Coleção SENAR

198

Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos

SENAR

Presidente do Conselho Deliberativo
João Martins da Silva Junior

Entidades Integrantes do Conselho Deliberativo
Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil - CNA
Confederação dos Trabalhadores na Agricultura - CONTAG
Ministério do Trabalho e Emprego - MTE
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA
Ministério da Educação - MEC
Organização das Cooperativas Brasileiras - OCB
Confederação Nacional da Indústria - CNI

Diretor Geral
Daniel Klüppel Carrara

Diretora de Educação Profissional e Promoção Social
Andréa Barbosa Alves

Serviço Nacional de Aprendizagem Rural

198

Coleção SENAR

Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos

SENAR – Brasília, 2017

© 2017, SERVIÇO NACIONAL DE APRENDIZAGEM RURAL – SENAR

Todos os direitos de imagens reservados. É permitida a reprodução do conteúdo de texto desde que citada a fonte.

A menção ou aparição de empresas ao longo dessa cartilha não implica que sejam endossadas ou recomendadas por essa instituição em preferência a outras não mencionadas.

Coleção SENAR - 198

Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos

COORDENAÇÃO DE PRODUÇÃO E DISTRIBUIÇÃO DE MATERIAIS INSTRUCIONAIS
Bruno Henrique B. Araújo

EQUIPE TÉCNICA

José Luiz Rocha Andrade / Marcelo de Sousa Nunes / Valéria Gedanken

COLABORAÇÃO

Ana Paula Mundim

FOTOGRAFIA

Wenderson Araújo
Valéria Gedanken

ILUSTRAÇÃO

Plínio Quartim

AGRADECIMENTOS

À Cia do Peixe (Cidade Ocidental-GO), Piscicultura Vereda (Goianésia-GO) e Setor de piscicultura da Secretaria de Estado da Agricultura, Abastecimento e Desenvolvimento Rural do Distrito Federal - SEAGRI-DF (Brasília-DF), por disponibilizar a infraestrutura, máquinas, equipamentos e pessoal para a produção fotográfica.

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Serviço Nacional de Aprendizagem Rural.

Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos. / Serviço Nacional de Aprendizagem Rural. – Brasília: SENAR, 2017.

132 p.; il. – (Coleção SENAR)

ISBN: 978-85-7664-169-8

1. Piscicultura 2. Piscicultura, reprodução. 3. Piscicultura, alevinagem, peixes nativos. II. Título.

CDU 639.3

Sumário

Apresentação **5**

Introdução **7**

I Conhecer a biologia reprodutiva dos peixes nativos migradores . **8**

1. Conheça as principais características reprodutivas dos peixes nativos migradores 8
2. Conheça os mecanismos fisiológicos da reprodução de peixes 11
3. Conheça a reprodução artificial 13

II Conhecer as principais espécies de peixes nativos **15**

III Implantar a infraestrutura **21**

1. Obtenha a licença ambiental para a atividade de reprodução de peixes e produção de formas jovens 21
2. Construa os viveiros 21
3. Construa o laboratório 27
4. Implante as estruturas de apoio 32

IV Formar plantel de reprodução **33**

1. Escolha a espécie 33
2. Adquira as matrizes e os reprodutores 33
3. Capture as matrizes e os reprodutores 34
4. Transporte os peixes 34
5. Prepare a soltura dos animais 48
6. Alimente os peixes 51

V Alimentar os reprodutores **52**

VI Realizar o manejo reprodutivo **54**

1. Selecione as matrizes e os reprodutores 54
2. Transporte os peixes selecionados para o laboratório 64
3. Pese e identifique os peixes 66
4. Transfira os peixes para tanques de manutenção 68
5. Realize o protocolo de indução 69
6. Monitore a temperatura da água 81

7. Prepare as incubadoras para receber os ovos 83
8. Observe o comportamento reprodutivo 85
9. Proceda a extrusão dos ovócitos 85
10. Colete o sêmen 89
11. Misture o sêmen aos ovócitos.....93
12. Realize a incubação 94

VII Preparar os viveiros para receber as pós-larvas 99
1. Realize a desinfecção do viveiro 99
2. Faça a calagem do viveiro.....99
3. Faça a adubação inicial do viveiro..... 102
4. Abasteça o viveiro..... 107

VIII Realizar a larvicultura..... 108
1. Acompanhe o desenvolvimento larval nas incubadoras..... 108
2. Faça a limpeza das incubadoras..... 110
3. Alimente as larvas nas incubadoras 110
4. Transfira as larvas para viveiros..... 111

IX Proceder a alevinagem 114
1. Alimente os alevinos 114
2. Faça biometrias..... 115
3. Transfira os alevinos para berçários..... 117

X Comercializar os alevinos 119
1. Padronize os alevinos 119
2. Faça a depuração dos alevinos..... 120
3. Embale os alevinos..... 120
4. Oriente o seu cliente 126

Considerações Finais 128

Referências..... 129

Apresentação

O elevado nível de sofisticação das operações agropecuárias definiu um novo mundo do trabalho, composto por carreiras e oportunidades profissionais inéditas, em todas as cadeias produtivas.

Do laboratório de pesquisa até o ponto de venda no supermercado, na feira ou no porto, há pessoas que precisam apresentar competências que as tornem ágeis, proativas e ambientalmente conscientes.

O Serviço Nacional de Aprendizagem Rural (SENAR) é a escola que dissemina os avanços da ciência e as novas tecnologias, capacitando homens e mulheres em cursos de Formação Profissional Rural e Promoção Social, por todo o país. Nesses cursos, são distribuídas cartilhas, material didático de extrema relevância por auxiliar na construção do conhecimento e constituir fonte futura de consulta e referência.

Conquistar melhorias e avançar socialmente e economicamente é o sonho de cada um de nós. A presente cartilha faz parte de uma série de títulos de interesse nacional que compõem a coleção SENAR. Ela representa o comprometimento da instituição com a qualidade do serviço educacional oferecido aos brasileiros do campo e pretende contribuir para aumentar as chances de alcance das conquistas a que cada um tem direito.

