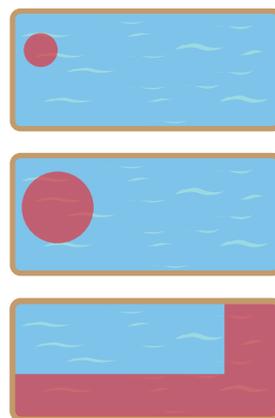
O arraçoamento deve ser realizado em horários fixos para condicionar os peixes a esperar pelo alimento nesses horários. Evitar alimentar os peixes nos horários em que a temperatura é mais alta (meio do dia) e/ou os níveis de oxigênio são mais baixos (início da manhã). Suspender a alimentação quando os parâmetros de qualidade de água estiverem inadequados para o pirarucu (ver tópico “Qualidade de água”). Tais cuidados proporcionarão maior consumo da ração e crescimento aos peixes e em paralelo uma melhor qualidade de água.



Figura 66. Identificação do cardume de pirarucu e arremesso da ração para o local do cardume.

Distribuição da ração

Na fase de recria e início da engorda, o pirarucu ainda se organiza em cardume. Esse comportamento, portanto, deve ser observado durante a distribuição da ração no viveiro. A ração deve ser primeiramente lançada no local onde o cardume se encontra (Figura 66). Como o pirarucu apresenta comportamento voraz durante a alimentação, rapidamente o cardume e ração tendem a se espalhar em um raio maior que o ocupado inicialmente (Figura 67). Nesse momento, deve-se distribuir a ração de forma homogênea nesse novo espaço ocupado pelo cardume no viveiro (Figura 67). Quando o pirarucu deixa de se organizar em cardume, a ração deve ser distribuída em vários pontos do viveiro (Figura 67). Em ambos os casos, uma distribuição muito localizada favorecerá a alimentação dos peixes dominantes, resultando em lotes de tamanho heterogêneo que influenciarão a duração do ciclo e a qualidade do produto final. Outro problema que pode acontecer em função da má distribuição do alimento somada a altas densidades de estocagem é o surgimento de peixes facão, que são geralmente observados no momento da biometria, conforme relatado no tópico "Biometria".



Recria e início da engorda:

Enquanto o pirarucu mantiver comportamento de cardume, a ração deve ser primeiramente lançada no local onde o cardume se encontra. Depois que o cardume e a ração se espalharem em um raio maior, distribuir a ração de forma homogênea nesse novo espaço ocupado pelo cardume no viveiro.

Engorda:

Distribuir a ração em vários pontos do viveiro (em pelo menos 50% da área do viveiro), quando os peixes não se agrupam mais em cardume.

Figura 67. Esquema representativo da distribuição da ração no viveiro durante a recria e engorda do pirarucu. Em vermelho, os pontos onde a ração deve ser preferencialmente distribuída.

Fonte: Adaptado de Kubitzka (2009).

Para uma distribuição mais adequada da ração, ainda, recomenda-se que o arraçoamento seja feito sempre a favor do vento, o que pode contribuir com uma melhor distribuição da ração pelo viveiro e diminuir desperdícios. A velocidade de arraçoamento não pode ser muito lenta, favorecendo os peixes dominantes, nem muito rápida, sob o risco de sobrar muita ração no viveiro.

Comportamento dos peixes durante a alimentação

Avoracidade e saciedade aparente dos peixes são parâmetros importantes de comportamento a serem observados durante o arraçoamento. Assim que ofertada, a ração deverá ser consumida imediatamente pelos peixes nos próximos 10 minutos que se seguem (ONO; KEHDI, 2013), indicando boa qualidade da mesma e que os animais se encontram bem. Caso contrário, deve-se suspender ou reduzir o trato. É aconselhável que essas observações sejam registradas rotineiramente e, quando possível, associadas a outros fatores, como eventos climáticos (p.ex.: chuva forte repentina, variações bruscas de temperatura), manejos realizados (p.ex.: troca de marca de ração, transferências, biometrias), parâmetros de qualidade de água (p.ex.: níveis altos de amônia e nitrito), entre outros. Esses registros são de grande importância para a identificação de problemas e suas soluções.

3.6.4 Ajuste da alimentação

Ao longo da recria e engorda do pirarucu, ajustes na alimentação são necessários a fim de se obter maior eficiência alimentar e produtiva. Quanto mais jovem o peixe, maior seu metabolismo e taxa de crescimento, exigindo maiores números de refeições e quantidades de alimento em proporção ao seu peso. Nessa fase, que geralmente compreende a recria, não vale a pena economizar na quantidade e qualidade da ração a ser ofertada, já que os benefícios obtidos refletirão na qualidade do lote até o final do ciclo, com baixo impacto no custo total com ração (Tabela 9).

Outro aspecto a ser ajustado ao longo do ciclo é o tamanho dos péletes. Como regra geral, recomenda-se que o tamanho de pélete seja equivalente a $\frac{1}{4}$ da abertura da boca. O emprego de tamanhos inadequados pode atrapalhar o consumo e o aproveitamento da ração pelo pirarucu. O uso de péletes muito grandes pode dificultar ou impedir a apreensão e ingestão da ração, causando prejuízos ao crescimento. Em alguns casos o peixe até consegue ingerir os péletes, porém estes causam ferimentos ou até mesmo a obstrução do esôfago, podendo

resultar em mortalidades. De forma contrária, o emprego de péletes pequenos prejudica a percepção e a captura da ração pelo pirarucu, uma vez que tendem a se espalhar rapidamente na água, e os peixes acabam se cansando antes de ingerir a quantidade necessária para seu crescimento. Em ambos os casos, os péletes (grandes ou pequenos) não consumidos serão degradados na água, piorando significativamente a qualidade de água e gerando prejuízos econômicos para o produtor.

Na Tabela 10, encontram-se recomendações quanto ao tamanho do pélete (granulometria), número de refeições diárias e quantidade de ração em função da faixa de peso do peixe. Seu uso só é possível por meio da prática de biometria, que permite conhecer o peso do peixe no decorrer do ciclo e ajustar sua alimentação.

Tabela 10. Manejo alimentar para recria e engorda do pirarucu em viveiros, açudes e tanques-rede.

Peso (g)	Proteína bruta (%)	Tamanho do pélete (mm)	Refeições ao dia	Taxa de alimentação (%)
15 – 100	40 – 45	2 – 4	6 – 4	7 – 5
100 – 500	40 – 45	4 – 6	4	5 – 4
500 – 1.000	40 – 45	6 – 8	3 – 2	4 – 3
1.000 – 5.000	40 – 45	8 – 10	2	3 – 2
5.000 – 12.000	40 – 45	10 – 15	2	2 – 1

Fonte: Adaptado de Ono e Kehdi (2013).

Exemplo de uso da tabela

Após a biometria, o produtor constatou que seus peixes estão pesando, em média, 100 g cada. O povoamento foi feito com 1.000 alevinos de pirarucu e o registro de mortalidade até a realização da biometria foi de 100 peixes (10%), resultando em 900 peixes no viveiro. Deve-se, então, calcular a biomassa, que é o peso total do lote de um determinado viveiro:

- Biomassa = peso médio dos peixes x número de peixes no viveiro, logo,
Biomassa = 100 g x 900 peixes = 90.000 g = 90 kg.

Com a Tabela 10 em mãos, o produtor verifica que a partir de 100 g, a recomendação é aumentar a granulometria da ração de 2 mm – 4 mm para 4 mm – 6 mm. A ração deve ser ofertada em quatro refeições ao dia para os peixes e a quantidade/taxa de alimentação deve iniciar com 5% do peso vivo, podendo ser reduzida para 4%, conforme o peso do peixe se aproximar de 500 g.

Sabendo que a biomassa do lote é igual a 90 kg, o produtor calculará a quantidade de 5% do peso vivo de peixe em ração:

- Quantidade de ração diária = taxa de alimentação (%) x biomassa, logo,
Quantidade de ração diária = 5% x 90 kg = 4,5 kg de ração.

Essa quantidade não será ofertada aos peixes de uma só vez, mas dividida em quatro refeições no dia:

- Quantidade de ração por refeição = quantidade de ração diária ÷ número de refeições, logo, Quantidade de ração por refeição = 4,5 kg ÷ 4 refeições = 1,1 kg a 1,2 kg.

Logo após um ajuste da alimentação, é comum os peixes levarem um tempo até que consumam toda a quantidade de ração recém-ajustada. Desse modo, deve-se observar o consumo dos peixes durante o arraçoamento, a fim de evitar que haja sobras de ração no viveiro. Da mesma forma, as quantidades calculadas não devem ser seguidas cegamente pelo produtor ou tratador. É importante praticar as recomendações ressaltadas no item anterior, pois existem outros fatores que afetam o consumo de alimento (qualidade da água, chuvas, doenças, manejos etc.) e podem resultar em sobras de ração.

3.6.5 Conversão alimentar

Existem diversos índices para o acompanhamento do desempenho dos peixes. A conversão alimentar é um deles e reflete a quantidade de ração que foi necessária durante o ciclo ou um período do ciclo para o acréscimo de um quilograma de peso de peixe. Como a ração

é o item de dispêndio mais representativo dentro do custo operacional de uma piscicultura, a conversão alimentar é uma boa medida para o produtor verificar como está sendo a eficiência de alimentação dos seus peixes e, conseqüentemente, a eficiência produtiva do seu empreendimento. Para tanto, são necessários os registros das quantidades de ração utilizadas durante o período, ganho em peso do lote e mortalidade acumulada no período.

Exemplo de cálculo da conversão alimentar

Tomando-se como exemplo o caso dos produtores de Ariquemes (RO) apresentado na Tabela 9. O ciclo foi iniciado com 2.000 alevinos de pirarucu de 70 g. A sobrevivência acumulada durante o ciclo foi igual a 85,5% e o peso final dos peixes, 11 kg. Calcula-se, então, o ganho de biomassa durante o ciclo:

- Biomassa final = peso médio dos peixes x número de peixes no viveiro x sobrevivência, logo,
Biomassa final = 11 kg x (2.000 peixes x 85,5%) = 18.810 kg;
- Biomassa inicial = peso médio inicial dos peixes x número de peixes estocados, logo,
Biomassa inicial = 70 g x 2.000 peixes = 140 kg;
- Ganho de biomassa no ciclo = biomassa inicial – biomassa final, logo,
Ganho de biomassa no ciclo = 18.810 kg – 140 kg = 18.670 kg.

O consumo total de ração no ciclo foi 34.407,80 kg. Logo, a conversão alimentar será:

- Conversão alimentar = consumo total de ração ÷ ganho de biomassa no ciclo, logo,
Conversão alimentar = 34.407,80 kg de ração ÷ 18.670 kg de peixe = 1,8.

Aplicação prática da conversão alimentar

Utilizando-se novamente os dados da Tabela 9. Na faixa de peso 4.000 g–11.000 g, o volume de ração utilizado foi 23.700,60 kg e a conversão alimentar igual a 2:

- Biomassa final = 11 kg x (2.000 peixes x 85,5%) = 18.810 kg;
- Biomassa inicial = 4 kg x (2.000 peixes x 85,5%) = 6.840 kg;

- Ganho de biomassa no período = $18.810 \text{ kg} - 6.840 \text{ kg} = 11.970 \text{ kg}$;
- Conversão alimentar = $23.700,60 \text{ kg de ração} \div 11.970 \text{ kg de pirarucu} = 2$.

Supondo-se que o produtor aplicasse todos os conceitos de alimentação e manejo da produção apresentados e conseguisse baixar 10% dessa conversão alimentar durante a fase final de engorda. Ela cairia para 1,8 e o volume de ração utilizado seria:

- Volume de ração = $11.970 \text{ kg de peixe} \times 1,8 = 21.546 \text{ kg de ração}$.

Considerando que a ração utilizada nesse período custou R\$ 2,56/kg, essa redução de 2.154,60 kg de ração no final da engorda, resultaria em uma economia de R\$ 5.515,78 para o produtor.

A conversão alimentar na produção do pirarucu ainda é alta, por isso é importante a adoção sistemática de todas as práticas que podem melhorar a conversão alimentar da espécie, pois estas terão impacto direto no custo final de produção.

3.6.6 Peixes forrageiros

Alguns produtores utilizam peixes forrageiros na engorda do pirarucu em viveiros ou barragens:

- (1) estocando-os ainda vivos no viveiro para que o pirarucu capture de acordo com sua própria demanda por alimento ou
- (2) ofertando-os abatidos (inteiro ou picados) nos horários de alimentação. No primeiro caso, são utilizadas espécies cujo hábito alimentar seja onívoro (p.ex.: tilápias), pois podem aproveitar o plâncton e outros alimentos naturalmente disponíveis no viveiro.

O povoamento do viveiro de engorda com essas espécies ocorre quatro meses antes do povoamento com os pirarucus e, em geral, são necessárias reposições ao longo do ciclo, mesmo para espécies que realizam reprodução natural no viveiro. O segundo caso é o mais indicado para produtores que optarem por complementar a ração com peixes forrageiros, fornecendo-se preferencialmente os peixes na forma congelada.



Figura 68. Pirarucu na fase de engorda apresentando comportamentos anormais de natação na superfície da água (seta) (A) e natação lateralizada (B).

Embora pareça uma prática vantajosa num primeiro momento, a criação de pirarucus com peixes forrageiros não é recomendável. Tal observação está relacionada à viabilidade técnico-econômica da criação, pois alguns estudos indicam que são necessários 6,5 kg de peixe forrageiro para produzir 1 kg de pirarucu se alimentando exclusivamente de peixe forrageiro (TRATADO DE COOPERACION AMAZONICA, 1999). Além disso, os peixes forrageiros podem consistir em focos de transmissão de doenças e implicar em custos adicionais, uma vez que a produção dos mesmos demandam ração e espaço.

3.7 Sanidade na engorda

Conforme mencionado no tópico “Recepção dos animais na recria e engorda”, quando os alevinos adquiridos estão saudáveis, não são observados maiores problemas na engorda.

O momento diário da alimentação deve ser usado pelo produtor/tratador para avaliar o comportamento alimentar dos peixes, e também sinais que podem indicar problemas sanitários.

Os crustáceos ectoparasitos conhecidos como piolhos de peixes (branchiuros) podem surgir durante a engorda, oriundos da água de abastecimento, do uso de redes e outros utensílios contaminados e mesmo do trânsito de outros animais (aves, répteis e mamíferos) entre viveiros (ver no Tópico - “Principais parasitas de pirarucus no cativeiro”). A avaliação da presença desses ectoparasitos pode ser feita visualmente quando a água está com alta transparência e os parasitos são maiores, caso contrário a biometria é o momento de contato e avaliação dos animais.

Em peixes maiores pode ser observada a presença de um ou mais peixes isolados, apresentando natação anormal, com perda de equilíbrio e movimentos lateralizados e na superfície da água (Figura 68). Nessas situações, recomenda-se que um técnico especializado seja chamado para que os animais doentes possam ser amostrados para realização de uma necropsia e avaliação sistematizada.

Eventos de morbidade e mortalidade crônicas de pirarucus têm sido relatados por produtores nas fases intermediárias e finais da engorda, quando os animais já apresentam entre 4 kg e 10 kg. Há casos em que as primeiras mortalidades iniciam despercebidas, pois os animais mortos afundam e não são contabilizados pelo produtor. Porém, com maior observação nos períodos de alimentação, é possível perceber uma redução no consumo de ração (hiporexia) e as alterações

de comportamento citadas anteriormente. Em dois casos acompanhados, verificou-se nos animais sintomáticos, apatia e pouca reação à captura, caquexia (magreza extrema) e anemia (Figura 69A). Nas análises necroscópicas, verificou-se que a mucosa intestinal apresentava-se inflamada e hemorrágica e havia presença de fezes líquidas no intestino posterior, caracterizando um quadro de enterite (Figura 69B). A exemplo de outros peixes (KRAUGERUD et al., 2007; KROGDAHL et al., 2015; REFSTIE et al., 1999), é possível que essa enterite seja ocasionada pela presença de fatores antinutricionais do farelo de soja componente da dieta. Porém, para o pirarucu, estudos devem ser desenvolvidos para investigar a causa desse quadro de enterite.

3.7.1 Registros de mortalidade como medida profilática e de acompanhamento

Registros de mortalidade diária por estrutura de cultivo devem ser realizados e são essenciais não somente para o acompanhamento econômico do cultivo, mas para acompanhar o histórico de uma propriedade em relação a problemas sanitários, ambientais ou nutricionais. Na maioria dos casos, o produtor negligencia o adequado registro dessa informação, acreditando que o relato apenas de ocorrência de mortalidades pontuais é suficiente para uma investigação diagnóstica por um técnico.



Figura 69. Em pirarucus doentes na fase de engorda, brânquias esbranquiçadas indicando estado de anemia (A), e mucosa intestinal hemorrágica (seta) e com fezes líquidas (B).

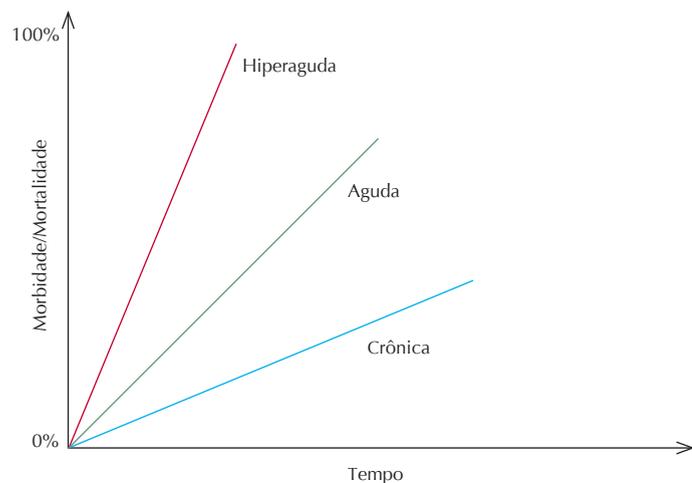


Figura 70. Comportamento de taxas de mortalidade ou morbidade em cultivos de peixes.

Fonte: Noga (2010).

A caracterização do comportamento das mortalidades no tempo permite determinar se o problema encontrado é hiperagudo, agudo ou crônico, como indicado na Figura 70. Problemas hiperagudos (p. ex.: alterações bruscas de qualidade da água, como temperatura) e agudos (p. ex.: alevinos que entraram na fase de recria com altas cargas parasitárias ou em um viveiro não adequadamente preparado e a rápida multiplicação dos parasitos gera um surto da doença nessa fase) geralmente foram desencadeados em poucos dias, e causam uma alta mortalidade e/ou morbidade. Em contrapartida, os problemas crônicos são desenvolvidos ao longo de semanas ou meses da produção, muitas vezes com mortalidades ocasionais e negligenciadas, em adição ao fato de que nesses casos os peixes geralmente vêm apresentando sinais como hiporexia ou anorexia (p. ex.: casos de mortalidade na engorda descritos anteriormente).