Um excelente aprendizado!

Serviço Nacional de Aprendizagem Rural

www.senar.org.br

Introdução

Esta cartilha, de maneira simples e ilustrada, aborda as operações necessárias para a produção comercial de alevinos das principais espécies de peixes nativos do Brasil. Fornece informações que vão desde a escolha e a seleção da espécie, passando pela reprodução induzida de peixes reofílicos, migradores ou de piracema, até o cultivo e a comercialização dos alevinos produzidos. Trata ainda de aspectos relacionados à infraestrutura e ao manejo geral na piscicultura, e esclarece medidas e cuidados a serem tomados para possibilitar maior produtividade, manutenção da saúde e da segurança dos trabalhadores e preservação do meio ambiente.

É importante considerar que a produção de peixes nativos pode ser dividida basicamente em duas etapas: 1ª – reprodução, visando à produção e à comercialização de alevinos; 2ª – engorda, visando à comercialização do peixe para abate e consumo. Essas etapas se complementam, pois os piscicultores que realizam a engorda são os clientes daqueles que realizam a reprodução, adquirindo os alevinos.

A produção e a comercialização de alevinos requerem maior conhecimento e dedicação do produtor e dos trabalhadores envolvidos, bem como uma infraestrutura mais complexa em relação à etapa de engorda.

O produtor rural que optar por atuar nessa atividade deverá avaliar principalmente os aspectos relacionados à propriedade rural, como a disponibilidade de área e de água (volume disponível e qualidade), e ao mercado de alevinos em sua região, como número de piscicultores, volume de produção e espécies mais cultivadas, bem como a disponibilidade de mão de obra capacitada. Aspectos climáticos, como a distribuição e o volume das chuvas, bem como a variação na temperatura ao longo do ano também devem ser considerados na escolha da espécie e no cronograma de manejo reprodutivo.

I Conhecer a biologia reprodutiva dos peixes nativos migradores

A grande diversidade de peixes nativos e a ocupação de diferentes tipos de ambientes (rios, riachos, lagos etc.) levaram ao desenvolvimento de características reprodutivas próprias entre as espécies. Entretanto, a maior parte dos peixes brasileiros de água doce cultivada é de espécies reofílicas, ou seja, que realizam migração anual para reprodução (piracema). Estas espécies apresentam algumas características reprodutivas em comum, as quais definirão as estratégias reprodutivas a serem adotadas.

1. Conheça as principais características reprodutivas dos peixes nativos migradores

- **Desova anual total**

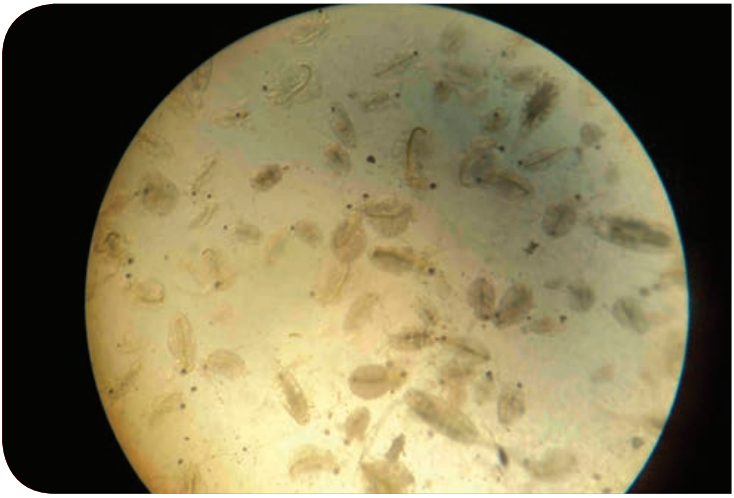
Os peixes podem apresentar desovas totais ou parceladas. No caso dos peixes nativos migradores, a desova geralmente é total, ocorrendo em determinado período do ano a maturação e liberação dos ovócitos de uma só vez.

- **Fecundação externa**

Nos peixes nativos migradores, os ovócitos (ovo ainda não fecundado) são liberados pelas fêmeas simultaneamente à liberação dos espermatozoides pelos machos, ocorrendo a fecundação no meio aquático.

- **Desenvolvimento embrionário a partir dos nutrientes presentes no saco vitelínico**

O saco vitelínico é uma bolsa ligada ao embrião que armazena os nutrientes necessários ao seu desenvolvimento e ao da larva nas primeiras horas ou dias após a eclosão do ovo.



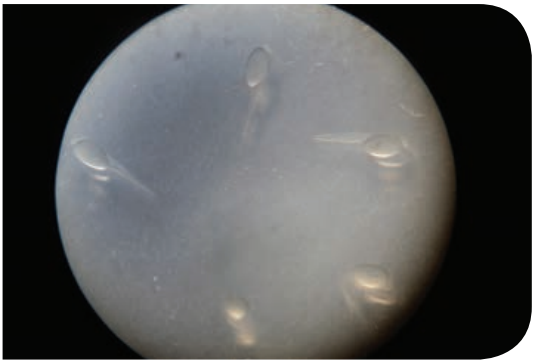
Ovo de peixe com a presença do embrião e saco vitelínico

- **Tipos de ovos**

Os ovos podem ser: *livres* ou *pelágicos*, quando liberados diretamente na coluna d'água e transportados pela correnteza, podendo conter óleo na parte externa de sua membrana para garantir uma parcial flutuação; *demersais*, quando mais densos que a água, permanecendo no substrato do fundo do corpo hídrico; *adesivos*, quando apresentam membrana externa recoberta por muco que lhes confere adesividade para fixação em substratos como rochas, raízes de plantas ou vegetação nas margens.

- **Ruptura do ovo e nascimento da larva com desenvolvimento ainda incompleto**

A larva de peixe eclode do ovo sem que ainda tenha ocorrido o desenvolvimento completo de seus órgãos, tecidos e pigmentação. A sua formação se completará nos primeiros dias após a eclosão, quando serão formados boca, olhos, brânquias, e outros órgãos, tudo isso a partir dos nutrientes presentes no saco vitelínico.



Larva de peixe recém-eclodida apresentando saco vitelínico

Quando a larva absorve o saco vitelínico e passa a se alimentar naturalmente, ela passa para a fase pós-larva e quando adquire o padrão da espécie adulta, inclusive a pigmentação, passa a chamar-se alevino ou juvenil.

Alevino de tambaqui

Tambaqui adulto

- **Ausência de cuidado parental**

Apesar de algumas espécies de peixe cuidarem da prole durante um período, nos peixes nativos migradores isso não ocorre, pois, os ovos são carregados pelas correntes e as larvas se desenvolvem por conta própria.

2. Conheça os mecanismos fisiológicos da reprodução de peixes

A reprodução de peixes nativos é dependente de alterações ambientais, tais como:

- O aumento do fotoperíodo (horas de luz do dia);
- Elevação da temperatura;
- Mudanças na qualidade e no volume da água devido ao início das chuvas; e
- Alterações do metabolismo dos peixes devido ao esforço de migração.

Essas alterações estimulam a produção de determinados hormônios ligados à reprodução que atuarão no desenvolvimento e na maturação dos gametas (espermatozoides, nos machos e ovócitos, nas fêmeas), bem como na desova e espermiação (liberação do sêmen com espermatozoides pelos machos).

No ambiente natural, os peixes nativos migradores completam a maturação dos ovócitos e realizam a ovulação e a desova com o estímulo da migração ascendente (contra a correnteza), no período conhecido como piracema.

Peixes nadando contra a correnteza

No mesmo tempo e local onde ocorre a desova, há a liberação do sêmen pelos machos e a fertilização dos ovos, que são levados pela correnteza. Apenas uma pequena parte deles chegará a eclodir e dar origem a um alevino, já que no ambiente natural existem predadores e podem ocorrer condições desfavoráveis ao desenvolvimento embrionário e larval.

3. Conheça a reprodução artificial

Os peixes nativos migradores mantidos em pisciculturas experimentam todas as alterações ambientais favoráveis à reprodução. Entretanto, como os peixes encontram-se em tanques ou viveiros, não há a migração e, consequentemente, não ocorre a maturação final dos ovócitos e a desova das fêmeas. Neste caso, sem o estímulo final para a desova, os ovócitos maduros, mas não liberados, passam por um processo chamado atresia folicular, que promove a reabsorção dos ovócitos.

Para possibilitar a reprodução dessas espécies na piscicultura, são adotados protocolos de indução hormonal, que consistem na injeção de hormônios específicos para levar à maturação final dos ovócitos e a sua liberação em condições controladas, assim como aumentar a quantidade de sêmen liberada pelos machos. Estes hormônios são encontrados na hipófise dos peixes, podendo também ser usados hormônios sintéticos. A hipofização consiste na aplicação do extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC) em doses preestabelecidas, geralmente em duas aplicações nas fêmeas e uma nos machos, quando esses apresentam características favoráveis à reprodução.

Hipófise de carpa

Nas fêmeas, a aplicação do EBHC completa a maturação final dos ovócitos e induz à ovulação, enquanto nos machos ocorre o aumento na produção espermática e volume de sêmen a ser coletado.

As fêmeas de peixes nativos migradores, em geral, desovam quando submetidas a uma aplicação inicial de 0,5 a 1 mg/kg de EBHC, seguida por uma segunda aplicação de 5 a 6 mg/kg da substância, com 10 a 14 h de intervalo entre aplicações. Já os machos, em geral, recebem apenas uma aplicação de EBHC em doses variando de 0,5 a 3 mg/kg no momento da aplicação da segunda dose nas fêmeas.

II Conhecer as principais espécies de peixes nativos

No Brasil, existem 52 espécies de peixes nativos que já estão sendo cultivadas ou que têm potencial para produção em cativeiro. A seguir, estão destacadas algumas espécies que juntas representam cerca de 51% da produção total da piscicultura no país e têm as seguintes características reprodutivas em comum: temperatura de cultivo entre 23º C e 30º C; boa resposta à reprodução induzida; período reprodutivo compreendido na estação chuvosa; aceitação de ração comercial; e consumo de alimento natural nas fases iniciais (fitoplâncton, zooplâncton, larvas de insetos, pequenos peixes etc).

- **Tambaqui (Colossoma macropomum)**

Origem: Bacia Amazônica.

Idade à maturidade sexual: 3 a 4 anos.

Hábito alimentar: onívoro – alimenta-se de organismos animais e vegetais, como pequenos peixes, insetos, crustáceos, algas, frutos etc.

Observação: peixe nativo mais cultivado no Brasil.

Tambaqui

- **Pirapitinga da Amazônia (*Piractus brachypomus*)**

Origem: bacias Amazônica e Araguaia-Tocantins.
Idade à maturidade sexual: 3 anos.
Hábito alimentar: onívoro.
Observação: geralmente o macho não necessita de indução.

Pirapitinga da Amazônia

- **Pacu (*Piaractus mesopotamicus*)**

Origem: bacias dos rios Paraná, Paraguai e Uruguai.
Idade à maturidade sexual: 3 a 4 anos.
Hábito alimentar: onívoro.

Pacu

- **Matrinxã (*Brycon amazonicus*)**

Origem: bacias Amazônica e Araguaia-Tocantins.
Idade à maturidade sexual: 2 a 3 anos.
Hábito alimentar: onívoro.
Observação: canibalismo acentuado durante a larvicultura.