Aliados às informações de mortalidade, os dados da história e anamnese dos problemas devem ser investigados para construir o histórico e verificar se a real causa da mortalidade é por problemas sanitários ou outros, e, em todo caso, determinar os procedimentos mais adequados. Antes mesmo da mortalidade, alguns sinais são indicativos de problemas na produção e são detalhados a seguir.

3.7.2 Descarte de animais mortos

Durante o período de recria e engorda, podem ocorrer mortalidades que não necessariamente são atribuídas a doenças ou patógenos. Contudo, a retirada dos animais mortos é uma medida importante de controle de doenças nos sistemas de produção. Além de permitir o controle do número de animais do cultivo, pode auxiliar a eliminar uma fonte de dispersão de doenças, no caso de uma epizootia (doença encontrada ocasionalmente em um cultivo, mas que se dissemina rapidamente e gera grande número de casos na população), reduzir a carga orgânica por decomposição e servir de material para realização de diagnóstico, dependendo do estado de decomposição em que se encontram os peixes amostrados.

A remoção dos animais mortos pode ser feita com uso de um puçá ou de uma rede de arrasto, a depender da quantidade, acesso e tamanho dos animais. Ressalta-se a necessidade da adoção de medidas de limpeza e desinfecção dos utensílios e fômites utilizados na remoção de animais mortos antes de seu uso em outras estruturas de cultivo (ver tópico “Higienização e desinfecção de utensílios”).

A forma de descarte das carcaças deve levar em consideração a quantidade de material, a possibilidade de aproveitamento do produto, risco de contaminação dos corpos de água da piscicultura e custos. Os métodos disponíveis são compostagem, silagem, fossa séptica e incineração.

3.7.3 Tratamentos de doenças

O uso de medicamentos e/ou produtos químicos pode ser necessário ao longo da produção, mas isso não substitui a adoção das boas práticas de produção. A prevenção de doenças deve ser sempre o principal foco dos produtores e técnicos do setor, de forma a minimizar o uso dos medicamentos e a indução de resistência bacteriana e parasitária. O uso de métodos de prevenção (profilaxia) das doenças é mais aceitável do que o tratamento, tanto em termos de benefícios econômicos quanto ambientais. Segundo Brown (1993), a prevenção pode ser classificada em inespecífica, ou seja, quando se adota medidas gerais de biossegurança, ou específica, quando se faz uso de tratamentos preventivos.

Os tratamentos preventivos têm o objetivo de evitar que uma doença se manifeste. Nesses casos, um agente etiológico pode ser diagnosticado precocemente, quando ainda não está causando doença nos peixes, conforme já vimos anteriormente. Geralmente os medicamentos ou produtos serão indicados em menor dose e, como o animal ainda não está doente, ele tem maiores chances de responder positivamente ao tratamento, uma vez que seu sistema imune ainda não está comprometido. Ao contrário, quando a intenção é tratar um animal ou o lote já doente, muitas vezes não se alcança o objetivo proposto, pois os animais estão bastante debilitados. Os tratamentos de doenças devem ser indicados e realizados por um médico veterinário ou sob sua supervisão. A Tabela 11 apresenta um compilado de tratamentos descritos na literatura para pirarucus ou outras espécies.

Os passos para a realização de um tratamento incluem:

- Realizar o correto diagnóstico do problema;
- Eliminar os fatores predisponentes;
- Combinar tratamento sintomático e controle do agente etiológico;

Tabela 11. Tratamentos para doenças de pirarucu e outras espécies com produtos acessíveis, segundo levantamento da literatura.

Produto	Parasito	Dose	Duração	Forma de aplicação	Referência
Sal comum	Tricodinídeos	1 g/L	24 horas	Banho de imersão	Halverson (2013)
Sal comum	Tricodinídeos e <i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	15 g/L	5 minutos	Banho de imersão	Guerra (2002)
Sal comum	Tricodinídeos, <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> e Monogenoides	10 g/L	15 minutos	Banho de imersão	Araújo et al. (2009b)
Formol	Tricodinídeos	50 ppm a 100 ppm	1 hora	Banho de imersão	Halverson (2013)
Formaldeído 40%	Tricodinídeos e <i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	0,25 mL/L	20 minutos	Banho de imersão	Guerra (2002)
Formaldeído 40%	Microsporidia	0,03 mL/L	5 horas	Banho de imersão	Guerra (2002)
Formaldeído 40%	Monogenoides	167 mg/L-250 mg/L	1 hora	Banho de imersão	Guerra (2002)
Mebendazole	Monogenoides	100 mg/L	30 minutos	Banho de imersão	Cavero et al. (2003)
Ivermectina	Monogenoides	100 mg/L	Imersão prolongada (doses crescentes)	Banho de imersão	Cavero et al. (2003)
Triclorfon 80%	Monogenoides	0,4 mg/L	24 horas	Banho de imersão	Guerra (2002)
Triclorfon 80%	Lerneas	0,7 mg/L	15 dias	Banho de imersão	Guerra (2002)
Triclorfon (Neguvon)	Monogenoides	1% (1 g/L)	2 minutos a 3 minutos	Banho de imersão	Guerra (2002)
Acriflavina	Tricodinídeos e Bactérias	2,4 mg/L 1,2 mg/L 1,0 mg/L	8 horas 11 horas 24 horas	Banho de imersão	Guerra (2002)
Oxitetraciclina	Bactérias	7,5 g/100 peixes	5-15 dias	Ração	Guerra (2002)
Oxitetraciclina + Acriflavina + Sal comum	Bactérias Fungos	250 mg/ 20 L(Oxitetraciclina) + 1mL/ 2 L (Acriflavina) + 2g/L (Sal comum)	3-5 dias	Banho de imersão	Guerra (2002)
Diflubenzuron	Crustáceos Branchiuros	2,0 mg/L	30 minutos, 3X com intervalos de 24 horas	Banho de imersão	Schalch et al. (2005)
Diflubenzuron 25% (pó)	Crustáceos Branchiuros	1.000 mg em 3% da biomassa	2X ao dia, 7 dias	Ração	Schalch et al. (2009)

- Observar requisitos legais para uso de medicamentos na aquicultura, conhecer o medicamento, as melhores vias de administração, mecanismos de ação e registros de tratamentos anteriores;
- Saber reconhecer as condições fisiológicas dos peixes antes de iniciar o tratamento, pois peixes em diferentes estágios de desenvolvimento ou doentes apresentam sensibilidades maior ou menor aos medicamentos;
- Quando apropriado, proceder ao jejum dos animais para evitar estresse;
- Considerar a realização de um teste com o tratamento indicado em alguns animais do lote para avaliar sensibilidade e reação dos mesmos;
- Avaliar as condições ambientais para realização do tratamento, como por exemplo, no caso de tratamentos em viveiros, avaliar a quantidade de matéria orgânica no sistema e variáveis de qualidade da água;
- Quando o medicamento for administrado diretamente na água, reduzir o volume de água da estrutura de cultivo para propiciar menor uso de medicamento. Contudo, é importante ter água disponível para, se necessário, fazer uma rápida diluição do medicamento e troca de água. Por exemplo, caso os peixes apresentem alguma reação adversa ao tratamento, elevar o nível da água para diluir o medicamento e promover uma troca para evitar maior comprometimento da saúde dos animais;
- Considerar a possibilidade de reações adversas dos peixes ao tratamento e preparar condições/ferramentas que minimizem esses efeitos, como possuir aeração disponível no local e possuir uma estrutura que permita interromper rapidamente o tratamento, retirando os peixes do contato com o medicamento;
- Quando o tratamento for via administração na água, principalmente, realizar procedimentos nos horários de sol mais amenos;
- Avaliar a viabilidade de realização de tratamentos em viveiros quando não há possibilidade de controle do nível da água, do descarte da água com medicamento, ou demais precauções;

- Quando o medicamento for adicionado à ração para administração via oral, deve-se atentar para a dose, que geralmente é indicada para biomassa ou peso vivo dos animais, e avaliar qual é o melhor veículo para incorporação do medicamento, se oleaginoso ou volátil;
- Respeitar período de carência de medicamentos em caso de venda do peixe para consumo;
- Registrar todos os procedimentos em planilhas ou no caderno de campo.

3.8 Controle da produção na recria e engorda

O controle da produção é necessário em qualquer atividade econômica. Na piscicultura, percebe-se que os produtores, em geral, dão pouca importância para essa etapa. Diversas informações precisam ser registradas ao longo da produção, sendo algumas essenciais para o manejo produtivo, e outras relacionadas ao cálculo do preço de venda e viabilidade econômica da atividade (Figura 71).

Informações do lote adquirido

- Fornecedor
- Quantidade adquirida
- Preço da unidade do alevino
- Condição de treinamento alimentar e sanidade dos alevinos

Informações do cultivo

- Número inicial de animais na estrutura de cultivo
- Mortalidades
- Biometrias periódicas
- Quantidade de alimento ofertado (pode ser diária ou por ciclo)
- Número de animais na despesca
- Problemas sanitários durante o ciclo
- Insumos utilizados durante o ciclo
- Viveiros utilizados na produção

Fornecedores e compradores

- Contato
- Quantidade comercializada
- Preço de comercialização

Figura 71. Informações que precisam ser registradas na produção de pirarucu.

O registro das mortalidades ocorridas durante o ciclo e do consumo de ração, por exemplo, são utilizados para o cálculo de índices de desempenho e controle do manejo produtivo, como a conversão alimentar e a quantidade de alimento ofertado em cada trato (ver tópico “Alimentação na recria e engorda”), por isso devem ser sempre registrados. Estas informações, acrescidas das informações de biometrias periódicas, permitirão o cálculo dos principais índices de desempenho do cultivo. Permitirão ao produtor, ainda, realizar planejamentos futuros quanto ao tipo e quantidade de ração que precisa ser adquirida por fase de tamanho do animal, avaliar ao longo do tempo se o crescimento dos animais está conforme o esperado, e identificar as fases mais sensíveis da produção, onde ocorrem maiores mortalidades, agindo de forma a minimizar os problemas. Além disso, se o produtor fizer todo o acompanhamento da produção, sempre que optar pela alteração de algum insumo da produção, como, por exemplo, marca de ração, conseguirá avaliar se a mudança foi positiva ou negativa.

O controle das informações de origem dos lotes de animais que estão sendo produzidos é importante para comparar o desempenho entre eles (principalmente se forem adquiridos de diferentes fornecedores), e identificar aqueles que apresentam mais problemas sanitários (Ver tópico “Recepção dos animais na recria e engorda”). Tais problemas que eventualmente ocorram na propriedade precisam ser registrados em sua totalidade, de forma a avaliar a recorrência de doenças e permitir diagnóstico mais rápido para aplicação de tratamento preventivo, evitando grandes perdas na produção.

Outro aspecto importante é o registro das informações de venda do produto, mantendo um banco de dados de fornecedores, preço e volume adquirido, de forma a facilitar o contato em aquisições futuras.

4

DESPESCA,

INSENSIBILIZAÇÃO E ABATE

A despesca corresponde à prática de retirar os peixes do seu local de criação após atingirem o peso e o tamanho desejados para fins de comercialização (alevinagem ou engorda). Quando se trata de pescado, todo o cuidado com a qualidade do produto que será comercializado deve ser considerado. Nesse caso, a despesca, dependendo de como é conduzida, pode danificar irreversivelmente a integridade do peixe criado em cativeiro.

O pirarucu possui algumas particularidades que o diferencia de outras espécies comumente utilizadas na aquicultura continental brasileira. O seu tamanho é o principal diferencial, necessitando de maiores cuidados durante a manipulação. Para melhor compreensão do piscicultor, a despesca pode ser dividida em quatro etapas: planejamento, jejum e depuração, retirada dos peixes e transporte (CHICRALA; SANTOS, 2013). Essa divisão teórica objetiva facilitar o entendimento do processo e destacar alguns pontos considerados importantes para as práticas de rotina nas pisciculturas.

O planejamento da despesca é crucial e cabe ao produtor conhecer a sua produção e os equipamentos disponíveis para evitar contratempos durante o processo de retirada dos animais do local de cultivo. O estresse dos peixes nesse período é responsável por conferir perdas de qualidade na sua carne durante o processamento industrial. Assim, o tempo gasto para manusear os animais deverá ser o mínimo possível, sendo fundamental ter em mãos todo o aparato necessário para a contenção física dos mesmos.

Pirarucus com tamanho médio inicial entre 10 cm e 15 cm e cultivados em barragens de pequenos volumes ou viveiros escavados podem apresentar crescimento significativo em 12 meses, alcançando peso comercial desejável de 10 kg a 12 kg (LIMA et al., 2013; ONO; KEHDI, 2013). Por ser uma espécie de grande porte e saltadora, o planejamento da despesca deve considerar também, tanto a segurança dos trabalhadores da piscicultura como o bem-estar dos animais em todo o processo de captura. Na prática (Figuras 72A e 72B), recomenda-se baixar o nível de viveiros muito fundos para 1,5 m de profundidade e utilizar redes de arrasto que permitam a formação de um bolsão e possam concentrar os animais prevenindo saltos para fora da área de contenção (Figura 72C) (ONO; KEHDI, 2013).

Pirarucus necessitam emergir periodicamente para respirar (PEREIRA FILHO; ROUBACH, 2010), por esse motivo, uma despesca mal conduzida pode levar alguns pirarucus à morte por afogamento impedidos de realizar sua respiração aérea obrigatória em meio à contenção das malhas. Assim, após o fechamento da rede dentro do viveiro e transposição dos animais

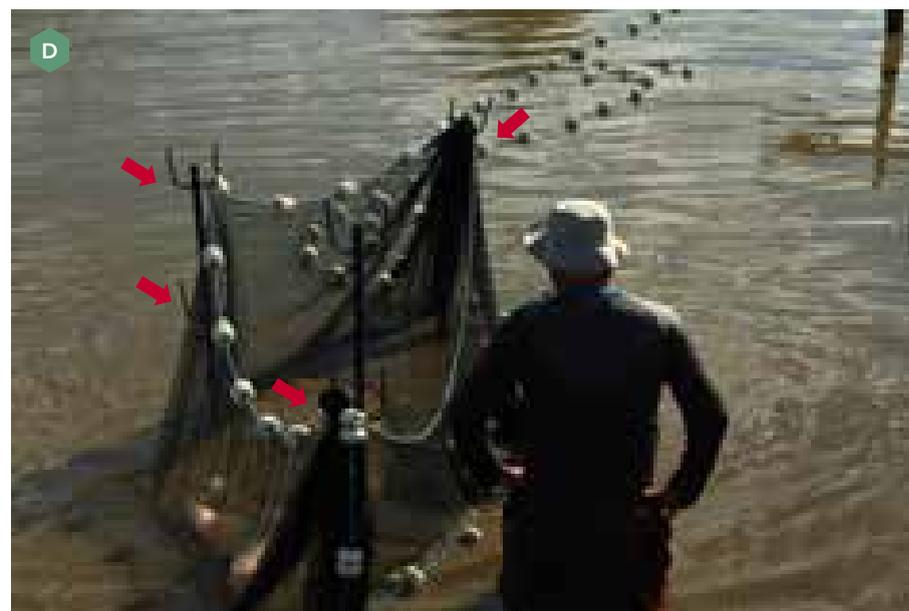


Figura 72. Despesca do pirarucu em viveiro escavado, com detalhe da seta indicando a direção do arraste da rede (A) e a direção do arraste da rede para próximo à margem para contenção dos animais (B). Salto de pirarucu durante a despesca, com detalhe da seta indicando as barras de ferro com forquilhas utilizadas para elevação das redes (C) e contenção de pirarucus em redes com detalhe das setas indicando a elevação das redes para possibilitar uma área de abertura por onde os animais consigam respirar (D).

até a margem, pode ser empregado o uso de barras de ferro com forquilhas na extremidade (“terceiro homem” ou “morto”) (Figura 72C). Essa ferramenta, além de auxiliar a fixação da rede a uma altura adequada para evitar o escape por saltos dos pirarucus, impede que a malha com boias fique sobre os peixes impedindo-os de respirar (Figura 72D).

O jejum é uma prática altamente recomendável e antecede a fase de retirada dos animais das estruturas de cultivo. Seja para transportar animais vivos ou para o beneficiamento industrial, o esvaziamento do trato gastrointestinal é uma prática importante, pois garante a sobrevivência dos peixes e a segurança microbiológica do produto processado, respectivamente. A amônia é o principal produto da excreção dos peixes e origina-se, principalmente, da digestão de proteínas presentes na ração fornecida pelo piscicultor. O seu acúmulo na água é prejudicial e tóxico para os organismos aquáticos, sendo, por esse motivo, recomendável evitar fornecer alimento antes de qualquer tipo de manejo nos viveiros. A captura dos animais sem a restrição alimentar também pode, durante o processamento, dificultar a evisceração e causar o rompimento das vísceras. Como consequência, fezes podem entrar em contato com a matéria-prima e causar uma contaminação cruzada.

A depuração é um processo praticado em sistemas intensivos de criação de peixes e consiste na transferência dos animais para um tanque de alvenaria ou lona provido de intensa circulação de água limpa. Nesse local, por um período que pode variar dependendo da espécie e das estruturas disponíveis para a circulação hídrica, os peixes permanecem mais um tempo em jejum, além do viveiro, para remover substâncias que causam mau cheiro e sabor indesejável na carne, conhecidos como “gosto de barro” ou *off flavor*. Esse problema tem sido relatado em peixes como, por exemplo, a tilápia (YAMPRAYOON; NOOMHORM, 2000), o bagre-do-canal (JOHNSEN et al., 1996) e o tambaqui (MATTHIENSEN; QUADROS, 2012). Para o pirarucu, ainda não foram registrados dados científicos correlacionando a presença dessas substâncias na sua carne e, por esse motivo, os criatórios desta espécie, praticamente, não utilizam a depuração como manejo para agregar valor ao seu produto no mercado.

A retirada dos peixes dos viveiros pode ser parcial ou total, dependendo da necessidade de comercialização. Após a passagem da rede e contenção, os animais são conduzidos às margens do viveiro para sua despesca (Figura 73A e 73B). Normalmente, pirarucus são retirados do viveiro manualmente, pois ainda não há equipamentos adaptados para a realização da captura mecanizada, como acontece em cultivos de salmão, trutas e tilápias.



Figura 73. Pirarucus contidos às margens do viveiro para despesca (A). Retirada de pirarucu do viveiro (B).

Após a despesca, os pirarucus devem ser transportados para posterior insensibilização, abate, processamento e comercialização. A realidade de algumas pisciculturas revela grandes dificuldades para o transporte de peixes vivos até a plataforma de recebimento do entreposto de pescado, onde deveria ocorrer a insensibilização e o abate dos animais para o beneficiamento industrial. Por exemplo, a distância entre esses locais é tão significativa que o produtor acaba optando por transportar os peixes precocemente abatidos na própria piscicultura e acondicionados em veículos com carroceria tipo baú isotérmico contendo quantidades suficientes de gelo para manter a baixa temperatura.