Matrinxã

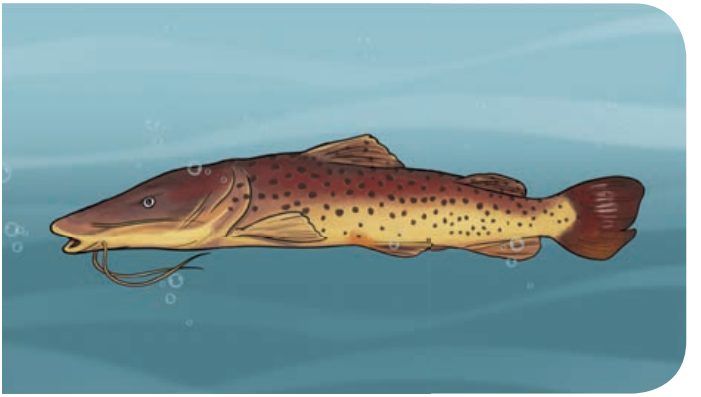
- **Piau / piauçu / piapara / piava (*Leporinus spp.*)**

Essas quatro espécies pertencem ao mesmo gênero (Leporinus spp.), sendo o piauçu a mais cultivada entre as quatro.
Origem: piau – bacias Amazônica e do Prata; piauçu – bacias do Paraná e Paraguai; piapara – bacias do São Francisco e do Paraná; e piava – bacias do São Francisco, Paraná e Uruguai.
Idade à maturidade sexual: 1 a 2 anos.
Hábito alimentar: onívoro.

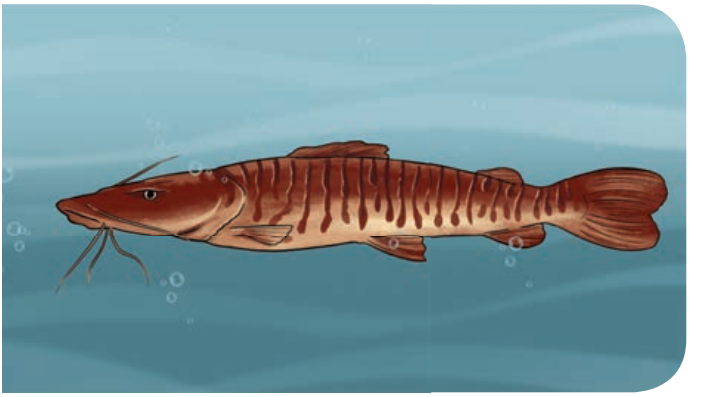
Piau / piauçu / piapara / piava

- **Surubim – pintado, cachara e caparari (*Pseudoplatystoma* spp.)**

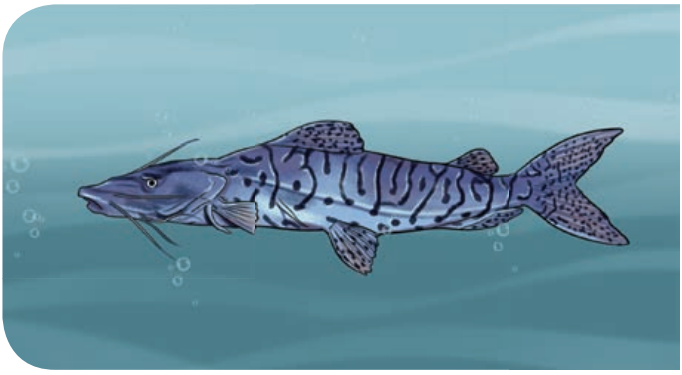
Origem: bacias Amazônica do Paraná e do São Francisco.
Idade à maturidade sexual: dois anos.
Hábito alimentar: carnívoro – alimenta-se de organismos animais, como peixes, insetos, crustáceos etc.
Observação 1: necessidade de treinamento alimentar na fase de pós-larva e alevino para aceitação de ração.
Observação 2: canibalismo acentuado durante a larvicultura.



Pintado



Cachara



Caparari

- **Outras**

Além das espécies citadas, existem outras que possuem mercados especializados (nichos), como o dourado (Salminus brasiliensis) e a pirarara (Phractocephalus hemioliopterus), que são de grande importância para propriedades que desenvolvem a atividade de pesque e pague.

Pirarara

A maior parte das espécies cultivadas é onívora, mas existem algumas, como o pintado e o dourado, que são carnívoras. A larvicultura das espécies carnívoras apresenta muitas dificuldades em função da

alta taxa de canibalismo, da exigência de protocolos específicos de alimentação e da grande demanda de trabalho. Desta forma, nesta cartilha serão abordados apenas os aspectos de reprodução e alevinagem de espécies onívoras, embora as etapas que compreendem à reprodução induzida sejam iguais, tanto para as espécies carnívoras quanto para as onívoras.

Atenção

Caso deseje trabalhar com espécies carnívoras, procure um técnico especializado em sua região.

III Implantar a infraestrutura

A infraestrutura necessária em uma piscicultura que se dedica à reprodução de peixes deve incluir, no mínimo:

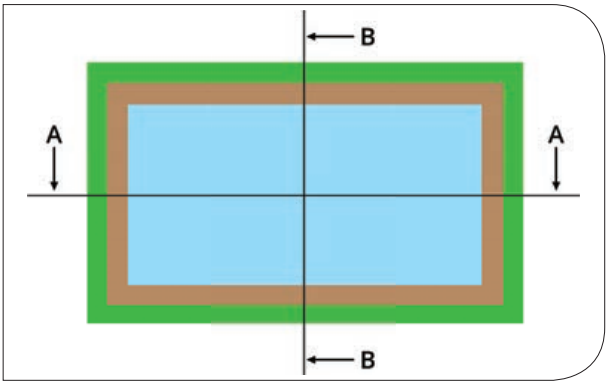
- Viveiros para estocagem de reprodutores, separados por espécie;
- Viveiros para larvicultura e alevinagem;
- Laboratório de reprodução; e
- Tanques para treinamento alimentar, no caso de peixes carnívoros.

1. Obtenha a licença ambiental para a atividade de reprodução de peixes e produção de formas jovens

A atividade de reprodução de peixes e produção de formas jovens (alevinos) deve ser licenciada junto ao órgão ambiental antes do início das atividades de construção ou operação da estrutura.

2. Construa os viveiros

Escave os viveiros em formato retangular, que favorece a atividade de despesca, com o comprimento equivalente a 2 ou 3 vezes a largura.



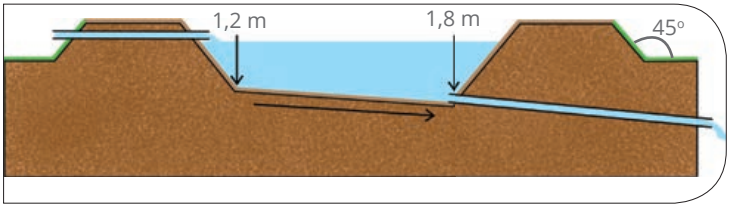
Atenção

Viveiros de outros formatos também podem ser utilizados.

A profundidade média dos viveiros deve ser de:

- 1,5 m de coluna d'água;
- Extremidade mais rasa de 1,2 m (entrada de água);
- Extremidade mais funda de 1,8 m (saída de água), para facilitar a drenagem do viveiro e as operações de manejo e despesca.

As paredes dos viveiros (taludes) devem ter inclinação suave, no máximo 45º, podendo ser adotada uma relação de 2:1, para o comprimento em relação à altura na parede externa; e 3:1, para o comprimento em relação à altura na parede interna. A crista do viveiro deve ter no mínimo 3 m, a fim de permitir a passagem de veículos e máquinas para as atividades diárias da piscicultura e manutenção dos viveiros, quando necessária.

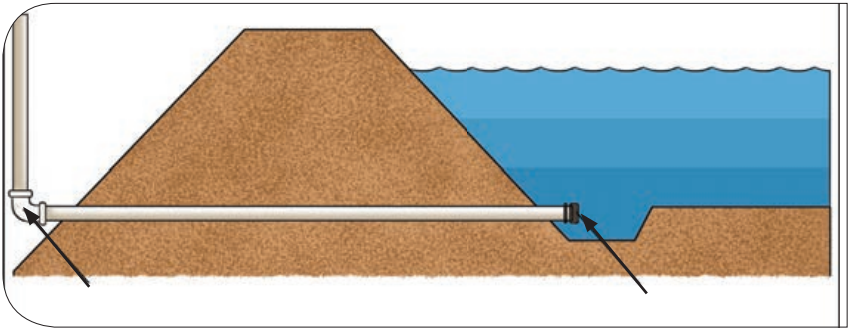


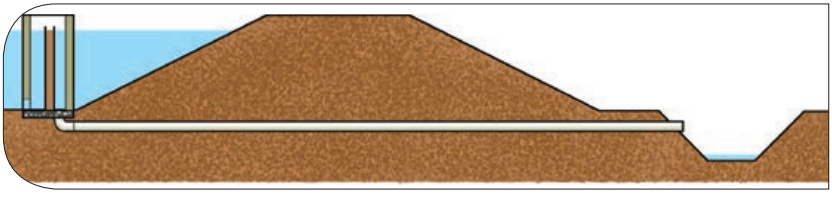
O abastecimento e a drenagem dos viveiros devem ser individuais, ou seja, a água que sai de um viveiro não deve ser utilizada para abastecer outro.

A tubulação de abastecimento deve ser posicionada na extremidade mais rasa, enquanto a drenagem deve ser feita por tubulação instalada no fundo da outra extremidade, para retirar a água pobre em oxigênio.

Atenção

O tubo de drenagem deve ser instalado de maneira a permitir que o tanque fique totalmente seco, sem poças de água, quando o viveiro for drenado.





2.1 Construa os viveiros para reprodutores e matrizes

Construa os viveiros para reprodutores próximos ao laboratório de reprodução e dimensionados de acordo com a população a ser estocada. Em geral, é necessária uma área de 2 a 5 m^2 de viveiro para cada quilograma de peixe, sempre usando uma área maior para peixes carnívoros (baixa densidade).

Exemplo: viveiro para reprodutores e matrizes de pintado.

Dados:

- 30 peixes com peso médio de 4 kg.
- Peso total = 120 kg.
- Peixe carnívoro, área de 5 m^2 por kg de peixe.

Cálculo da área do viveiro:

120 kg de peixe x 5 m^2 = 600 m^2.

Atenção

A estocagem de cada espécie deve ser feita em viveiro próprio para facilitar o manejo reprodutivo, já que cada uma delas tem a época mais favorável à reprodução. São necessários pelo menos dois viveiros, preferencialmente, para facilitar o manejo e a separação de peixes já desovados dos que ainda não foram reproduzidos.

2.2 Construa os viveiros para larvicultura e alevinagem

Os viveiros para larvicultura e alevinagem devem ser dimensionados em função da produção de alevinos projetada. Pós-larvas de espécies onívoras são normalmente estocadas a uma densidade de 150 a 300 pós-larvas, sendo que o período de cultivo nesse viveiro pode variar de 20 a 40 dias até que o alevino atinja o tamanho comercial.

Uma maneira de determinar a área de viveiros de larvicultura necessária para a produção de alevinos de diferentes espécies é considerando o número de ovos produzidos por cada uma e sua viabilidade média (quantos chegarão à fase de alevino), com base nos dados apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Produção de ovos e viabilididade média de algumas espécies

Espécie	Peso da desova em relação ao peso corporal (%) *	Número médio de ovócitos por grama de desova	Taxa de fertilização dos ovócitos (%)	Taxa de sobrevivência média das larvas (%)
Tambaqui / Pirapitinga	4 a 12	1200	90	50 a 70
Pacu	4 a 12	1500	90	50 a 70
Matrinxã	9 a 14	1300	80	35 a 70

Atenção

Matrizes mais jovens e menores apresentam maior produção de ovócitos em relação ao peso corporal, quando comparadas a matrizes mais velhas e pesadas.

Exemplo: qual a área de viveiro necessária para realizar a larvicultura e a alevinagem da prole de uma matriz de tambaqui de 4,5 kg?