É importante destacar que a deterioração do pescado se inicia logo após a sua morte. Como consequência, a vida de prateleira do pescado será afetada consideravelmente durante o transporte e poderá comprometer a qualidade e a segurança do produto no processamento. Os cuidados básicos, nesse cenário, estão relacionados com o tempo (o produto não deve demorar muito para ser processado), a temperatura (ser mantido em ambientes com baixas temperaturas) e a higiene tanto do manipulador quanto do local de acondicionamento das matérias-primas e dos produtos (LIMA; KIRSCHNIK, 2013). Um estudo realizado com pirarucus cultivados acondicionados em gelo durante 36 dias demonstrou perdas de qualidade sensorial já nos primeiros dias de armazenamento. A descoloração total das guelras foi nítida no 6º dia de armazenamento e a perda da concavidade dos olhos ocorreu aos 12 dias de estocagem. Além disso, com pouco mais de três semanas no gelo, a região ocular dos pirarucus estava inteiramente enegrecida e as contagens de bactérias psicrotróficas (micro-organismos que se desenvolvem em baixas temperaturas) aumentaram significativamente nesse período (OLIVEIRA et al., 2014).

O procedimento de insensibilização e abate dos pirarucus é uma etapa crítica e deve ser conduzido com rigor técnico para garantir o bem-estar do animal e a qualidade do produto processado. Existem evidências científicas que comprovam a capacidade dos peixes em sentir dor e medo, similares ao comportamento de outros animais de produção que são abatidos comercialmente. Nesse caso, é imperativo evitar que práticas abusivas de abate sejam conduzidas nas pisciculturas e ainda justificadas por total desconhecimento de suas consequências negativas para os animais.

No Brasil, ainda não existem normas específicas para regulamentar o abate humanitário do pirarucu. A Instrução Normativa N° 3 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa) é um documento legal que padroniza os métodos de insensibilização para o abate humanitário e estabelece os requisitos mínimos para a proteção dos animais antes e durante o abate (BRASIL, 2000). Entretanto, não há uma especificação indicando procedimentos detalhados para o abate humanitário de peixes. A União Europeia, por outro lado, tem desenvolvido normas específicas para o abate humanitário desses animais, sendo muito provável que países exportadores deverão se adequar para viabilizar futuras redes de comercialização internacional.

A insensibilização ou atordoamento é uma prática que deve ser conduzida antes do abate. Animais submetidos aos métodos de insensibilização têm suprimidas suas reações de respostas a estímulos externos (perda de sensibilidade). Isso permite que a sangria (procedimento operacional que configura o abate industrial) seja conduzida sem causar dor. No geral, o período entre a insensibilização e o abate não deve superar os 60 segundos para evitar que o animal recupere a sensibilidade antes de escoar o máximo possível de sangue (BRASIL, 2000). Em peixes, ainda existem opiniões distintas sobre a eficiência e a necessidade de se realizar a sangria. No pirarucu, quando essa etapa não é realizada, o sangue retido nos vasos sanguíneos se espalha sobre as mantas durante a filetagem causando alterações na coloração da carne. Isto pode ser prejudicial e reduzir a vida de prateleira do produto acelerando a deterioração. Por exemplo, no beneficiamento da carne bovina, a sangria é obrigatória e necessária quando se deseja obter uma carne com adequada capacidade de conservação. Para uma sangria eficiente, estudos apontam que, aproximadamente, 60% do volume total de sangue de um bovino adulto devem ser removidos após o abate (BARTELS, 1980).

Existem vários métodos de insensibilização para o abate das mais variadas espécies de organismos aquáticos no mundo. As principais são: termonarose (choque térmico desenvolvido por água e gelo), eletronarose (insensibilização induzida por corrente elétrica),

narcorese tóxica pela saturação de CO₂ na água, percussão cerebral (golpe na cabeça), perfuração cerebral (dispositivo mecânico de penetração), asfixia ao ar, decapitação com evisceração imediata e anóxia estabelecida por sangria (perda de sangue ocasionada por cortes nas guelras) (EUROPEAN FOOD SAFETY AUTHORITY, 2004; VIEGAS et al., 2012). Alguns destes procedimentos, no entanto, são duramente criticados pela comunidade científica e não recomendados na perspectiva do bem-estar animal (asfixia, decapitação e anóxia), enquanto que outros estão em desenvolvimento para prevenir o sofrimento intenso e prolongado dos peixes (eletronarcorese e percussão cerebral).



Para o pirarucu, o ideal é que o abate seja desenvolvido imediatamente após a insensibilização. Um método que vem sendo estudado para a insensibilização de pirarucus na indústria de processamento é a concussão cerebral por meio de dispositivo pneumático ou cartuchos de festim (Figura 74A). Entretanto, são necessários cuidados durante a sua utilização para evitar que o golpe seja realizado em localização errada ou com força excessiva, resultando em atordoamento ineficaz e lesões no crânio dos animais, respectivamente (Figuras 74B e 74C). Esse tipo de atordoamento tem sido aplicado em estudos de abate de salmões e, quando acompanhado da sangria, tem demonstrado eficiência na redução do sangue residual presente na musculatura dos animais (LAMBOOIJ et al., 2010; OLSEN et al., 2006). A sangria possibilita melhor conservação do produto, pois impede o acúmulo de sangue no interior do animal e previne possíveis manchas nos filés durante a filetagem. Atualmente, algumas empresas já têm adotado o método, sendo utilizado com indicadores de eficiência técnica.



Figura 74. Insensibilização de pirarucu por concussão cerebral utilizando dispositivo mecânico (A). Lesão de crânio de um pirarucu (plano dorsal) insensibilizado por dispositivo de concussão (B). Lesão de crânio de um pirarucu (plano sagital mediano) insensibilizado por dispositivo de concussão (C).

5

PROCESSAMENTO E COMERCIALIZAÇÃO

O pirarucu é uma espécie carnívora que habita as águas quentes da bacia Amazônica. Possui aspectos peculiares que despertam o interesse de muitos pesquisadores e, conseqüentemente, empresários piscicultores: respiração aérea, rusticidade, elevado rendimento de carcaça, elevada taxa de crescimento, excelente desempenho zootécnico e alta valorização de mercado (BALDISSEROTO; GOMES, 2010). Pode-se dizer que o cultivo do pirarucu é realizado atualmente com diferentes finalidades. Muitos criadores têm no animal apenas um objetivo de curiosidade e lazer, já outros, o criam como possível fonte de subsistência familiar. Entretanto, recentemente, começaram a surgir cultivos empresariais para a produção da espécie em escala comercial, almejando alcançar mercados promissores e altamente lucrativos.

A produção destinada para o abate é, atualmente, um negócio rentável para aqueles que investem em tecnologias, produzem seus próprios juvenis e conseguem agregar valor aos produtos para atingir novos nichos de mercado com preços mais elevados. Essas vendas são realizadas diretamente a restaurantes tradicionais ou redes de supermercados nas grandes capitais brasileiras que têm preferência por animais variando entre nove e 15 kg, já que apresentam uma carne mais tenra, com menos gordura abdominal e demonstram vantagens na logística de distribuição e comercialização (FOGAÇA et al., 2011; ONO, 2007).

O mercado atual já prospecta um aumento da demanda de pescado no Brasil e que poderá ser permanente nos próximos anos. A pesca extrativa marinha ainda é considerada a principal fonte do pescado nacional. Entretanto, dados estatísticos demonstraram que a aquicultura continental vem se destacando nos últimos anos pelos sucessivos acréscimos produtivos e contribuição significava para o fornecimento de pescado na mesa do consumidor brasileiro. É muito provável que a diminuição dos estoques pesqueiros e a sobrepesca representem alguns dos principais problemas enfrentados pelo setor para garantir a oferta de seus produtos. Conseqüentemente, surgem lacunas para o desenvolvimento do cultivo de espécies de água doce em sistemas de produção intensiva por todo o país.

A aquicultura brasileira ainda está concentrada em apenas algumas espécies. Por grupos de produção aquícola brasileira, por exemplo, percebe-se uma vasta predominância de peixes (81%) sobre crustáceos (15,7%), moluscos (3,2%) e anfíbios e répteis (0,1%), obtida do ano base de 2009. Dentro destes grupos, no mesmo período, foram destaques, em ordem de importância, o cultivo de tilápias, carpas, camarões cinza e tambaquis, que juntos responderam por 78% do total explorado pela aquicultura nacional (FAO, 2012; LOPERA-BARRETO et al., 2011). Recentes levantamentos têm demonstrado poucas alterações nesse cenário que ainda é dominado pela piscicultura. Especificamente para o pirarucu, o seu cultivo, em 2013, gerou apenas 2.301 toneladas de peixes em um total de 392.493 toneladas da produção piscícola brasileira, segundo a estimativa da produção pecuária municipal divulgada pelo Instituto Brasileiro de Geografia e

Estatística (IBGE, 2013). Já em 2015, esse valor saltou para 8.387 toneladas de pirarucu em um total de 483.241 toneladas de peixes produzidos pela piscicultura brasileira (IBGE, 2015).

É importante que se criem novas estratégias de agregação de valor comercial aos produtos do beneficiamento do pirarucu. Ações como estas poderão disponibilizar formas mais atraentes de apresentação do peixe para o mercado consumidor. Muitas vezes, a exposição do produto pirarucu nas gôndolas dos supermercados evidencia um produto sem qualquer tipo de padronização de corte e a um preço elevado, o que acaba competindo com outras espécies mais tradicionais. Ao produtor paga-se um preço baixo pela matéria-prima, que, por sua vez, é pouco explorada pelas indústrias de beneficiamento e comercializada minimamente processada para as grandes empresas varejistas. O resultado, na maioria das vezes, é a oferta de um produto ao consumidor com pouca variação, baixa proteção da desidratação e da rancificação, mas com elevado valor comercial (Figura 75).



Figura 75. Formas tradicionais de comercialização do pirarucu em supermercados. Filé congelado de pirarucu contendo partes do lombo, da ventrecha e da cauda (A). Filé fresco de pirarucu com denominação única (“manta”) para partes do lombo e da cauda (B).

O rendimento industrial de pirarucus é considerado alto, comparado com outras espécies aquícolas exploradas comercialmente. Estudos realizados com exemplares da espécie em três faixas de peso diferentes apresentaram, na filetagem, um rendimento médio de 47% para animais entre 7 e 9 kg, 49% para animais entre 11 e 13 kg e 50 % para animais entre 14 e 16 kg de peso vivo. Além disso, observou-se uma tendência maior de deposição de gordura na região ventral do filé (ventrecha), principalmente, nos peixes mais pesados (FOGAÇA et al., 2011).

Para os produtos frescos e congelados, a padronização dos cortes de pirarucus já representaria um diferencial para aumentar sua comercialização. Por se tratar de um animal de grande porte, o fracionamento de sua carne no próprio entreposto de pescado poderia expandir as opções de mercado e atingir um público maior, interessado em adquirir um produto certificado, inspecionado e de melhor qualidade.

O alto rendimento do pirarucu possibilita trabalhar sua carne utilizando diferentes formas de aproveitamento e métodos de conservação (Figura 76). A salga e a secagem, por exemplo, resultam em produtos tradicionais da culinária amazônica, comercializados nas grandes feiras livres e mercados populares de peixes da região norte do país. O processo de desidratação, por meio da adição de sal ou de uma fonte de calor, preserva a carne do pirarucu e aumenta a sua vida de prateleira. Entretanto, são necessárias boas práticas de fabricação para que a qualidade do produto seja mantida, deixando o alimento livre da contaminação microbiana e dos processos de deterioração por rancificação (LIMA; KIRSCHNIK, 2013).

Embutidos cárneos de pirarucus são opções para explorar o potencial da espécie diversificando o portfólio de produtos com possibilidades de agregação de valor comercial, principalmente, para os cortes não nobres e para os resíduos da filetagem, todos passíveis de aproveitamento. Em um estudo conduzido por Sousa et al. (2016), valores sensoriais de cor, textura, sabor e odor, atribuídos às linguças pasteurizadas e defumadas da espécie, foram considerados altos pela avaliação de provadores. Os resultados demonstraram aceitação acima de 7,5 pontos em uma escala de 1 a 9 pontos para ambos os embutidos elaborados com a carne do pirarucu (valores crescentes conforme o nível esperado de aceitação).

Pesquisas estão sendo desenvolvidas para propor novas formas de aproveitamento integral do pirarucu. A utilização de vísceras, por exemplo, para a elaboração de silagens com o objetivo de incrementar valor nutricional em rações para alimentação animal já foi avaliada por Lima et al. (2014). De acordo com os autores, a preservação e a bioconversão desses resíduos descartados do processamento do pirarucu, por meio da elaboração de silagens ácidas, representou uma alternativa de baixo custo, possibilitando, com a adição do farelo de soja, aumentar o teor proteico e reduzir a quantidade de lipídeos e umidade nestes coprodutos.

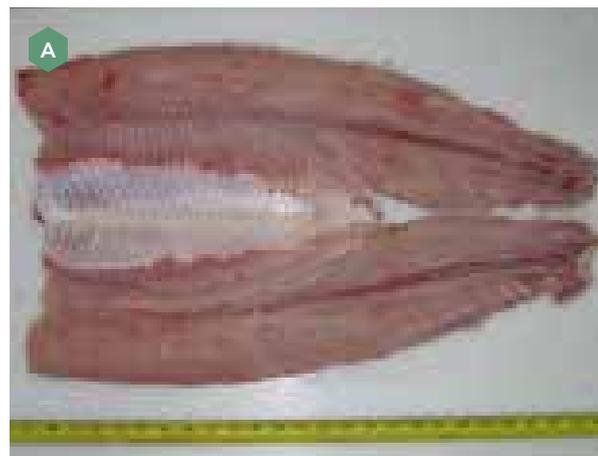


Foto: Leandro Kanamaru Franco de Lima



Foto: Leandro Kanamaru Franco de Lima

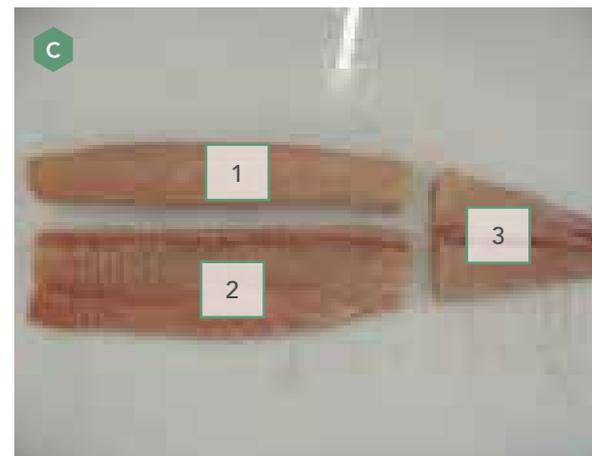


Foto: Leandro Kanamaru Franco de Lima



Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Leandro Kanamaru Franco de Lima

Figura 76. Processamento do pirarucu. Manta extraída do pirarucu preservando a união dos filés direito e esquerdo (A). Filé do pirarucu após limpeza e processo de acabamento industrial (B). Separação do filé de pirarucu em partes (C). Detalhe: 1C – região do lombo; 2C – região da ventrecha; 3C – região da cauda. Mantas de pirarucus salgadas e secas (D). Detalhe: 1D – espalmadas; 2D – enroladas. Embutidos de pirarucu (E). Detalhe: 1E – linguiça defumada de pirarucu; 2E – linguiça pasteurizada de pirarucu



PASSOS PARA O

DIAGNÓSTICO DE DOENÇAS₅

PASSOS PARA O DIAGNÓSTICO DE DOENÇAS

O diagnóstico presuntivo de doenças pode ser realizado pela observação dos sinais clínicos (vide tópico “Sanidade na alevinagem”), e a confirmação do mesmo é realizada por outros meios de diagnóstico, por um profissional qualificado. Análises parasitológicas básicas podem ser feitas na própria piscicultura, havendo, portanto que disponibilizar um local para esse tipo de trabalho. Assim, para se montar uma estrutura mínima de laboratório para análises é necessário dispor de:

- Uma sala ou área coberta, com boa iluminação, ventilação e instalação elétrica segura. Contendo, pelo menos, uma mesa e cadeira para o técnico;
- Pelo menos um microscópio ótico; 
- Pelo menos um estereomicroscópio ótico (lupa); 
- Placas de Petri de vidro ou plástico;
- Frascos de vários tamanhos para coleta de amostras ou acondicionamento de peixes menores inteiros;
- Material cirúrgico: luvas, pinças, tesouras, cabos e lâminas de bisturi;
- Lâminas e lamínulas de vidro;
- Reagentes e soluções: formol 5% ou 10%, álcool etílico 70%, solução de NaCl 0,9% (soro fisiológico) e água destilada.

O modelo do microscópio a ser adquirido irá depender da disponibilidade de investimento inicial. Dependendo do equipamento, a qualidade da imagem observada varia e isto pode comprometer de alguma forma o diagnóstico, principalmente para uma pessoa não treinada.

O número de animais a ser amostrado para diagnósticos deve ter uma representatividade do lote. Este número é menor quando o parasito é facilmente encontrado e maior quando acomete poucos animais no lote. A necropsia de animais mortos pode ser realizada, porém,

Tabela 12. Formas de conservar e armazenar os parasitos para posterior identificação.

Localização	Parasito	Forma de armazenamento
Brânquias e Pele (muco)	Monogenoides e Tricodinídeos	Armazenar os arcos branquiais com os parasitos em um frasco contendo formalina 5% ou 10%. Usar proporção de 1:2 (amostra: solução).
Estômago, Intestino, Cecos pilóricos e Bexiga natatória (pulmão)	Nematoides (vermes arredondados), Digenéticos (vermes achatados) e Acantocéfalos (vermes do intestino)	Separar os órgãos em diferentes frascos. Coletar todos os parasitos encontrados. Armazenar os parasitos coletados em frasco contendo formalina 5% ou 10%.
Pele (superfície do corpo), Opérculos e Narinas	Branchiuros e Copepodas	Coletar todos os parasitos encontrados. Armazenar os parasitos coletados em frasco contendo álcool 70%.

Fonte: adaptado de Eiras et al. (2006) e Jerônimo et al. (2011).

dependendo das condições de decomposição que o animal for encontrado, pois nesse caso o diagnóstico é pouco confiável. No caso de doenças bacterianas, a análise bacteriológica deverá ser feita em animais que evidenciam sinais clínicos ou que estejam moribundos (PAVANELLI et al., 2008).

Para a análise, inicialmente deve-se realizar a biometria dos animais, seguida por uma análise macroscópica para determinação de características externas anormais na pele, nadadeiras, boca, olhos e ânus. Os opérculos devem ser levantados para avaliação das brânquias. Nesse momento, ectoparasitos visíveis a olho nu, como crustáceos e isópodes, podem ser coletados e conservados (Tabela 12). Registre o que for encontrado.