1. Estime o peso da desova a ser obtida na desova da matriz

Peso corporal da matriz x % do peso da desova para a espécie (tabela) = 4,5 kg x 12% = 0,54 kg de ovócitos

2. Estime o número de ovócitos a serem produzidos pela matriz

Peso dos ovócitos em gramas x número de ovócitos por grama (tabela)

0,54 kg de ovócitos = 540 g de ovócitos

540 g de ovócitos x 1200 ovócitos = 648.000 ovócitos

3. Calcule o número de ovos fertilizados

Número total de ovócitos x % de fertilização (tabela)

648.000 ovócitos x 90% de fertilização = 583.200 ovos fertilizados

4. Estime a sobrevivência de larvas

Número de ovos fertilizados x % de sobrevivência (tabela)

583.200 ovócitos x 70% de sobrevivência = 408.240 larvas

5. Calcule a área de viveiro necessária para a larvicultura e alevinagem

Produção de larvas estimada / número de larvas por m^2 da espécie

408.240 larvas / 300 larvas por m^2 = 1.360,8 m^2 de viveiro

Conclusão: serão necessários 1.360,8 m^2 de viveiro para a larvicultura e a alevinagem da prole da matriz em questão.

Atenção

Para fins de cálculo de área de viveiro para estocagem das pós-larvas, considere sempre a máxima produção de ovos, fertilidade e sobrevivência para a espécie e a maior densidade de estocagem para não haver sub ou superdimensionamento da área. Em caso de dúvida, consulte um técnico em sua região.

3. Construa o laboratório

Para realizar a reprodução induzida de peixes nativos, é necessária uma estrutura laboratorial mínima, com as seguintes estruturas e equipamentos:

- **Estrutura física (galpão ou construção em alvenaria);**

Laboratório de reprodução de peixes nativos

- **Incubadoras de fluxo ascendente para ovos de peixes;**

As incubadoras de fluxo ascendente são confeccionadas em fibra de vidro e comercializadas geralmente em volumes de 60 a 200 ℓ. A quantidade e o tamanho das incubadoras no laboratório depende do volume de ovos a ser incubado, sendo utilizado de 1 a 2 g de ovos por litro de incubadora.

Exemplo: Calcule a quantidade de incubadoras necessárias para incubação de 540 g de ovos de tambaqui, conforme exemplo do item 2.2.

1. Verifique o volume das incubadoras. Para o exemplo, considere incubadoras de 200 ℓ, mais comuns para peixes desse porte.

2. Verifique a capacidade de estocagem de ovos por incubadora. Para tambaqui, considere 2 g de ovos por litro. Assim, multiplique o volume da incubadora (200 ℓ) pela capacidade de estocagem (2 g/ℓ).

200 ℓ x 2 g/ℓ = 400 g de ovos por incubadora.

3. Divida o peso total da desova (540 g) pela capacidade de estocagem de ovos de cada incubadora (400 g).

$\frac{540}{400}$ = 1,35 incubadoras.

No caso de números fracionados, faça o arredondamento para cima. Assim, neste exemplo, os ovos deverão ser divididos em duas incubadoras de 200 ℓ.

Incubadora de fluxo ascendente para ovo de peixes nativos

- **Tanques para manutenção e manipulação de matrizes e reprodutores;**

- **Compressor radial para oxigenação dos tanques;**

- **Controle de temperatura da água para tanques de manutenção e incubadoras;**

Atenção

Cada espécie de peixe possui uma temperatura ideal em que se obtém o melhor desempenho produtivo e reprodutivo, chamada de temperatura de conforto térmico. Na reprodução, as espécies de peixes aqui tratadas requerem temperaturas entre 26 e 29ºC, sendo necessária a manutenção dessa temperatura de água em todas as estruturas do laboratório.

- **Filtro para água das incubadoras e tanques de larvicultura;**

Atenção

A água que abastece o laboratório deve ser limpa, sem partículas em suspensão ou indícios de presença de micro-organismos.
É indicada a adoção de sistema de recirculação de água com a utilização de filtros mecânicos, biológicos e ultravioleta para as incubadoras e tanques de larvicultura.

- **Mesa ou bancada para manipulação dos peixes;**

- **Recipientes plásticos (caixas, baldes, bacias e peneiras);**

- **Microscópio;**

- **Vidrarias (placa de Petri, proveta, e béquer);**

- **Armários para guarda de equipamentos e produtos.**

4. Implante as estruturas de apoio

Como estrutura de apoio ao laboratório e à piscicultura, de forma geral, é necessário um depósito para ração e equipamentos, além das estruturas básicas para os funcionários (banheiros, cozinha e refeitório).

Depósito de ração e equipamentos

IV Formar plantel de reprodução

1. Escolha a espécie

Na escolha das espécies para formação do plantel de reprodução, leve em consideração as suas exigências em relação às condições ambientais (temperatura e qualidade da água) e às características do mercado de pescado da região, como as espécies mais produzidas e consumidas, número de piscicultores que trabalham com a engorda e volume de produção de cada peixe.

Atenção

Apesar de ser possível transportar alevinos por via terrestre e até aérea, o principal mercado consumidor está na própria região ou estado em que este é produzido. Assim, caso não haja demanda regional para a espécie que se pretende reproduzir, o piscicultor deve repensar sua escolha.

2. Adquira as matrizes e os reprodutores

Faça a aquisição de peixes para a formação do plantel de reprodução junto a pisciculturas que participam ou desenvolvem algum trabalho de seleção e melhoramento genético, muitas vezes em parceria com instituições de pesquisa.

Esses peixes podem ser adquiridos adultos ou como alevinos e juvenis, o que é mais comum. Neste caso, o produtor deverá engordar os peixes até atingir a idade e tamanho reprodutivo e fazer a seleção daqueles que apresentarem melhor desempenho (ganho de peso), pois possivelmente essa característica será transmitida aos descendentes.