Em seguida, deve-se realizar a coleta de muco para identificação da presença de ectoparasitos protozoários, monogenoides e mixosporídeos ou fungos (visualizados por meio de suas hifas) no tegumento do peixe, com auxílio de um microscópio de luz. Para isso, realiza-se a raspagem da pele na mesma direção das escamas (crânio-caudal), com uma lâmina de vidro, em todo o corpo do peixe, de forma a coletar o muco da superfície do corpo e depositá-lo entre lâmina e lamínula (Figura 77). Registrar o que for encontrado.

Depois disso, todos os arcos branquiais devem ser retirados, colocados em uma placa de Petri com água destilada ou soro fisiológico para visualização em um estereomicroscópio (lupa). Se necessário, os arcos branquiais podem ser acondicionados em uma lâmina de vidro para avaliação em microscópio de luz (Figura 77). Nas brânquias, é possível pesquisar a presença de fungos ou de parasitos monogenoides, protozoários, mixosporídeos e crustáceos, registrando-se o que for encontrado.

Para avaliação de endoparasitos, os órgãos internos devem ser retirados e colocados individualmente em placas de Petri, com água destilada ou soro fisiológico, para visualização em um estereomicroscópio (lupa) (Figura 77). Podem ser encontrados nematoides, digenéticos, cestoides e acantocéfalos, adultos, larvas (metacercárias) ou ovos, registrando-se o que for encontrado.

Na análise do material amostrado, o diagnóstico de uma parasitose pode ser feito ou pelo método de presença e ausência ou por métodos de quantificação. No primeiro caso, a informação é parcial e não permite maiores inferências sobre o ambiente de cultivo ou mesmo futuras comparações entre pisciculturas e na própria piscicultura. No segundo método, tem-se o diagnóstico completo, qualificação e quantificação do parasito, e com a informação mais acabada é possível tomar medidas assertivas de prevenção e controle.

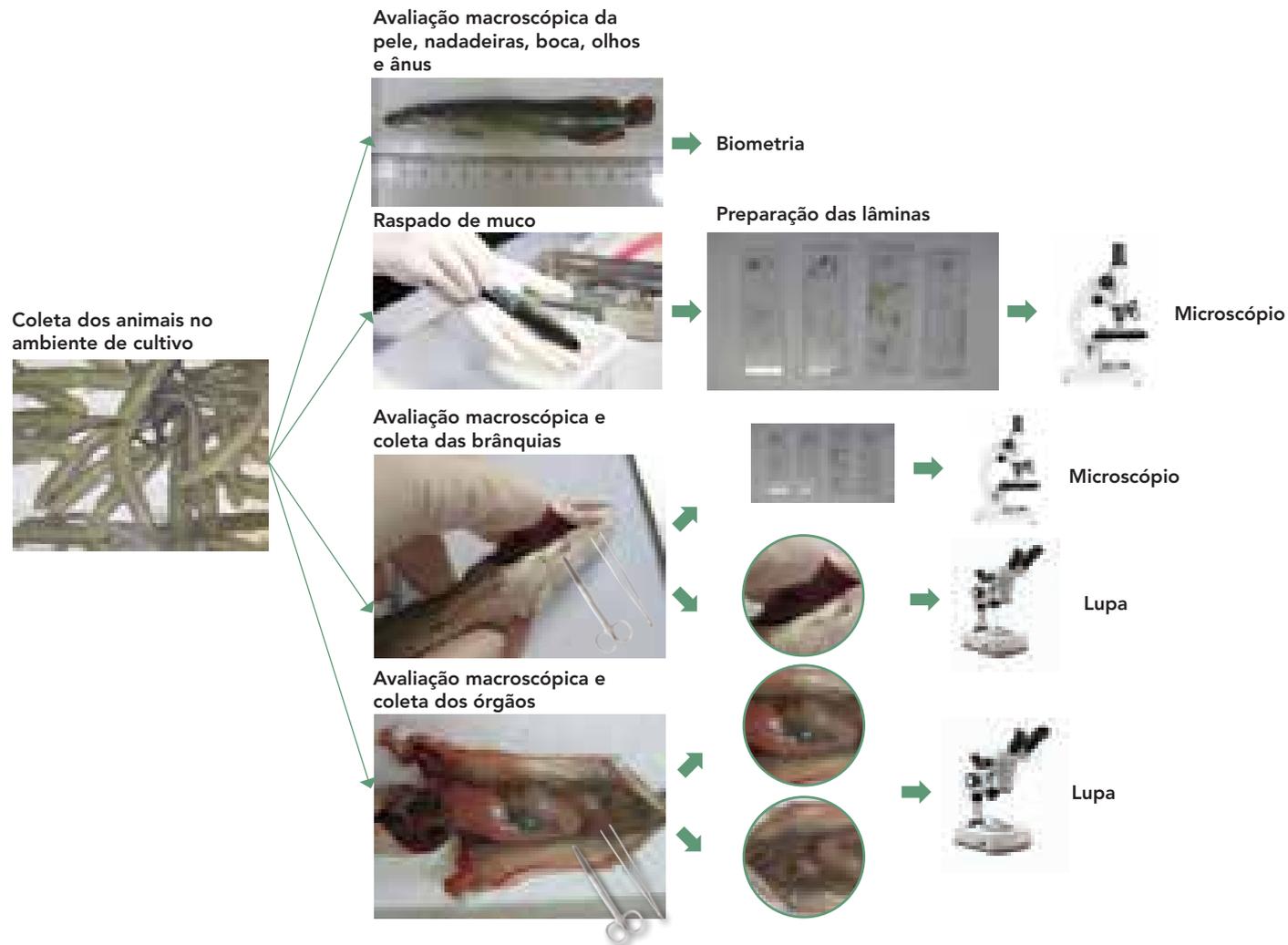


Figura 77. Demonstração dos passos para realização de um diagnóstico rápido de parasitoses.

Recomenda-se que as amostras coletadas pelo produtor sejam corretamente identificadas e armazenadas (Tabela 12), para que, quando possível, um técnico especializado possa fazer o correto diagnóstico.

O diagnóstico indicativo de bacterioses e micoses pode ser feito pelo produtor por meio da avaliação de sinais clínicos, mas a confirmação laboratorial é imprescindível e necessita de análises mais complexas, enviando amostras para um laboratório especializado. Nesses casos, é indicado consultar previamente o laboratório para saber qual é a forma adotada de envio de amostras.

Informações mais detalhadas de como se realizar uma necropsia criteriosa, os locais de preferência dos agentes patogênicos, métodos de identificação e quantificação das doenças podem ser encontrados em Eiras et al. (2006), Iwashita e Maciel (2013) e Pavanelli et al. (2008).

Segundo levantamento realizado com produtores e técnicos, observou-se que as informações fornecidas sobre as ocorrências de problemas sanitários na produção do pirarucu são bastante generalistas (REBELATTO JUNIOR et al., 2015), ou seja, o diagnóstico realizado nas propriedades amostradas não alcançou nem mesmo o nível de grandes grupos de parasitos, como foi o caso dos endoparasitas, citados como vermes. A identificação correta do grupo do(s) parasito(s) ou das espécies envolvidas na infestação ou infecção é essencial para avaliação da patogenicidade do agente etiológico e da definição da melhor forma de controle.

7

PRINCIPAIS DOENÇAS DE PIRARUCUS NO CATIVEIRO

PRINCIPAIS DOENÇAS DE PIRARUCUS NO CATIVEIRO

A seleção da abordagem de determinadas doenças em pirarucus nesse livro baseou-se em dados da literatura disponível e do levantamento realizado com piscicultores e técnicos dos estados da região Norte do Brasil (REBELATTO JUNIOR et al., 2015). Os monogenóides, protozoários e nematóides foram os parasitos citados como mais frequentes causando problemas durante a alevinagem do pirarucu. Monogenóides, protozoários e crustáceos são ectoparasitos que infestam as brânquias e pele do hospedeiro cultivado, enquanto nematóides, digenéticos e acantocéfalos são endoparasitos que infectam principalmente o trato digestório, bexiga natatória e cavidade abdominal, mas também podem ser encontrados na pele, narinas, olhos e boca dos hospedeiros (Figura 78).

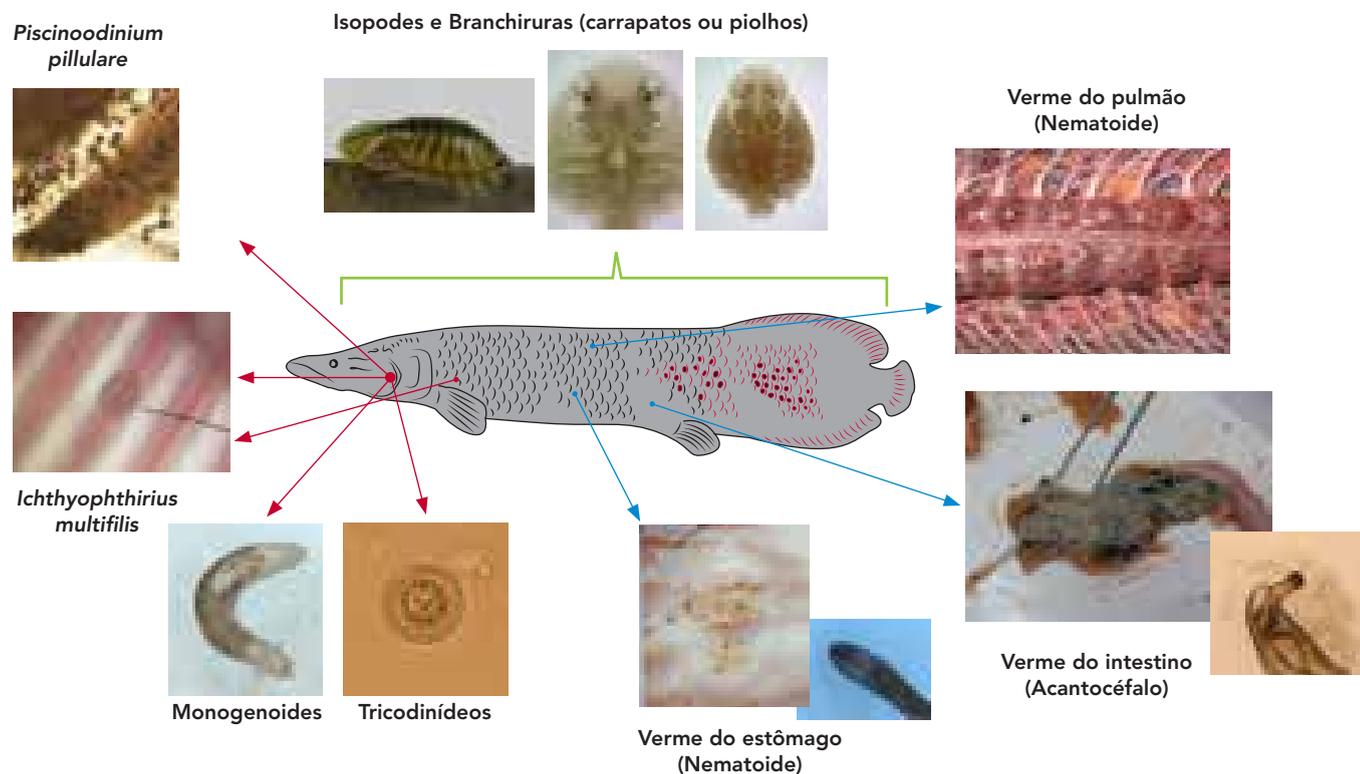


Figura 78. Principais parasitoses de pirarucus de cativeiro e o local onde podem ser encontrados.

Veremos a seguir o detalhamento de cada doença apresentando em tópicos os pontos mais importantes sobre cada uma delas:

- Nome comum,
- Espécies descritas,
- Localização no hospedeiro,
- Tamanho médio,
- Forma de visualização,
- Ciclo de vida,
- Em que fase do cultivo afeta o peixe,
- Fatores que favorecem a proliferação,
- Transmissão,
- Patogenia e sinais clínicos,
- Diagnóstico,
- Prevenção
- Tratamento.

Tais doenças possuem em comum o fato da prevenção combinada com diagnóstico precoce ser a melhor forma de tratamento, de forma que a adoção de boas práticas de produção e sanitárias, bem detalhadas ao longo do livro, deve ser feita para um melhor controle da saúde e bem-estar dos peixes produzidos.

1. Infestações por Ectoparasitos (Parasitos externos)

1.1 Tricodinídeos

São protozoários que apresentam cílios para se movimentarem na superfície do corpo e brânquias dos peixes. Podem ser encontrados naturalmente nos ambientes, mas em condições propícias, como as encontradas em pisciculturas, têm ação parasitária propriamente dita.

- **Nome comum:** Não apresenta nome comum.
- **Espécies:** *Trichodina heterodentata*, *Trichodina fariai*, *Trichodina sp.*
- **Localização no hospedeiro:** Brânquias, pele e muco.
- **Tamanho médio:** Menores que 100 µm.
- **Forma de visualização:** Em microscópio.
- **Ciclo de vida:** Direto, ou seja, para reproduzir necessita de apenas um hospedeiro (peixe). A reprodução ocorre por fissão binária no hospedeiro, ou seja, a divisão de um parasito (célula) em dois por mitose (Figura 79). Reprodução por conjugação também é possível. Por isso, em um curto período de tempo os parasitos se reproduzem rapidamente e alcançam 100% dos animais do sistema (MARTINS et al., 2015).

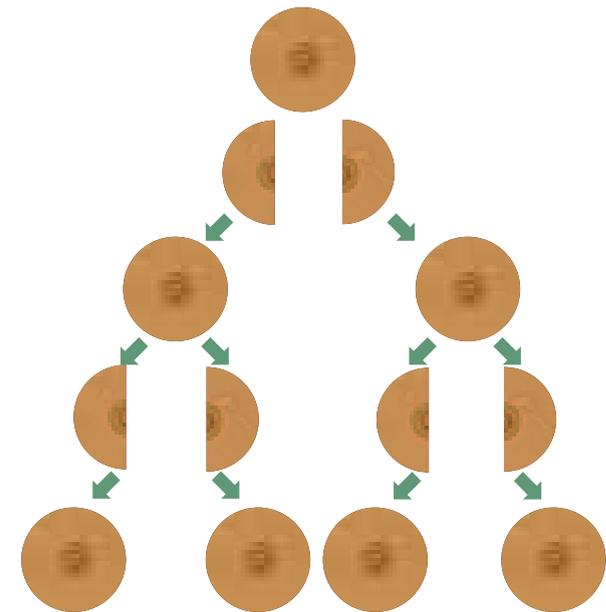


Figura 79. Representação do ciclo de vida dos tricodinídeos por fissão binária. (Esquema: Patricia Oliveira Maciel)



Figura 80. Imagem de microscopia demonstrando os formatos dos tricodinídeos em amostra de raspado de muco, dependendo da posição do parasito: arredondados em vista dorsal ou ventral (seta) e formato de sino em vista lateral (ponta da seta) (A); detalhes dos dentículos e cílios (B).

- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** O maior problema é em alevinos (ARAÚJO et al., 2009a; 2009b; DELGADO et al., 2007), mas já foi registrado em peixes de recria (juvenis) e engorda (DELGADO et al., 2013; MARTINEZ et al., 2015).
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Má qualidade da água, alta concentração de matéria orgânica, altas densidades de estocagem e baixas condições fisiológicas do peixe, como baixa imunidade.
- **Transmissão:** Podem ser transmitidos pelo contato direto, pela água, por utensílios contaminados ou introdução de peixes contaminados.
- **Patogenia e sinais clínicos:** Geralmente os sinais clínicos são inespecíficos e mais aparentes em alevinos e juvenis. Os peixes podem apresentar mudança de coloração da pele, nadadeiras hemorrágicas, comportamento de “flashing”, indicando prurido na superfície do corpo, e natação errática. Em estágios avançados, os peixes param de se alimentar, ficam apáticos e na superfície da água. Em função da movimentação do parasito, alimentação (células da pele e brânquias) e da ação mecânica dos seus dentículos, as lesões provocadas pelos tricodinídeos são locais para colonização de bactérias (VALLADÃO et al., 2014), com consequente infecção secundária.
- **Diagnóstico:** Raspado de muco, avaliação das brânquias em microscópio e busca pelo parasito, que tem um formato arredondado em vista dorsal e ventral, sendo possível observar os cílios, e formato de sino em vista lateral (Figura 80 e 81). Identificação e quantificação da espécie de tricodinídeo. Como o diagnóstico só é possível com uso de microscópio, esse parasito parece estar sendo negligenciado em detrimento de outros, como os monogenóides. Porém, a ação de ambos parasitos pode trazer graves problemas para a produção de alevinos.
- **Prevenção:** Manter as estruturas de cultivo limpas; evitar acúmulo de restos de ração e fezes, principalmente durante a fase inicial do treinamento alimentar, quando há muita perda de ração. Para isso, vale ressaltar a importância da eficiência autolimpante das estruturas de cultivo. Evitar oscilações térmicas, que culminam com o estresse dos animais. Realizar o diagnóstico precoce dos alevinos na entrada do laboratório e após manejos de rotina, para reduzir as cargas parasitárias com tratamentos.
- **Tratamento:** O preventivo, por meio de banhos profiláticos, é mais efetivo. Os alevinos capturados devem ser submetidos aos banhos com sal comum ou formol, enquanto mantidos na área de quarentena, e sempre que o diagnóstico positivo (sinais clínicos e confirmação laboratorial) for feito durante a fase de treinamento alimentar. Ver tópico de “Tratamentos”.

1.2 Ictiofitiríase

Doença provocada por um protozoário que tem distribuição mundial e no Brasil já foi encontrado em várias espécies de peixes, ornamentais, de cultivo ou silvestres, podendo produzir mortalidade de até 100% da criação.