Atenção

1. Adquira os peixes de mais de um fornecedor, fazendo o cruzamento entre as matrizes e os reprodutores de origens diferentes, a fim de evitar cruzamentos consanguíneos (entre animais com grau de parentesco).

2. É possível controlar a origem e os cruzamentos dos peixes reprodutores por meio de um chip subcutâneo.

3. Capture as matrizes e os reprodutores

Existe a possibilidade de obtenção de uma licença específica para captura de peixes na natureza para fins de reprodução, larvicultura e alevinagem, que deve ser solicitada ao órgão ambiental responsável pela piscicultura na sua região.

4. Transporte os peixes

Após adquirir ou capturar os animais, é necessário garantir que sejam transportados até a propriedade com segurança.

Para alevinos, faça o transporte em sacos plásticos (polietileno) transparentes e resistentes, com as seguintes dimensões mínimas:

- 200 micras de espessura;
- 90 cm de comprimento; e
- 60 cm de largura.

Em uma embalagem como essa podem ser transportados até 500 g de alevinos (1.000 alevinos de 0,5 g) por um período de 8 h, adicionando 1/3 de água e 2/3 de oxigênio.

Embalagem plástica com alevinos

Para juvenis ou peixes adultos, a condução é realizada em caixas de transporte com proteção térmica, providas de difusor de oxigênio acoplado a cilindros de oxigênio com fluxômetro. A quantidade de peixes a ser transportada vai depender da espécie e do tamanho dos

animais, além da distância a ser percorrida, podendo chegar a 30% ou 50% de peixes em relação ao volume de água. É importante que durante todo o transporte o nível de oxigênio dissolvido fique entre 5 e 7 mg/ℓ.

Caixa de transporte com juvenis ou peixes adultos

Atenção

1. O transporte dos peixes deve ser realizado preferencialmente pela manhã, quando a temperatura ambiente mais baixa favorece o bem-estar dos animais e evita problemas relacionados ao estresse dos peixes e ao possível choque térmico na soltura.

2. Procure saber a densidade recomendada para o transporte dos peixes que está adquirindo, já que há grandes variações entre as espécies e seus tamanhos e uma densidade acima da tolerada pode levar a mortalidade.

4.1 Certifique-se de que os peixes estejam em jejum

Antes do transporte dos peixes, sejam alevinos, juvenis ou adultos, é necessário que eles estejam em jejum. Para alevinos e juvenis, o tempo de jejum deve ser entre 24 e 48 h, e para peixes adultos entre 48 e 72 h.

Atenção

O jejum é importante para os peixes diminuírem seu metabolismo, levando a redução do estresse, do consumo de oxigênio e da liberação de excretas (fezes e urina) durante o transporte, o que acarreta menor quantidade de amônia produzida e garante uma melhor qualidade da água nessa operação.

4.2 Adicione água à embalagem ou à caixa de transporte

Adicione a água na quantidade recomendada para a embalagem ou caixa de transporte.

Atenção

1. A temperatura da água da embalagem ou da caixa de transporte deve ser igual à dos viveiros onde os peixes se encontram.

2. Para auxiliar a adição de água, padronize medidas como potes e baldes, que contenham água na quantidade conhecida e necessária para a embalagem plástica de transporte.

3. No caso das caixas de transporte, o enchimento é feito com mangueira ou bomba d'água que capte a água da mesma fonte de abastecimento do viveiro em que os peixes se encontram, podendo, em último caso, ser adotado o uso de baldes.

4.3 Adicione sal à embalagem de transporte

O uso de sal de cozinha na água de transporte dos peixes em caixas apropriadas ou em sacos plásticos ajuda na produção e reposição de muco na superfície corporal e branquial destes animais. Este muco geralmente é removido no momento da despesca e transporte dos peixes, sendo uma importante barreira de proteção à entrada de micro-organismos patogênicos, principalmente bactérias e fungos.

O sal ainda atua na redução do estresse decorrente do transporte, pois aproxima os níveis de sais na água ao do sangue dos peixes, exigindo menos do animal para manter o chamado equilíbrio osmorregulatório (concentração de sais no sangue).

4.3.1 Reúna o material

- Balança;
- Embalagem plástica ou caixa de transporte;
- Sal de cozinha;

- Colher;
- Balde;
- Pote;
- Mangueira; e
- Bomba d'água.

4.3.2 Calcule a quantidade de sal

A quantidade de sal de cozinha ideal para a utilização no transporte de peixes é de 2 a 8 gramas por litro de água, dependendo da espécie e do tamanho do animal.

Exemplo:

Transporte de alevinos de tambaqui.
Dose de 3 gramas de sal de cozinha por litro de água.
3g de sal ---------- 1 ℓ de água.
Xg de sal ---------- 8 ℓ de água.

$Xg \times 1\,\ell = 3\,g \times 8\,\ell$ portanto $Xg = \frac{3\,g \times 8\,\ell}{1\,\ell}$ portanto

X= 24 gramas de sal em 8 litros de água.

Atenção

Utilize doses mais baixas de sal para espécies de couro ou peixes jovens.

4.3.3 Pese o sal

Com o auxílio de uma balança, pese o sal na quantidade adequada ao volume da embalagem ou da caixa de transporte e à espécie de peixe.

4.3.4 Adicione o sal

Adicione o sal à caixa de transporte ou à embalagem plástica.

Atenção

Para auxiliar a adição de sal e evitar a necessidade de o pesar sempre, padronize medidas como potes e colheres, que contenham o sal na quantidade exigida para cada espécie de peixe que cultive e para cada tipo de embalagem de transporte utilizada.

4.4 Transfira os peixes para a embalagem ou para a caixa de transporte

Faça a transferência dos peixes ao local onde serão transportados.

4.4.1 Reúna o material

- Rede e puçá de multifilamento;
- Peneira;
- Embalagem plástica;
- Caixa para transporte de peixes;
- Cilindro de oxigênio;
- Fluxômetro; e
- Grade difusora.