- **Nomes comuns:** Ictio, doença-dos-pontos-brancos.
- **Espécies:** *Ichthyophthirius multifiliis*.
- **Localização no hospedeiro:** brânquias, pele e muco. Penetra na epiderme do corpo e brânquias.
- **Tamanho médio:** depende da fase de desenvolvimento do parasito. Trofote: 800 µm a 1.000 µm e Teronte: 30 µm x 50 µm (ISHIKAWA et al., 2012).
- **Forma de visualização:** Em microscópio.
- **Ciclo de vida:** Direto, ou seja, para reproduzir necessita de apenas um hospedeiro (peixe).
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Alevinos são mais sensíveis. Porém, nas regiões brasileiras de temperaturas elevadas e constantes, esse parasito foi encontrado na engorda, mas sem provocar doença nos peixes (MARINHO et al., 2013).
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Oscilações térmicas e baixas temperaturas, má qualidade da água, como concentrações baixas de oxigênio dissolvido e altas de matéria orgânica, estresse dos peixes e baixa condição nutricional dos peixes.
- **Transmissão:** Podem ser transmitidos pelo contato direto, pela água, por utensílios contaminados ou introdução de peixes contaminados.
- **Patogenia e sinais clínicos:** Provoca lesões epidérmicas no corpo e brânquias, podendo causar hemorragias e, posteriormente, tornar o peixe susceptível à invasão por bactérias e fungos (infecção secundária). Sinais clínicos são falta de apetite (anorexia), emagrecimento e excessiva produção de muco nos peixes. Quando presente em grande quantidade nas brânquias dos peixes, pode levar à perda funcional desse órgão, com prejuízos à respiração e troca de sais, podendo causar alta taxa mortalidade.
- **Diagnóstico:** Raspado de muco, avaliação das brânquias em estereomicroscópio ou microscópio e busca pelo parasito que, quando adulto, tem formato arredondado e um núcleo em forma de ferradura (Figura 81). Deve-se ter atenção para não confundir a ictiofitiríase com a doença do veludo (*Piscinoodinium pillulare*), realizando o diagnóstico diferencial, pois os parasitos são parecidos dependendo da fase de desenvolvimento (MARTINS et al., 2015).

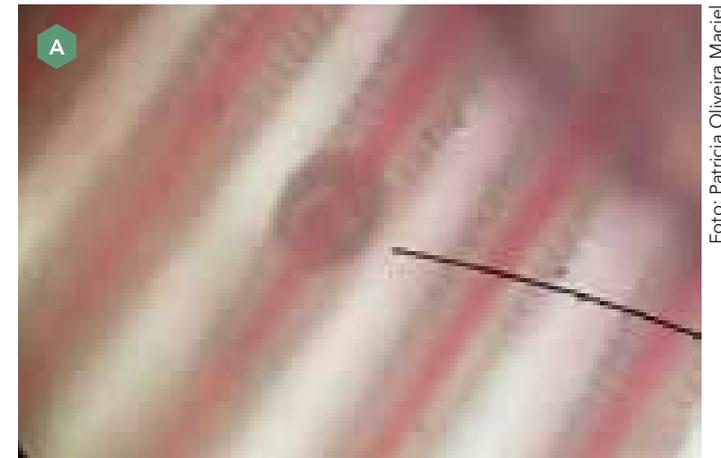


Foto: Patricia Oliveira Maciel



Foto: Marcos Tavares-Dias

Figura 81. Trofote maduro de *Ichthyophthirius multifiliis* no filamento branquial de pirarucu (A) e detalhe do núcleo em forma de ferradura em um parasito corado (B).

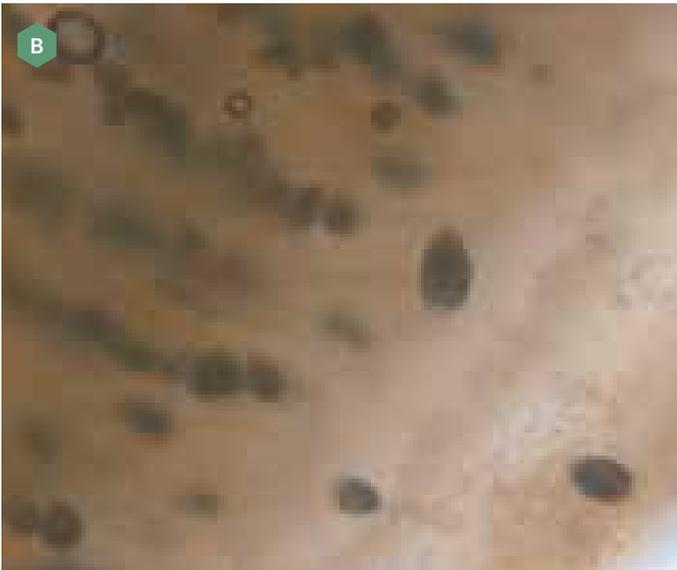
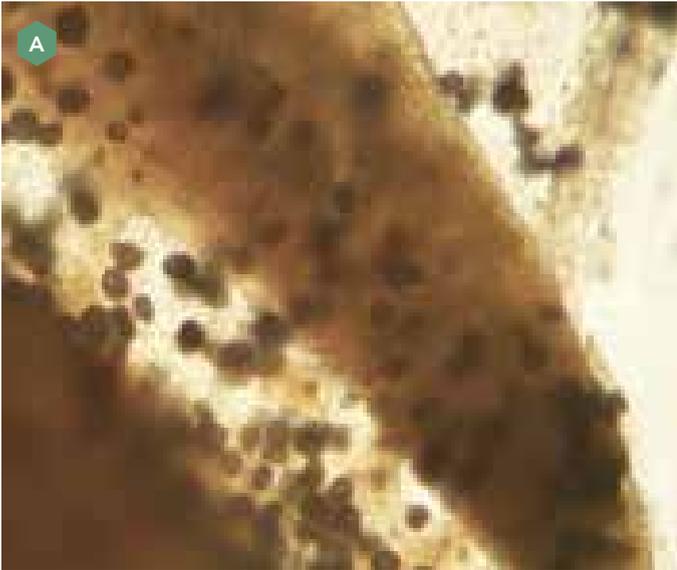


Figura 82. *Piscinoodinium pillulare* em brânquias de pirarucus observadas ao microscópio.

- **Prevenção:** Evitar condições predisponentes e introdução de animais parasitados no sistema. Realizar o diagnóstico precoce dos alevinos durante a alevinagem e antes de iniciar a recria, para reduzir as cargas parasitárias com tratamentos.
- **Tratamento:** Banhos profiláticos com sal comum. Ver tópico de “Tratamentos”.

1.3 Piscinoodinose

Doença causada por um protozoário mastigóforo, dinoflagelado, altamente patogênico.

- **Nome comum:** Piscinoodiníase, doença do veludo.
- **Espécie:** *Piscinoodinium pillulare*.
- **Localização no hospedeiro:** Brânquias e superfície corporal.
- **Tamanho médio:** Depende da fase de desenvolvimento do parasito. O trofante mede 15 μm a 50 μm .
- **Forma de visualização:** Em estereomicroscópio (lupa) ou microscópio.
- **Ciclo de vida:** Direto, ou seja, para reproduzir necessita de apenas um hospedeiro (peixe).
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Em pirarucus somente foi descrito nas fases de recria e engorda, contudo sem causar doença (SERRANO-MARTÍNEZ et al., 2015). Em outros peixes cultivados, como os redondos, é muito patogênico quando ocorre em surtos na fase de engorda. É mais comum a ocorrência em alevinos de pirarucu treinados em viveiros escavados ou mantidos nessas estruturas antes da comercialização, em comparação àqueles mantidos em laboratório.
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Alta concentração de matéria orgânica na água e oscilações térmicas, que desencadeiam estresse nos peixes e redução da imunidade. O parasito está presente no ambiente, geralmente no fundo do viveiro, e nas condições expostas acima, há uma proliferação rápida do parasito e acesso aos hospedeiros.
- **Transmissão:** Podem ser transmitidos pelo contato direto, pela água, por utensílios contaminados ou introdução de peixes contaminados.
- **Patogenia e sinais clínicos:** Os peixes afetados apresentam sinais de desconforto, de asfixia e abertura frequente dos opérculos. Nos casos avançados, há formação de uma camada na superfície da pele de aspecto aveludado e coloração amarronzada. Por essa razão, a parasitose é conhecida popularmente como “doença do veludo”.

Associa-se a isso, formação de áreas hemorrágicas no corpo e nadadeiras. Essas últimas lesões são consideradas mais graves, pois resultam em grave dificuldade respiratória e consequente morte dos peixes (MARTINS et al., 2015).

- **Diagnóstico:** Busca pelo parasito nas brânquias e no raspado de muco em estereomicroscópio e microscópio, respectivamente (Figura 82). O diagnóstico comparativo deve ser feito com *I. multifilis* devido à similaridade dos parasitos (MARTINS et al., 2015).
- **Prevenção:** Evitar as condições estressantes para os peixes e acompanhar os sinais clínicos dos peixes durante as biometrias. Em casos de ocorrência de eventos de oscilações térmicas (“friagens”), suspender a alimentação e acompanhar a resposta dos peixes.
- **Tratamento:** É um parasito de difícil controle quando em situações de surtos na criação, sendo importante focar na prevenção. Para peixes redondos, o sulfato de cobre é efetivo no tratamento. Ver tópico “Tratamentos”.

1.4 Monogenoides

São helmintos cuja infestação é capaz de produzir graves surtos de morbidade e altas taxas de mortalidade, principalmente em alevinos, e comprometer o desenvolvimento de juvenis na fase de recria.

- **Nomes comuns:** Vermes das brânquias, monogeneas, monogenoideos ou monogenoidea. Além disso, girodactíleidos é também usado incorretamente, pois os monogenoides de pirarucu não são da família *Girodactilidae* (vivípara).
- **Espécies:** *Dawestrema cycloancistrum*, *Dawestrema cicloancistrioides*, sendo a primeira espécie mais frequente nos registros existentes para pirarucu de cativeiro.
- **Localização no hospedeiro:** Brânquias, pele e muco.
- **Tamanho médio:** O adulto mede aproximadamente 2.000 μm e os ovos 90 μm (Figura 83).
- **Forma de visualização:** Em estereomicroscópio (lupa) ou microscópio.
- **Ciclo de vida:** Direto, ou seja, para reproduzir necessita de apenas um hospedeiro (peixe). Por isso, encontram facilidade para completarem seu ciclo em ambientes com altas densidades de peixes. Um fator que conta a favor dos monogenoides é que são hermafroditas, ou seja, um indivíduo apresenta os dois sexos e consegue sozinho produzir descendentes.



Figura 83. Imagens de microscópio de um adulto de monogenoide (A) e massa de ovos coletada nas estruturas de cultivo (B).



Figura 84. Adultos (setas pretas) e larvas (setas vermelhas) de monogenoides observados em raspado de muco da pele de pirarucus (A); hemorragias pontuais e infecção bacteriana secundária em alevinos de pirarucu intensamente parasitados por monogenoides na pele (B).

As espécies de monogenoides que parasitam o pirarucu são ovíparas (KRITSKY et al., 1985). Quando a ovoposição ocorre, os ovos liberam um oncomiracídio ciliado, que oportunamente irá infectar um hospedeiro, onde a maturação se completará em aproximadamente 15 dias. Os ovos, frequentemente, têm filamentos polares que servem como âncoras para prenderem-se ou à mucosa das brânquias dos hospedeiros ou a substratos no ambiente até a eclosão (THATCHER, 2006).

- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Os alevinos, tanto no laboratório quanto na fase de recria, são mais susceptíveis às infestações por monogenoides. Já foi também registrado em peixes de engorda, podendo ser um fator de estresse e problema sanitário na produção (ARAÚJO et al., 2009a, 2009b; DELGADO et al., 2007, 2013; MARINHO et al., 2013; SERRANO-MARTÍNEZ et al., 2015).
- **Fatores que favorecem a proliferação:** No laboratório, o confinamento, a densidade dos alevinos nas caixas e as condições de qualidade da água favorecem, aliado a baixa imunidade, devido aos agentes estressantes, a proliferação deste parasito, pois o ciclo de vida se fecha com facilidade. No cultivo em viveiros, a não preparação dos viveiros previamente à recepção de alevinos contribui para a permanência de ovos no fundo e a proliferação dos parasitos no sistema quando são novamente povoados. O estresse no ambiente de cultivo também tem correlação com o aumento da densidade dos parasitos.
- **Transmissão:** Horizontal, pelo contato direto. No laboratório, a introdução de animais contaminados no sistema e o uso de utensílios (puçás, baldes, peneiras) contaminados em diferentes caixas, carreando ovos para unidades livres do parasito, são as formas mais frequentes de transmissão. Na recria, a não adoção da secagem e desinfecção do fundo como etapa da preparação de viveiros e a interligação de água entre diferentes viveiros é ponto crítico para a produção. A água de abastecimento também pode ser fonte de contaminação.
- **Patogenia e sinais clínicos:** O sinal clínico característico de uma infestação inicial é os animais apresentarem o comportamento de abertura frequente dos opérculos e da boca, demonstrando irritação nas brânquias, provocada pela movimentação e alimentação dos parasitos. Podem-se observar as brânquias inflamadas ou esbranquiçadas em função da anemia. Quando há reinfestações no sistema, os animais fazem “flashing”, indicando prurido no corpo devido à presença de parasitos na pele, geralmente larvas (Figura 84A). Infecções secundárias podem

se desenvolver como pontos hemorrágicos puntiformes na superfície do corpo do peixe (Figura 84B). Em estágios avançados, os peixes param de se alimentar, ficam apáticos e na superfície da água.

- **Diagnóstico:** Raspado de muco e avaliação das brânquias em estereomicroscópio, podendo ser observados adultos, larvas ou ovos do parasito (Figura 85). Identificação da(s) espécie(s) de monogenoide(s). A caracterização morfológica principal deste grupo é a presença de um aparelho de fixação localizado, geralmente, na parte posterior do corpo, denominado de haptor. Este aparelho é constituído por estruturas esclerotizadas (ganchos, barras ou âncoras), que podem variar em número e são utilizadas, frequentemente, na identificação desses parasitos. Os ovos podem ser coletados no ambiente.
- **Prevenção:** Realizar o diagnóstico precoce da doença, na quarentena, antes dos animais entrarem no laboratório e durante o treinamento alimentar; e na recria quando se adquirir alevinos para engordar. Manter diariamente a limpeza das caixas para reduzir a carga de matéria orgânica na água e assim eliminar os ovos e oncomiracídeos do ambiente. Cuidados com o descarte da água do laboratório, para não contaminar outras áreas de viveiros da propriedade. Ter o rígido controle do uso dos utensílios, para evitar contaminação cruzada no laboratório - conforme já mencionado. Recomenda-se a separação dos utensílios individualmente por caixas no laboratório. Higienização das mãos e braços dos trabalhadores no manejo de diferentes caixas, para evitar transmissão de ovos entre caixas contaminadas e livres. Controlar as oscilações térmicas e ter cuidado nas manipulações, pois podem ser fonte de estresse aos animais.
- **Tratamento:** Os alevinos recém-coletados dos viveiros devem ser submetidos a banhos profiláticos, enquanto mantidos na área de quarentena, assim como durante o treinamento alimentar e na fase de recria quando o diagnóstico for positivo (sinais clínicos e análise laboratorial). Ver tópico de "Tratamentos".



Figura 85. Adultos de monogenoides em brânquias de alevinos de pirarucu em duas imagens de lupa.



Figura 86. Branchiuros dos gêneros *Argulus* (A) com as maxilas modificadas em ventosas (setas), e *Dolops* (B) com as maxilas modificadas em ganchos (círculos) .

1.5 Crustáceos branchiuros

- **Nomes comuns:** Piolhos de peixe, carrapatos de peixes.
- **Espécies:** São relatados dois gêneros parasitos do pirarucu, o *Argulus sp.* (maxilas modificadas em ventosas) e o *Dolops sp.* (maxilas modificadas em ganchos) (Figura 86).
- **Localização no hospedeiro:** É encontrado sobre a superfície do corpo, nas brânquias ou no interior dos opérculos, pois, em função da espessura das escamas que recobrem os peixes maiores, os parasitos encontram nesse local acesso fácil à pele e capilares sanguíneos do hospedeiro (Figura 87B).
- **Tamanho médio:** Variável dependendo da espécie e do estágio de desenvolvimento (Figura 87A).
- **Forma de visualização:** Adultos são visíveis a olho nu, na maioria das espécies. Para observar os detalhes do parasito, que permitem a identificação das espécies, é necessário um estereomicroscópio.
- **Ciclo de vida:** Simples e direto. Fêmeas fecundadas fazem a ovoposição no ambiente, em pedras ou substratos vegetais, como raízes de macrófitas e troncos. Os náuplios eclodem com aparência já de adultos e buscam um hospedeiro para completarem seu desenvolvimento, que dura em torno de 10 a 50 dias (NOGA, 2010).
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Todas as fases do cultivo são predispostas.
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Ambientes com altas densidades, pois os parasitos adultos são bons nadadores e se movimentam livremente de um peixe para outro. Ainda, águas com altas concentrações de matéria orgânica são boas condições para reprodução desses parasitos.
- **Transmissão:** Horizontal, via peixes, utensílios contaminados ou água, contendo ovos ou o próprio parasito, introduzidos no sistema.
- **Patogenia e sinais clínicos:** A gravidade da parasitose depende da intensidade da infestação e do tamanho dos peixes, por isso alevinos são geralmente mais sensíveis. A ação patogênica é devido às poderosas maxilas modificadas que são utilizadas para fixação e alimentação. Os parasitos fixam-se para alimentar-se das células epiteliais e sangue do pirarucu, podendo causar hemorragias pontuais, que podem evoluir para lesões maiores e infecções secundárias. Os peixes aumentam a produção de muco como forma de expulsar os parasitos. Comportamentos como “flashing” e natação anormal são observados devido ao prurido provocado pela movimentação dos parasitos na pele dos pirarucus. Quando há alta carga parasitária no sistema os peixes apresentam redução do

apetite devido ao estresse provocado pelo parasito. Além disso, os branquiuros podem ser vetores de bacterioses e viroses (PAVANELLI et al., 2008).

- **Diagnóstico:** Avaliação macroscópica dos peixes para busca dos parasitos na superfície do corpo e dentro dos opérculos. Coletar e armazenar os parasitos em frasco identificado, para futura identificação da espécie.
- **Prevenção:** Para evitar contaminação cruzada entre diferentes ciclos de produção, após a despesca, deve-se realizar secagem total e desinfecção com cal virgem dos viveiros, especialmente aqueles diagnosticados com a parasitose, para eliminar qualquer fase de desenvolvimento do parasito no substrato. Instalar filtros de tela ou do tipo bag nas entradas de água de abastecimento dos viveiros para prevenir entrada de peixes invasores parasitados ou mesmo estágios de desenvolvimento do parasito. E para evitar a contaminação cruzada entre viveiros, os utensílios de pesca e de manejo da rotina devem ser limpos e desinfetados, inclusive os equipamentos de proteção individual dos trabalhadores (botas). Recomenda-se também periodicamente remover a vegetação aquática dos viveiros, para reduzir locais de deposição de ovos pelas fêmeas do parasito. E finalmente, realizar o diagnóstico precoce dos alevinos recém-capturados do viveiro de reprodução, na compra de alevinos para a fase de recria, e sempre realizar a inspeção sanitária dos peixes nos momentos de manejo como, por exemplo, nas biometrias nas fases de recria e engorda.
- **Tratamento:** O controle inclui a remoção mecânica dos parasitos quando em pequenas quantidades, em poucos peixes e em ambientes controlados como na quarentena. O diflubenzuron é um inseticida que tem sido utilizado no controle de crustáceos parasitos de peixes, devido a sua baixa toxicidade para vertebrados. Por ser um potente regulador do crescimento de invertebrados artrópodes, interfere na síntese de quitina na fase de muda, atuando nos estágios imaturos do parasito (NOGA, 2010). Porém, como atua em invertebrados, se mal aplicado, pode eliminar a população de zooplâncton e outros organismos aquáticos do viveiro, comprometendo toda a dinâmica de qualidade da água na criação e fora dela se a água for descartada para o ambiente. Por esse motivo a melhor via administração, se pela via oral na ração (SCHALCH et al., 2009) ou pela água (SCHALCH et al., 2005), deve ser avaliada de acordo com as condições dos peixes e do ambiente, sendo seu uso supervisionado por um profissional. Por outro lado, o tratamento com produtos organofosforados deve ser evitado por ser perigoso devido à toxicidade para os peixes. Doses efetivas para pirarucu ainda não foram estabelecidas, porém apresentamos dados para outras espécies no tópico “Tratamentos”.



Foto: Patricia Oliveira Maciel



Foto: Adriana Ferreira Lima

Figura 87. Branchiuros de diversos tamanhos (A) coletados da cavidade opercular (setas) de pirarucu na fase de engorda (B).



Figura 88. Isópode fixado na região cranial (seta) de um alevino de pirarucu (A) e detalhe para as garras fixadas à cabeça (B).

1.6 Crustáceos isópodes

- **Nome comum:** Carrapatos de peixes, “baratinhas”.
- **Espécies:** Há registros, porém, a espécie não foi identificada.
- **Localização no hospedeiro:** Em geral, são encontrados aderidos à superfície do corpo, cavidade branquial, boca e reto dos peixes (Figura 88).
- **Tamanho médio:** 1 cm a 1,5 cm.
- **Forma de visualização:** São visíveis a olho nu. São parasitos de grande porte, segmentados e achatados dorsoventralmente, suas patas são modificadas em poderosas garras adaptadas à fixação no hospedeiro.
- **Ciclo de vida:** Direto, necessitando de apenas um hospedeiro.
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Em todas as fases o parasito pode ocorrer, porém devido à relação de tamanho entre parasito e hospedeiro, alevinos são mais sensíveis.
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Acesso ao hospedeiro facilitado pela entrada do parasito no sistema de criação.
- **Transmissão:** Horizontal, pela água contendo estágios de desenvolvimento do parasito ou pela entrada de peixes invasores parasitados no viveiro, transmitindo assim os parasitos para a criação de pirarucu.
- **Patogenia e sinais clínicos:** A patogenia, quase sempre, está restrita ao local da fixação, onde ocorre lesão e compressão dos tecidos, seguido de processo inflamatório e instalação de infecções secundárias. Os isópodes podem ser vetores de hemogregarinas (parasitos do sangue) (PAVANELLI et al., 2008).
- **Diagnóstico:** Avaliação externa dos peixes para busca dos parasitos na superfície do corpo. Coletar e armazenar os parasitos em frasco identificado, para futura identificação da espécie.
- **Prevenção:** Instalar filtros de tela ou do tipo bag nas entradas de água de abastecimento dos viveiros para prevenir entrada de peixes invasores parasitados ou mesmo estágios de desenvolvimento do parasito.
- **Tratamento:** Como são visíveis a olho nu, quando se observar o parasitismo em lotes de alevinos, a remoção pode ser feita manualmente durante manejos de classificação, seguidos de banhos de sal profiláticos para evitar infecções secundárias. Em peixes na recria e engorda o mesmo procedimento pode ser feito nos manejos de biometria. O controle com uso de produtos químicos deve ser supervisionado por um profissional.

2. Infecções por Endoparasitos (parasitos internos)

2.1 Nematoides (vermes arredondados)

São helmintos facilmente identificados devido a sua forma arredondada e nomenclatura popular de vermes, contudo, se não identificados corretamente, podem ser confundidos com os acantocéfalos, que serão descritos mais à frente. A maioria das espécies são translúcidas ou mesmo transparentes, porém alguns nematoides podem ser avermelhados. São encontrados na forma larval ou adulta, na cavidade celomática, no interior dos órgãos internos, mesentério, pulmão ou pele. A patogenicidade, ou seja, a capacidade de causar doença nos peixes, irá depender da espécie do parasito e da idade do hospedeiro.

Diversas espécies acometem pirarucus e veremos a seguir algumas delas.

2.1.1 Espécie: *Goezia spinulosa*

- **Nomes comuns:** vermes, vermes do estômago.
- **Localização no hospedeiro:** Parasitos adultos são geralmente encontrados no estômago e menos frequentemente no intestino, enquanto as larvas são encontradas no trato digestório ou encapsuladas no mesentério e superfície do estômago e cecos (SANTOS; MORAVEC, 2009).
- **Tamanho do adulto:** 11 a 23 mm (as fêmeas são maiores do que os machos).
- **Forma de visualização:** Podem ser visualizados a olho nu no estômago dos peixes (Figura 89A), dependendo do estágio de desenvolvimento do parasito. Nos casos de alevinos garante-se a observação em estereomicroscópio (lupa) (Figura 89B).
- **Ciclo de vida:** O ciclo de vida de *G. spinulosa* não está elucidado, contudo, atualmente baseia-se na descrição de outra espécie do mesmo gênero (SANTOS; MORAVEC, 2009). Fêmeas do parasito são encontradas no trato intestinal do hospedeiro, liberam seus ovos que vão para o ambiente junto com as fezes do peixe. Os ovos eclodem e as larvas são ingeridas por um hospedeiro intermediário, geralmente um microcrustáceo (copépode), onde se desenvolvem (Figura 90A). Os peixes podem ser hospedeiro paratênicos (acidentais) ou definitivos. No último caso, os peixes se infectam pela ingestão de zooplâncton contaminado ou peixes contaminados. Pirarucus maiores (juvenis e adultos) servem como hospedeiros definitivos. No caso de alevinos, eles se infectam pela ingestão de zooplâncton (copépodes) contaminados com



Foto: Carlos Hoff de Souza



Foto: Patrícia Oliveira Maciel

Figura 89. Parasito *Goezia spinulosa* adulto visto a olho nu no estômago de um pirarucu adulto (A) e na superfície do intestino de alevinos de pirarucu em imagem de estereomicroscópio (B).

larvas do parasito, que penetram o trato intestinal e se encapsulam nas cavidades do peixe possivelmente em resposta às reações de defesa do hospedeiro (SANTOS; MORAVEC, 2009).

- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Inicialmente mais relevante para alevinos, pois pode levar a morte do lote contaminado. Em animais da recria e engorda as perdas produtivas podem passar despercebidas.
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Os alevinos podem vir parasitados diretamente do viveiro, sendo assim, quanto maiores os alevinos forem capturados dos viveiros (do cuidado parental), maiores serão as chances de contaminação. Contudo, o fornecimento de zooplâncton contaminado aos peixes na fase de alevinagem também pode favorecer a infecção.
- **Transmissão:** Horizontal. No caso de alevinos, ingestão de zooplâncton contaminado no viveiro onde houve a desova, possivelmente pelo parasitismo presente nos parentais ou outros pirarucus e peixes do viveiro. No laboratório, os alevinos podem se contaminar pela ingestão de zooplâncton coletado fresco e contaminado.
- **Patogenia e sinais clínicos:** O parasito adulto apresenta espinhos no entorno do corpo (Figura 90B) que lesam a mucosa dos órgãos no momento da movimentação, fixação e alimentação. Especialmente mais patogênico para alevinos do que para peixes maiores. Isso porque a parede do estômago dos alevinos é mais fina e o ataque do parasito facilmente causa perfurações e acesso ao mesentério do peixe, podendo ser observadas áreas de necrose do órgão (Figura 90C). Já em peixes maiores, as paredes do estômago são mais grossas e, por isso, geralmente são encontradas úlceras na mucosa do intestino (Figura 90D), com vários parasitos aderidos, porém sem perfurações (SANTOS; MORAVEC, 2009).

Foi registrada em adultos severa reação inflamatória associada ao local de fixação dos parasitos (MENEZES et al., 2011) e influências negativas para a saúde de alevinos em função da perfuração do estômago e migração das larvas para a cavidade celomática (SANTOS; MORAVEC, 2009).

- **Diagnóstico:** Necropsia dos peixes para análise dos órgãos internos e cavidade celomática em estereomicroscópio, para busca dos parasitos. Identificação da espécie.
- **Prevenção:** Realizar o diagnóstico precoce para tratar os animais. Esterilizar o alimento natural por congelamento (SANTOS; MORAVEC, 2009). O plâncton pode ser coletado previamente conforme orientações do tópico “Coleta de zooplâncton”, acondicionado em porções em sacos plásticos e refrigerado. O congelamento do zooplâncton a -20°C por 7 dias ou a -35°C por 15 horas elimina nematoides e cestoides (QUIJADA et al., 2005). O fornecimento de peixes vivos forrageiros, durante a engorda e manutenção de reprodutores, deve ser controlado para evitar contaminação dos peixes com os parasitos



Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Patrícia Oliveira Maciel



Foto: Tácito Araújo Bezerra



Foto: Patrícia Oliveira Maciel

Figura 90. Espécime de *Goezia spinulosa*, nematoide com espinhos característicos na região anterior do corpo (A) e o copépode, potencial hospedeiro intermediário (B). Estômago de um pirarucu da recria: seta indicando área de necrose na parede do estômago e abaixo órgão aberto apresentando uma massa de parasitos no seu interior (círculo pontilhado). Úlcera (seta) na região cárdia do estômago de pirarucu em fase inicial de engorda provocada pela ação espoliativa de diversos parasitos (D).

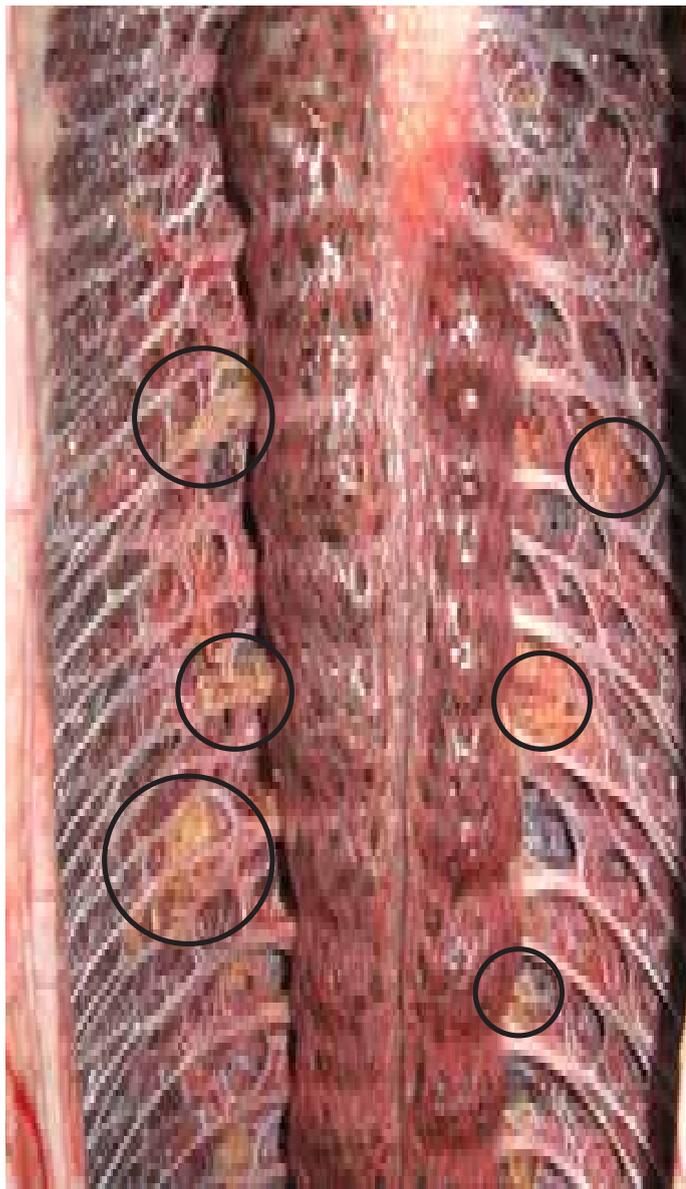


Figura 91. Detalhes indicando os parasitos *Nilonema senticosum* na bexiga natatória modificada em pulmão, de um pirarucu em fase de engorda.

adultos. Esse método de prevenção geralmente não é seguido, pois as perdas econômicas nas fases de recria e engorda decorrentes de endoparasitoses são difíceis de avaliar, uma vez que um controle efetivo por meio de registros de consumo alimentar e biometrias não são realizados, e poderiam detectar reduções no consumo e crescimentos dos peixes. Além disso, métodos de diagnóstico que não necessitem de abate dos peixes para necropsia ainda não estão estabelecidos para peixes de produção.

- **Tratamento:** Com anti-helmínticos adicionados à água ou ração no caso de alevinos, e na ração nos casos de peixes da recria e engorda. Doses efetivas para pirarucu ainda não foram estabelecidas.

2.1.2 Espécie: *Nilonema senticosum*

- **Nome comum:** Verme do pulmão.
- **Localização no hospedeiro:** Bexiga natatória modificada em pulmão.
- **Tamanho médio:** As fêmeas medem 105,9 mm (MORAVEC et al., 2006).
- **Forma de visualização:** É visível a olho nu.
- **Ciclo de vida:** O ciclo de vida de *N. senticosum* não está elucidado, e pode ser muito complexo, por isso, baseamos na descrição de nematoides em geral. Invertebrados como crustáceos (copépodes e isópodes), oligoquetas e larvas de insetos podem ser hospedeiros intermediários, enquanto peixes são os hospedeiros intermediários ou paratênicos (acidentais).
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** O parasito foi descrito em pirarucus adultos e de engorda criados em cativeiro (DELGADO et al., 2013; SERRANO-MARTINEZ et al., 2015).
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Como esse parasito é pouco estudado em pirarucus de cultivo, não existem informação sobre fatores que predisõem à doença.
- **Transmissão:** Horizontal, por meio da ingestão dos hospedeiros intermediários.
- **Patogenia e sinais clínicos:** A princípio é uma infecção assintomática, pois não são conhecidos os sinais clínicos apresentados por peixes parasitados.
- **Diagnóstico:** Necropsia dos peixes para análise dos órgãos internos e cavidade celomática em estereomicroscópio, para busca dos parasitos. Identificação da espécie. Os parasitos possuem corpo alongado, com forma tubular e extremidades afiladas (Figura 91).
- **Prevenção:** Como não há método de prevenção direcionada para essa patologia, recomenda-se trabalhar a prevenção com os alevinos eliminando os parasitos por congelamento do zooplâncton oferecido aos peixes. Controlar a entrada de peixes contaminados em pisciculturas livres da doença.
- **Tratamento:** Com anti-helmínticos adicionados à ração, contudo doses efetivas para pirarucu ainda não foram estabelecidas.

2.1.3 Espécie: *Eustrongylides* sp.

As larvas desse parasito têm potencial zoonótico para humanos que ingerem carne de pescado crua ou minimamente processada. Todavia, esses parasitos não foram encontrados em adultos de pirarucu ou peixes de engorda, normalmente consumidos.

Larvas desse parasito foram registradas apenas sob a pele de alevinos de pirarucu (SANTOS; MORAVEC, 2009). Esse achado indica que os alevinos são hospedeiros intermediários ou hospedeiros acidentais (paratênicos) desse parasito. Sabe-se que o ciclo de vida envolve também oligoquetas (um grupo de anelídeos) como hospedeiros intermediários e aves piscívoras como hospedeiros definitivos. Há pouca informação a respeito dos fatores que favorecem a proliferação, meios de transmissão, métodos de prevenção e tratamento.

2.1.4 Espécie: *Hysterothylacium* sp.

É um parasito recentemente descrito em alevinos de pirarucu, havendo pouca informação disponível a respeito da sua patogenicidade para os peixes, fatores que favorecem a proliferação, meios de transmissão, assim como métodos de prevenção e tratamento. Entretanto, por se tratar de uma espécie com potencial zoonótico, por ser da família Anisakidae, decidimos por listar esse nematoide na lista de principais parasitos do pirarucu cultivado, assim como o nematoide descrito no tópico anterior.

Trata-se de um nematoide de aproximadamente 2,1 mm a 2,2 mm, encontrado na forma larval no estômago, intestino e cecos pilóricos de alevinos de pirarucu de cultivo (ANDRADE-PORTO et al., 2015). Os sinais clínicos descritos nos peixes analisados foram ascite (aumento do volume abdominal), petéquias (pontos hemorrágicos) na mucosa do estômago e obstrução total do intestino. Pela localização dos parasitos nos peixes, possivelmente pirarucus são hospedeiros paratênicos (acidentais) ou intermediários. Sua patogenicidade para humanos ainda precisa ser investigada.

2.2 Acantocéfalos

- **Nomes comuns:** Vermes, vermes de intestino.
- **Espécie:** *Polyacanthorhynchus rhopalorhynchus* e *P. macrorhynchus* (única espécie descrita para pirarucus de cultivo) (MARINHO et al., 2013).
- **Localização no hospedeiro:** Intestino.



Foto: Marcos Tavares-Dias

Figura 92. Intestino de pirarucu na fase de engorda repleto de acantocéfalos *Polyacanthorhynchus macrorhynchus*.

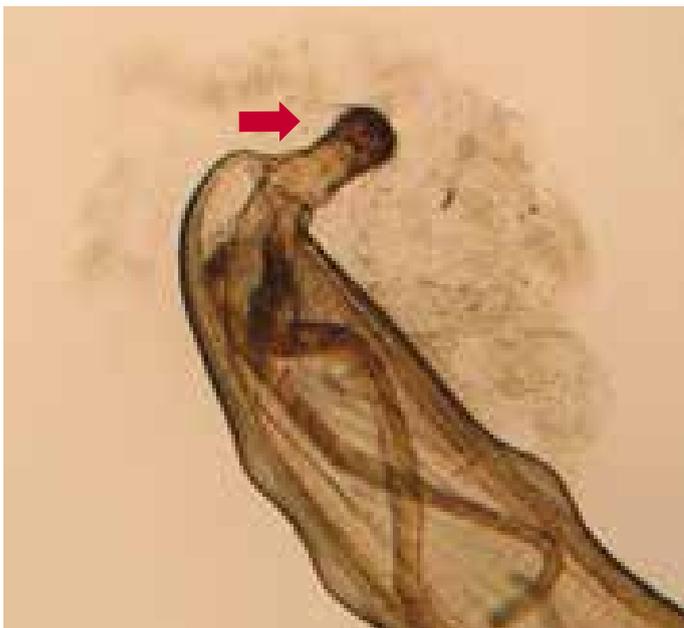


Figura 93. Acanthocefálo *Polyacanthorhynchus* sp. coletado de alevino de pirarucu com detalhe para a probóscide com espinhos (seta).

- **Tamanho do adulto:** Pode chegar a 25 cm de comprimento.
- **Forma de visualização:** Podem ser visualizados a olho nu no intestino dos peixes (Figura 92), mas dependendo do estágio de desenvolvimento do parasito, geralmente em alevinos, garante-se a observação em estereomicroscópio (lupa).
- **Ciclo de vida:** O ciclo de vida dessa espécie ainda é desconhecido, mas provavelmente microcrustáceos (ostracoides, anfípodes, isópodes ou copépodes) atuam como hospedeiros intermediários e o pirarucu como hospedeiro definitivo.
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** Em pirarucus somente foi descrito na engorda, com intensidade variando de 3 a 118 parasitos no intestino dos peixes, havendo possibilidade dos animais terem sido infectados ainda na fase de alevinos (MARINHO et al., 2013). Porém, não foram registradas perdas por mortalidade ou comprometimento do ganho de peso dos animais.
- **Fatores que favorecem a proliferação:** Sabe-se que a presença de hospedeiros intermediários contribui para o fechamento do ciclo e por sua vez para a proliferação do parasito. Contudo, há pouca informação sobre acantocefalose em pirarucus.
- **Transmissão:** Horizontal, pela ingestão de microcrustáceos contaminados ou entrada de peixes contaminados (parasitados) na propriedade livre de acantocéfalos.
- **Patogenia e sinais clínicos:** Devido à fixação do parasito por meio da probóscide na parede do intestino são registradas lesão da mucosa e reações inflamatórias intensas. Em cultivos de tambaqui, o acantocefalose é uma endoparasitose patogênica e que provoca elevadas perdas econômicas por redução da produtividade principalmente nas fases de recria e engorda quando as cargas parasitárias aumentam consideravelmente (CHAGAS et al., 2015). Para pirarucus ainda não há relatos de perdas econômicas ou mortalidades provocadas por esse parasito.
- **Diagnóstico:** Necropsia dos peixes e análise do intestino em estereomicroscópio para busca dos parasitos e identificação de sua espécie. São vermes alongados caracterizados por apresentar uma estrutura, característica do grupo, na sua região anterior, a probóscide, que os diferencia dos nematoides. Esta estrutura apresenta pequenos e numerosos espinhos (Figura 93).
- **Prevenção:** Como a fonte primária de infecção é o zooplâncton contendo larvas do parasito, geralmente proveniente da própria piscicultura, o método de prevenção é eliminar por congelamento os parasitos do zooplâncton oferecido aos peixes. Controlar a entrada de peixes contaminados em pisciculturas livres da doença.
- **Tratamento:** Com anti-helmínticos adicionados à água ou ração no caso de alevinos, e na ração nos casos de peixes da recria e engorda. Doses efetivas para pirarucu ainda não foram estabelecidas.

2.4 Digenéticos

- **Nomes comuns:** Vermes, vermes de intestino ou estômago.
- **Espécies:** *Caballerotrema arapaimense*.
- **Localização no hospedeiro:** É encontrado, em geral, no estômago e intestino do pirarucu.
- **Tamanho médio:** O adulto mede aproximadamente 3,8 mm a 8,3 mm de comprimento.
- **Forma de visualização:** Em estereomicroscópio.
- **Ciclo de vida:** Digenéticos são parasitos com ciclo de vida complexo, ou seja, as espécies necessitam de pelo menos dois hospedeiros intermediários para completarem seu desenvolvimento. De forma geral, moluscos e peixes são hospedeiros intermediários; e aves, mamíferos, répteis ou peixes são os hospedeiros definitivos. Digenéticos da mesma família de *C. arapaimense* podem usar vários hospedeiros até chegarem ao seu hospedeiro definitivo. Peixes como o pirarucu podem ser hospedeiros intermediários secundários ou definitivos para este parasito (DELGADO et al., 2013).
- **Fase do cultivo em que os peixes são acometidos:** O digenético *C. arapaimense* foi descrito em pirarucus de recria (DELGADO et al., 2013) e na fase final da engorda (SERRANO-MARTÍNEZ et al., 2015)
- **Fatores que favorecem a proliferação:** O próprio hábito alimentar do pirarucu com possibilidade de ingestão de moluscos e peixes invasores nos viveiros de criação é um fator predisponente à proliferação do parasito no sistema.
- **Transmissão:** Horizontal, pela ingestão de hospedeiros intermediários como moluscos e outros peixes.
- **Patogenia e sinais clínicos:** Em animais de cultivo não foram registrados sinais clínicos ou doença causada pelo parasito.
- **Diagnóstico:** Necropsia dos peixes para análise do estômago e intestino em estereomicroscópio e busca dos parasitos para identificação da espécie.
- **Prevenção:** Como procedimento profilático recomenda-se eliminar moluscos que aparecem dos viveiros. Além disso, cobrir com telas antipássaros os tanques de alevinagem para evitar a presença de aves piscívoras, pois estas fazem parte do ciclo de vida de algumas espécies desses digenéticos, contaminando os viveiros com suas fezes com a presença de ovos desses endoparasitos.
- **Tratamento:** Assim como outras endoparasitoses, medicamentos e doses efetivas para pirarucu ainda não foram estabelecidas.

3. Infecções bacterianas e fúngicas

As doenças bacterianas podem ter origem primária ou secundária, sendo no primeiro caso quando as bactérias possuem a capacidade de iniciar uma infecção no hospedeiro. Já as bacterioses secundárias se apresentam quando os peixes apresentam algum estado de debilidade, com queda da imunidade, como nos casos descritos para o pirarucu. As bactérias podem ser divididas em dois grandes grupos, as Gram-positivas (coram em azul violeta) e as Gram-negativas (coram em vermelho rosa) identificadas por uma técnica rápida de laboratório, a coloração de Gram. Contudo uma identificação mais aprofundada é necessária e feita por cultura das bactérias associada a outros métodos (IWASHITA; MACIEL, 2013).

Os fungos são organismos saprófitos que se encontram normalmente em ambientes com abundância de matéria orgânica em decomposição. As micoses em peixes são identificadas pela presença de colônias de aspecto de algodão no corpo dos peixes, geralmente desenvolvidas em áreas de lesão ou que tiveram o muco removido. Essas colônias correspondem ao crescimento micelial de coloração branca ou cinza, que pode ser amostrada e visualizada em microscópio para identificação (IWASHITA; MACIEL, 2013).

Recentemente no Brasil, Dias et al. (2016) descreveram a patogenia da infecção experimental de pirarucus com a bactéria *Aeromonas hydrophila*. De acordo com os autores, a inoculação intradérmica (sob a pele) de uma dose conhecida da bactéria provocou a morte de quase 92% de pirarucus de 320 g entre 8 horas e 23 horas. Os sinais clínicos foram despigmentação da pele, lesões no pedúnculo caudal e nadadeiras, perda de equilíbrio, redução dos movimentos operculares, focos hemorrágicos e necróticos ao longo do corpo e em órgãos internos, como rim, fígado, bexiga natatória, além de aumento do baço (esplenomegalia) e ascite (Figura 94).

Serrano-Martínez et al. (2014) isolaram sete agentes bacterianos e um fúngico em pirarucus de diferentes grupos etários, desde a alevinagem até a engorda, em cultivos no Peru. As bactérias *Staphylococcus* spp, *Streptococcus* spp, *Pseudomonas* spp, *Bacillus* spp, *Escherichia* spp, *Aeromonas hydrophila* e *Corynebacterium* spp foram isoladas do fígado, brânquias, líquido peritoneal e rim dos animais, enquanto o fungo *Saprolegnia* spp. foi identificado na pele. Os gêneros *Staphylococcus* e *Streptococcus* foram os mais prevalentes, no entanto, segundo os autores a presença destes organismos não foi conclusiva para confirmar a causa direta de patologias nos peixes

São poucos os estudos sobre bacterioses e micoses em cultivos de pirarucu, tendo os relatos de ocorrência, por parte de técnicos e produtores, até o momento sido classificados como secundários, ou seja, não tendo sido a causa primária de mortalidades. Sendo assim, de forma geral, essas infecções secundárias se desenvolvem em peixes malnutridos, com imunidade baixa decorrente de estresse ou parasitismo, em animais com lesões e feridas pré-existentes decorrentes de manejos como os de classificação, transporte e despesca mal conduzidos.

No ambiente de cultivo, a transmissão dessas doenças é horizontal de peixes contaminados para peixes saudáveis. Por esse motivo, é importante estar atento aos cuidados nos manejos realizados na propriedade para evitar estresse e ocorrência de lesões nos peixes, além de observar a presença de animais moribundos ou mortos para pronta retirada dos mesmos das caixas no laboratório ou dos viveiros na recria e engorda, evitando assim a transmissão para animais saudáveis.



Figura 94. Lesões hemorrágicas no corpo e nadadeira caudal de alevinos de pirarucu infectados experimentalmente com *Aeromonas hydrophila*.

Fonte: Dias et al. (2016).

REFERÊNCIAS

ANDRADE-PORTO, S. M.; CÁRDENAS, M. Q.; MARTINS, M. L.; OLIVEIRA, J. K. Q.; PEREIRA, J. N.; ARAÚJO, C. S. O.; MALTA, J. C. O. First record of larvae of *Hysterothylacium* (Nematoda: Anisakidae) with zoonotic potential in the pirarucu *Arapaima gigas* (Osteichthyes: Arapaimidae) from South America. *Brazilian Journal of Biology*, São Carlos, v. 75, n. 4, p. 790-795, nov. 2015.

ARAÚJO, C. S. O.; GOMES, A. L.; TAVARES-DIAS, M.; ANDRADE S. M. S.; COSTA, A. B.; BORGES, J. T.; QUEIROZ, M. N.; BARBOSA, M. Parasitic infections in pirarucu fry, *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimatidae) kept in a semi-intensive fish farm in Central Amazon, Brasil. *Veterinarski Arhiv, Zagreb*, v. 79, n. 5, p. 499-507, 2009a.

ARAÚJO, C. S. O.; TAVARES-DIAS, M.; GOMES, A. L. S.; ANDRADE, S. M. S.; LEMOS, J. R. G.; OLIVEIRA, A. T.; CRUZ, W. R.; AFFONSO, E. G. Infecções parasitárias e parâmetros sanguíneos em *Arapaima gigas* Schinz, 1822 (Arapaimidae), cultivados no estado do Amazonas, Brasil. In: TAVARES-DIAS, M. (Org.). *Manejo e sanidade de peixes em cultivo*. Macapá: Embrapa Amapá, 2009b. p. 389-424.

BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. de C. (Org.). *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*. 2. ed. Santa Maria, RS: Editora da UFSM, 2010. 606 p.

BARD, J.; IMBIRIBA, E. P. *Piscicultura do pirarucu, Arapaima gigas*. Belém, PA: EMBRAPA-CPATU, 1986. 17 p. (EMBRAPA-CPATU. Circular técnica, 52).

BARTELS, H. *Inspección veterinária de la carne*. Zaragoza: Acribia, 1980. 491 p.

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 Amazonica*, Manaus, v. 38, n. 4, p. 767-772, dez. 2008.

BRASIL. Ministério da Agricultura e do Abastecimento. Instrução normativa nº 3, de 17 de janeiro de 2000. Aprova o regulamento técnico de métodos de insensibilização para o abate de animais de açougue. *Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil*, Brasília, DF, 24 jan. 2000. Seção 1, p. 14.

BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. *Censo aquícola nacional*. Brasília, DF, 2008.

BRAUNER, C. J.; MATEY, V.; WILSON, J. N.; BERNIER, N. J.; VAL, A. L. Transition in organ function during the evolution of air-breathing; insights from *Arapaima gigas*, an obligate air-breathing teleost from the Amazon. *The Journal of Experimentation Biology*, London, v. 207, n. 9, p. 1433-1438, Apr. 2004.

BROWN, L. *Aquaculture for veterinarians, fish husbandry and medicine*. Oxford: Pergamon Press, 1993. 462 p.

CAVERO, B. A. S.; CRESCÊNCIO, R.; ITUASSÚ, D. R.; PEREIRA-FILHO, M.; ROUBACH, R. Controle da taxa de mortalidade de pirarucu, *Arapaima gigas*, naturalmente parasitado por *Dawestrema* sp. (Monogenea: Dactilogyridae). In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 12., 2003, Goiânia. *Anais...* Goiânia: Aquabio, 2003. p. 107-115.

CAVERO, B. A. S.; PEREIRA-FILHO, M.; BORDINHON, A. M.; FONSECA, F. A. L. da; ITUASSÚ, D. R.; ROUBACH, R.; ONO, E. A. Tolerância de juvenis de pirarucu ao aumento da concentração de amônia em ambiente confinado. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, DF, v. 39, n. 5, p. 513-516, maio 2004.

CHAGAS, E. C.; MACIEL, P. O.; AQUINO-PEREIRA, S. L. Infecções por acantocéfalos: um problema para a produção de peixes. In: TAVARES-DIAS, M.; MARIANO, W. dos S. (Org.). *Aquicultura no Brasil: novas perspectivas*. São Carlos: Pedro & João Editores, 2015. p. 305-328.

CHICRALA, P. C. M. S.; SANTOS, V. R. V. dos. Despesca e abate de peixes. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTO, V. R. V. dos (Ed.). *Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos*. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 379-400.

CRESCÊNCIO, R. Perspectivas da produção comercial do pirarucu. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE PRODUÇÃO DE PEIXES NATIVOS DE ÁGUA DOCE, 1.; ENCONTRO DE PISCICULTORES DE MATO GROSSO DO SUL, 1., 2007, Dourados. *Anais...* Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste; Corumbá: Embrapa Pantanal, 2007. 1 CD-ROM. (Embrapa Agropecuária Oeste. Documentos, 87).

DABROWSKI, K.; PORTELLA, M. C. Feeding plasticity and nutritional physiology in tropical fishes. *Fish Physiology*, San Diego, v. 21, p. 155-224, 2005.

DELGADO, P. M.; MALTA, J. C. de O.; ORBE, R. I.; CHU-KOO, F. W.; GOMES, A. L. S.; MARTIN, S. T. Metazoarios parásitos de paiches adultos *Arapaima gigas* (Osteoglossiformes: Arapaimidae), cultivados en la Amazonía Peruana. *Folia Amazónica*, Iquitos, v. 16, n. 1/2, p. 63-68, 2007.

DELGADO, P. M.; DELGADO, P. M.; DELGADO, J. P. M.; ORBE, R. I. Parasitic infections in juveniles of *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) cultivated in the Peruvian Amazon. *Annals of Parasitology*, Warszawa, v. 59, n. 1, p. 43-48, 2013.

DIAS, M. K. R.; SAMPAIO, L. S.; PROIETTI-JUNIOR, A. A.; YOSHIOKA, E. T. O.; RODRIGUES, D. P.; RODRIGUEZ, A. F. R.; RIBEIRO, R. A.; FARIA, F. S. E. D. V.; OZÓRIO, R. O. A.; TAVARES-DIAS, M. Lethal dose and clinical signs of *Aeromonas hydrophila* in *Arapaima gigas* (Arapaimidae), the giant fish from Amazon. *Veterinary Microbiology*, Amsterdam, v. 188, p. 12-15, May 2016.

EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M.; PAVANELLI, G. C. *Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes*. Maringá: Eduem, 2006. 199 p.

EUROPEAN FOOD SAFETY AUTHORITY. Opinion of the Scientific Panel on Animal Health and Welfare on a request from the Commission related to welfare aspects of the main systems of stunning and killing the main commercial species of animals. *The EFSA Journal*, Parma, v. 45, p. 1-29, June 2004. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.2903/j.efsa.2004.45/pdf>>. Acesso em: 12 set. 2016.

FAO. *The state of world fisheries and aquaculture*. Rome, 2012. 209 p.

FARIA, R. H. S. de; MORAIS, M.; SORANNA, M. R. G. de S.; SALLUM, W. B. *Manual de criação de peixes em viveiros*. Brasília, DF: Codevasf, 2013. 136 p.

FLORES, R. V.; MUÑOZ, A. E. P. *Cai custo de produção para tambaqui, pintado e tilápia*. Brasília, DF: CNA, 2015. 5 p. (CNA. Boletim ativos da aquicultura, 4).

FOGAÇA, F. H. dos S.; OLIVEIRA, E. G. de; CARVALHO, S. E. Q.; SANTOS, J. F. de S. Yield and composition of pirarucu fillet in different weight classes. *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, Maringá, v. 33, n. 1, p. 95-99, out./dez. 2011.

FONTENELE, O. Contribuição para o conhecimento da biologia do pirarucu *Arapaima gigas* (Cuvier) em cativeiro (Actinopterygi, Osteoglossidae). *Revista Brasileira de Biologia*, Rio de Janeiro, v. 8, n. 4, p. 445-459, 1948.

FRANCO-ROJAS, H. H. Contribución al conocimiento de la reproducción del pirarucú *Arapaima gigas* (Cuvier, 1817) (Pisces: arapaimidae) en cautiverio. 2005. 53 f. Monografía (Biólogo con Énfasis en Biorrecursos) - Facultad de Ciencias Básicas, Universidad de la Amazonia, Florencia, Caquetá.

FRANCO-ROJAS, H. H.; PELÁEZ RODRIGUEZ, M. Cría y producción de pirarucú en cautiverio: experiencias en el Piedemonte Caqueteño. Florencia: Universidad de la Amazonia, 2007. 50 p.

GUERRA, H. (Coord.). Manual para la producción y manejo de alevinos de paiche. Iquitos: Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, 2002. 101 p.

HALVERSON, M. Manual de boas práticas de reprodução do pirarucu em cativeiro. Brasília, DF: Sebrae, 2013. 74 p.

HALVERSON, M. Pirarucu o peixe gigante: novas descobertas e acertos. *Revista Panorama da Aquicultura*, Rio de Janeiro, v. 18, n. 105, p. 36-42, 2008.

IBGE. Produção da pecuária municipal. Rio de Janeiro, v. 41, p. 1-108, 2013.

IBGE. Produção da pecuária municipal. Rio de Janeiro, v. 43, p. 1-100, 2015.

IMBIRIBA, E. P. Potencial de criação de pirarucu, *Arapaima gigas*, em cativeiro. *Acta Amazônica*, Manaus, v. 31, n. 2, p. 299-316, abr./jun. 2001.

IMBIRIBA, E. P. Reprodução, larva e alevinagem do pirarucu (*Arapaima gigas*). Belém, PA: EMBRAPA-CPATU, 1994. 4 p. (EMBRAPA-CPATU. Recomendações básicas, 26).

ISHIKAWA, M. M.; PÁDUA, S. B. de; VENTURA, A. S.; JERÔNIMO, G. T.; RUSSO, M. R.; CARRIJO-MAUAD, J. R.; MARTINS, M. L. *Biologia e estratégias na sanidade de alevinos de bagres carnívoros*. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2012. 47 p. (Embrapa Agropecuária Oeste. Documentos 115).

IWASHITA, M. K. P.; MACIEL, P. O. Princípios básicos de sanidade de peixes. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTO, V. R. V. dos (Ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos**. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 215-272.

JERÔNIMO, G. T.; MARTINS, M. L.; ISHIKAWA, M. M.; VENTURA, A. S.; TAVARES-DIAS, M. **Métodos para coleta de parasitos de peixes**. Macapá: Embrapa Amapá, 2011. 6 p. (Embrapa Amapá. Circular técnica, 39).

JOHNSEN, P. B.; LLOYD, S. W.; VINYARD, B. T.; DIONIGI, C. P. Effects of temperature on the uptake and depuration of 2-methylisoborneol (MIB) in channel catfish *Ictalurus punctatus*. **Journal of World Aquaculture Society**, Baton Rouge, v. 27, n. 1, p. 15-20, Mar. 1996.

KRAUGERUD, O. F.; PENN, M.; STOREBAKKEN, T.; REFSTIE, S.; KROGDAHL, Å.; SVIHUS, B. Nutrient digestibilities and gut function in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets with cellulose or non-starch polysaccharides from soy. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 273, n. 1, p. 96-107, Nov. 2007.

KRITSKY, D. C.; BOEGER, W. A.; THATCHER, V. E. Neotropical monogenea. 7. Parasites of the pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier), with descriptions of two new species and redescription of *Dawestrema cycloancistrum* Price and Nowlin, 1967 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae). **Proceedings of the Biology Society of Washington**, Washington, v. 98, n. 2, p. 321-331, 1985.

KROGDAHL, A.; GAJARDO, K.; KORTNER, T. M.; PENN, M.; GU, M.; BERGE, G. M.; BAKKE, A.M. Soya saponins induce enteritis in atlantic salmon (*Salmo salar* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 63, n. 15, p. 3887-3902, Apr. 2015.

KUBITZA, F. Qualidade de água na produção de peixes. Parte II. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 8, n. 46, p. 35-41, mar./abr. 1998.

KUBITZA, F. Manejo na produção de peixes. Parte 4. Manejo nutricional e alimentar. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 19, n. 111, p. 14-27, jul./ago. 2009.

LAMBOOIJ, E.; GRIMSBØ, E.; VAN DE VIS, J. W.; REIMERT, H. G. M.; NORTVEDT, R.; ROTH, B. Percussion and electrical stunning of Atlantic salmon (*Salmo salar*) after dewatering and subsequent effect on brain and heart activities. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 300, n. 1/4, p. 107-112, Feb. 2010.

LIMA, L. K. F.; KIRSCHNIK, P. G. Composição, alterações pós-morte e métodos de conservação do pescado. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTO, V. R. V. dos (Ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos**. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 401-423.

LIMA, A. F.; BERGAMIN, G. T.; MORO, G. V. Engorda de peixes. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTO, V. R. V. dos (Ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos**. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 347-378.

LIMA, A. F.; SILVA, A. P. da; RODRIGUES, A. P. O.; SOUSA, D. N. de; BERGAMIN, G. T.; LIMA, L. K. F. de; TORATI, L. S.; PEDROZA FILHO, M. X.; MACIEL, P. O.; FLORES, R. M. V. **Manual de piscicultura familiar em viveiros escavados**. Brasília, DF: Embrapa, 2015a. 143 p.

LIMA, A. F.; VARELA, E. S.; MACIEL, P. O.; ALVES, A. L.; RODRIGUES, A. P. O.; TORATI, L. S.; MATAVELI, M.; BEZERRA, T. A. **Manejo de plantel de reprodutores de pirarucu**. Brasília, DF: Embrapa, 2015b. 108 p.

LIMA, L. K. F. de; BORGHESI, R.; SUCASAS, L. F. de A.; MARTO, V. C. de O.; BARROS, T. L. de.; PONSANO, E. H. G.; OETTERER, M. **Elaboração e composição química das silagens ácida e ácida co-seca de vísceras de pirarucu (*Arapaima gigas*)**. Corumbá: Embrapa Pantanal; Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2014. 6 p. (Embrapa Pantanal. Circular técnica, 109).

LOPERA-BARRERO, N. M.; RIBEIRO, R. P.; POVH, J. A.; MENDEZ, L. D. G.; POVEDA-PARRA, A. R. **Produção de organismos aquáticos: uma visão geral no Brasil e no mundo**. Guaíba: Agrolivros, 2011. 320 p.

MARINHO, R. G. B.; TAVARES-DIAS, M.; DIAS-GRIGÓRIO, M. K. R.; NEVES, L. R.; YOSHIOKA, E. T. O.; BOIJINK, C. L.; TAKEMOTO, R. M. Helminthes and protozoan of farmed pirarucu (*Arapaima gigas*) in eastern Amazon and host-parasite relationship. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 65, n. 4, p. 1192-1202, ago. 2013.

MARTINS, M. L.; CARDOSO, L.; MARCHIORI, N.; PÁDUA, S. B. Protozoan infections in farmed fish from Brazil: diagnosis and pathogenesis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 1-20, jan./mar. 2015.

MATTHIENSEN, A.; QUADROS, M. **Gosto de barro em tambaquis: problemas e recomendações.** Boa Vista, RR: Embrapa Roraima, 2012. 23 p.

MENEZES, R. C.; SANTOS, S. M. C. dos; CECCARELLI, P. S.; TAVARES, L. E. R.; TORTELLY, R.; LUQUE, J. L. Tissue alterations in the pirarucu, *Arapaima gigas*, infected by *Goezia spinulosa* (Nematoda). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 20, n. 3, p. 207-209, set. 2011 .

MILLER, B. S.; KENDELL, A. W. **Early life history of marine fishes.** Berkeley: University of California Press, 2009. 376 p.

MIRANDA, L. H.; MARCHIORI, N.; ALFARO, C. R.; MARTINS, M. L. First record of *Trichodina heterodentata* (Ciliophora: Trichodinidae) from *Arapaima gigas* cultivated in Peru. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 42, n. 3, p. 433-438, set. 2012.

MORAVEC, F.; SCHOLZ, T.; KUCHTA, R.; DYKOVA, I.; POSEL, P. New data on the morphology of *Nilonema senticosum* (Nematoda, Philometridae), a parasite of *Arapaima gigas* (Pisces), with notes on another philometrid, *Alinema amazonicum*, in Peru. **Acta Parasitologica**, Warszawa, v. 51, n. 4, p. 279-285, Dec. 2006.

MUÑOZ, A. E. P.; FLORES, R. M. V.; PEDROZA FILHO, M. X.; BARROSO, R. M.; RODRIGUES, A. P. O.; MATAVELI, M.; REZENDE, F. P. **Piscicultores e demais agentes da cadeia produtiva discutem os custos de produção de pirarucu em viveiro escavado em Ariquemes, Rondônia.** Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2015. 6 p. (Informativo Campo Futuro, 16).

NEVES, A. M. B. Conhecimento atual sobre o pirarucu, *Arapaima gigas* (Cuvier 1817). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Série Zoologia**, Belém, PA, v. 11, n. 1, p. 33-56, jul. 1995.

NOGA, E. J. **Fish disease: diagnosis and treatment.** 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell, 2010. 536 p.

OLIVEIRA, P. R. de; JESUS, R. S. de; BATISTA, G. M.; LESSI, E. Avaliação sensorial, físico-química e microbiológica do pirarucu (*Arapaima gigas*, Schinz 1822) durante estocagem em gelo. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v. 17, n. 1, p. 67-74, jan./mar. 2014.

OLSEN, S. H.; SORENSEN, N. K.; STORMO, S. K.; ELVEVOLL, E. O. Effect of slaughter methods on blood spotting and residual blood in fillets of Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, Amsterdam, v. 258, n. 1/4, p. 462-469, Aug. 2006.

ONO, E. A. O gigante da Amazônia: perspectivas para o aumento da oferta de juvenis de pirarucu. *Panorama da Aquicultura*, Rio de Janeiro, v. 17, n. 100, p. 45-47, mar./abr. 2007.

ONO, E. A.; KEHDI, J. *Manual de boas práticas de produção do pirarucu em cativeiro*. Brasília, DF: Sebrae, 2013. 44 p.

ONO, E. A.; HALVERSON, M. R.; KUBITZA, F. Pirarucu, o gigante esquecido. *Panorama da Aquicultura*, Rio de Janeiro, v. 14, n. 81, p.14-25, jul./ago. 2004.

ONO, E. A.; ROUBACH, R.; PEREIRA FILHO, M. Pirarucu production: advances in Central Amazon, Brazil. *Global Aquaculture Advocate*, Aug. 2003. Disponível em: <<http://pdf.gaalliance.org/pdf/GAA-Ono-Aug03.pdf>>. Acesso em: 10 set. 2016.

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

PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. *Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento*. Maringá: Eduem, 2008. 311 p.

PEDROZA FILHO, M. X.; MUÑOZ, A. E. P.; RODRIGUES, A. P. O.; REZENDE, F. P.; LIMA, A. F.; MATAVELI, M. *Panorama da cadeia produtiva do pirarucu*. Brasília, DF: CNA, 2016. 4 p. (CNA. Boletim ativos da aquicultura, 8).

PEREIRA FILHO, M.; ROUBACH, R. Pirarucu (*Arapaima gigas*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. de C. (Org.). *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*. 1. ed. Santa Maria, RS: Editora da UFSM, 2005. p. 37-66.

PEREIRA FILHO, M.; ROUBACH, R. Pirarucu (*Arapaima gigas*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. de C. (Org.). *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*. 2. ed. Santa Maria, RS: Editora da UFSM, 2010. p. 27-56.

QUEIROZ, H. L. *Natural history and conservation of pirarucu, *Arapaima gigas*, at the Amazonian varzea: red giants in muddy waters*. 2000. 226 p. Thesis (Doctorate in Philosophy) – University of St. Andrews, St. Andrews.

QUIJADA, J.; LIMA, C. A. L. dos; AVDALOV, N. Enfermedades parasitarias por consumo de pescado. Incidencia en América Latina. *Infopesca Internacional*, Montevideo, n. 24, p. 16-23, 2005.

REBELATTO JUNIOR, I. A.; LIMA, A. F.; RODRIGUES, A. P. O.; MACIEL, P. O.; KATO, H. C. de A.; MATAVELI, M.; REZENDE, F. P.; VARELA, E. S.; SOUSA, A. R. B. de; SANTOS, C.; BOIJINK, C. de L.; YOSHIOKA, E. T. O.; O'SULLIVAN, F. L. de A. **Reprodução e engorda do pirarucu: levantamento de processos produtivos e tecnologias.** Brasília, DF: Embrapa, 2015. 102 p.

REFSTIE, S.; SVIHUS, B.; SHEARER, K. D.; STOREBAKKEN, T. Nutrient digestibility in Atlantic salmon and broiler chickens related to viscosity and non-starch polysaccharide content in different soyabean products. *Animal Feed Science and Technology*, Amsterdam, v. 79, n. 4, p. 331-345, 1999.

REZENDE, F. P.; BERGAMIN, G. T. Implantação de piscicultura em viveiros escavados e tanque-rede. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTO, V. R. V. dos (Ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos.** Brasília, DF: Embrapa, 2013. p. 215-272.

SANTOS, C. P.; MORAVEC, F. Tissue-dwelling philometrid nematodes of the fish *Arapaima gigas* in Brazil. *Journal of Helminthology*, London, v. 83, n. 3, p. 295-301, Sept. 2009.

SCHALCH, S. H. C.; BELO, M. A. de A.; SOARES, V. E.; MORAES, J. R. E. de; MORAES, F. R. de. Eficácia do diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) em jovens pacus *Piaractus mesopotamicus* Holmberg 1887 (Osteichthyes: characidae) naturalmente infestados. *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, Maringá, v. 27, n. 2, p. 297-302, abr./jun. 2005.

SCHALCH, S. H. C.; MORAES, F. R. de; SOARES, V. E. Praziquantel, levamisol e diflubenzuron no controle de *Dolops carvalhoi* (Crustacea: Branchiura) e *Anacanthorus penilabiatus* (Monogenea: Dactylogyridae) em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, Jaboticabal, v. 18, n. 1, p. 53-59, jan./mar. 2009.

SERRANO-MARTÍNEZ, E.; TANTALEÁN V., M.; LEGUÍA P., G.; QUISPE H., M.; CASAS V., G. C. Parásitos en *Arapaima gigas* de la Amazonía Peruana según grupo etario. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, Lima, v. 26, n. 2, p. 303-309, 2015.

SERRANO-MARTÍNEZ, E.; CASTRO P, V.; QUISPE H., M.; CASAS V., G.; LEÓN Q, J. Aislamiento de bacterias y hongos em tejidos de paiche (*Arapaima gigas*) criados em cautiverio. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, Lima, v. 25, n. 1, p. 117-122, 2014.

SOUSA, I. J. A.; KIRSCHNIK, P. G.; LIMA, L. K. F. Desenvolvimento e avaliação de linguiça de pescado elaborada com a carne de pirarucu. In: JORNADA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA E EXTENSÃO DA FACULDADE CATÓLICA DO TOCANTINS, 6., 2016, Palmas. *Anais...* Palmas: FACTO, 2016.

THATCHER, V. E. *Amazon fish parasites*. Moscow: Pensoft Publishers, 2006. 508 p.

TRATADO DE COOPERACION AMAZONICA. Secretaria Pro Tempore. *Manual de piscicultura del paiche (Arapaima gigas Cuvier)*. Caracas: TCA-SPT/IIAP/FAO, 1999. 72 p.

URBINATI, E. C.; CARNEIRO, P. C. F. Práticas de manejo e estresse dos peixes em piscicultura. In: CYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRACALOSSO, D. M.; CASTANGNOLLI, N. (Ed.). *Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva*. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 171-193.

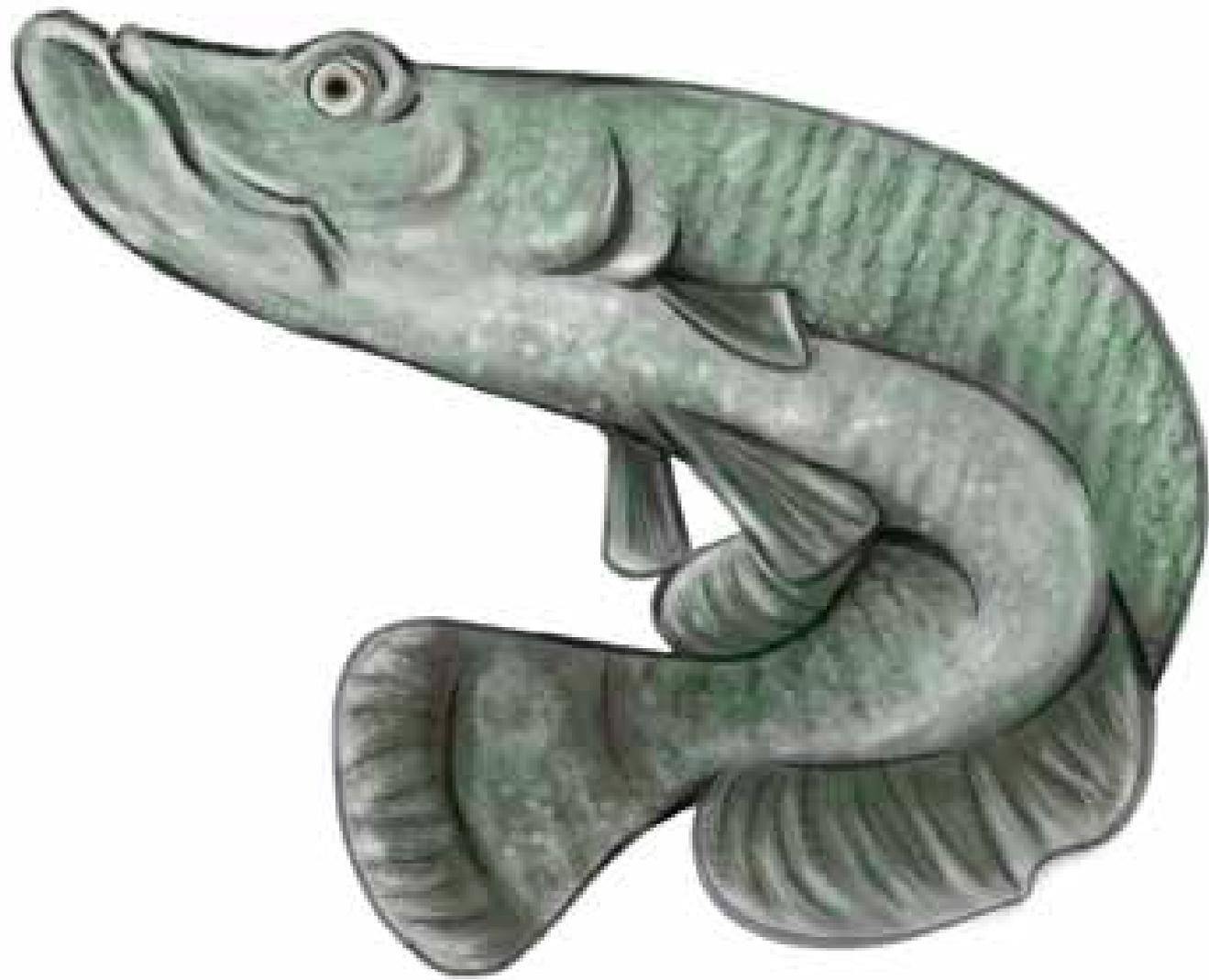
VALLADÃO, G. M. R.; GALLANI, S. U.; PÁDUA, S. B.; MARTINS, M. L.; PILARSKI, F. *Trichodina heterodontata* (Ciliophora) infestation on *Prochilodus lineatus* larvae: a host-parasite relationship study. *Parasitology*, London, v. 141, n. 5, p. 662-669, Apr. 2014.

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*, Córdoba, v. 61, n. 1, p. 41-50, 2012.

WATSON, L. C.; STEWART, D. J.; TEECE, M. A. Trophic ecology of *Arapaima* in Guyana: giant omnivores in Neotropical floodplains. *Neotropical Ichthyology*, Porto Alegre, v. 11, n. 2, p. 341-349, jun. 2013.

YAMPRAYOON, J.; NOOMHORM, A. Geosmin and off-flavor in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Journal of Aquatic Food Product Technology*, Binghamton, v. 9, n. 2, p. 29-41, 2000.

ZANIBONI FILHO, E. Larvicultura de peixes de água doce. *Informe Agropecuário*, Belo Horizonte, v. 21, n. 203, p. 69-77, mar./abr. 2000.



Impressão e acabamento
nome da gráfica ou da Unidade Editora



Embrapa

Pesca e Aquicultura

Patrocínio:



MINISTÉRIO DA
**AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO**



ISBN: 978-85-7035-669-7



9 788570 356697

CGPE: 13571