4.4.2 Transfira os juvenis e peixes adultos para caixas de transporte

a) Ajuste o oxigênio na caixa de transporte

A oxigenação da água deve ser feita com a utilização de cilindros de oxigênio acoplados a fluxômetros, para controle da quantidade de ar liberado, e sistema de difusão de ar no fundo da caixa. O oxigênio dissolvido na água deve estar em 7 mg/ℓ no momento de colocar os peixes, devendo ser monitorado e ajustado ao longo do transporte.

Caixa de transporte de peixes provida de difusor de ar e cilindro de oxigênio com fluxômetro

b) Capture e conte os peixes

A captura dos juvenis e peixes adultos é feita com o auxílio de redes e puçás de multifilamento, sendo a contagem realizada manualmente, um a um, no momento de soltá-los na caixa de transporte, que deve possuir revestimento isotérmico.

Transferência de peixes para caixa de transporte

Atenção

É importante estacionar o veículo que esteja com a caixa de transporte, já preparada com água e sal na quantidade recomendada, além do fluxo de oxigênio ajustado e contínuo, o mais próximo possível do viveiro em que os peixes se encontram.

4.4.3 Transfira os alevinos para embalagens plásticas

Os alevinos podem ser capturados com o auxílio de redes e puçás de multifilamento ou peneiras.

a) Conte os alevinos

Para a contagem dos alevinos, é essencial que estes estejam padronizados quanto ao tamanho. Conte quantos alevinos cabem em uma

peneira de cozinha. Repita a operação por 3 vezes e tire uma média. Assim, quando for embalar os alevinos, basta contar o número de peneiras cheias para saber a quantidade total embalada.

Exemplo: embalar 1.000 alevinos.

Contagem 1 = 265 alevinos na peneira.

Contagem 2 = 235 alevinos na peneira.

Contagem 3 = 250 alevinos na peneira.

Média: (265 + 235 + 250) / 3 = 750 / 3 = 250 alevinos por peneira.

1.000 alevinos -------- 1 peneira

250 alevinos -------- 1 peneira

250 alevinos x Y = 1.000 alevinos x 1 peneira

$$Y = \frac{1.000 \text{ alevinos x } 1 \text{ peneira}}{250 \text{ alevinos}}$$

$$Y = \frac{1.000}{250} = 4 \text{ peneiras}$$

Funcionário realizando contagem na peneira

Atenção

Utilize peneiras de tamanhos variados de acordo com o tamanho dos alevinos, de forma que a contagem média fique entre 200 e 400 alevinos por peneira para maior rendimento do trabalho.

b) Adicione oxigênio à embalagem de transporte

Após transferir os alevinos na quantidade recomendada para a embalagem preparada com água e sal, adicione oxigênio.

Funcionário adicionando oxigênio à embalagem com alevinos

Atenção

O oxigênio deve ocupar no mínimo 2/3 do volume do saco plástico, sendo o restante (1/3) ocupado pela água.

c) Faça o fechamento da embalagem

Feche a embalagem adequadamente, utilizando uma liga de borracha reforçada ou tira de câmara de ar de pneus.

Pisciculturas de grande porte que comercializam alevinos possuem máquinas próprias para essa finalidade, que utilizam grampos de alumínio para o fechamento das embalagens.

4.5 Proteja os peixes do calor

A baixa temperatura da água de transporte gera redução na atividade dos peixes, o que diminui o consumo de oxigênio e a eliminação de gás carbônico e amônia. Além disso, em temperaturas mais baixas, o crescimento de bactérias na água é reduzido.

4.5.1 Utilize caixas isotérmicas

Ao transportar os alevinos, é interessante colocar os sacos plásticos contendo os animais dentro de caixas isotérmicas (caixas de isopor) para evitar grande aquecimento ou resfriamento excessivo da água de transporte.

Embalagens contendo alevinos dentro de caixas de isopor

Atenção

No transporte dos animais dentro de sacos plásticos, no interior de veículos, é interessante utilizar o sistema de ar-condicionado para evitar o aquecimento excessivo da água.

4.6 Utilize baixas densidades

Ao transportar os peixes, seja em sacos plásticos ou caixas de transporte, utilize baixas densidades. Isto resultará em maior duração do oxigênio, em menor excreção de fezes e urina, gerando menos amônia dissolvida, além de diminuir lesões por choques entre os peixes no interior das estruturas onde estão sendo transportados.

Tabela 2. Características de manejo e recomendações para o transporte em tanques de alguns peixes cultivados no Brasil

Espécies	Tolerância ao manuseio	Peso médio	Temperatura recomendada para transporte *C	Carga para transporte de 8h (kg/m³)	Jejum mínimo antes do transporte (horas)
Tilápia	Ótimo	0,5 a 1	22 a 26	550	24-36
Pacu	Bom	0,8 a 2	22 a 26	550	24-48
Surubins	Bom	1 a 2	22 a 26	480	48-96
Tambaqui	Bom	0,8 a 2	24 a 26	550	24-48

Tabela 3. Recomendações gerais de carga (nº de peixes/litro) para transporte de alevinos

Tamanho do peixe	Tempo de embalagem e transporte (horas)						
	4	8	12	16	20	24	48
25 cm	370	300	240	190	150	130	80
5 cm	170	140	110	90	70	60	40
7,5 cm	130	100	80	65	50	40	25

Atenção

Alevinos de tilápia, carpa-comum, pacu, tambaqui (jejum de 24 a 48 horas) em sacos plásticos, com uma relação água: óxigênio de 1:5, a uma temperatura de 25 °c para o transporte.

5. Prepare a soltura dos animais

Antes da soltura dos peixes no novo local de criação, tome alguns cuidados para garantir a saúde destes animais.

5.1 Faça a desinfecção do viveiro que receberá os peixes

O viveiro que receberá os peixes que formarão o futuro plantel de reprodutores deve ser previamente desinfetado, com a aplicação de cal na proporção de 100 g/m^2, antes do preparo e enchimento.

5.2 Realize a quarentena

Ao adquirir novos peixes (alevinos, juvenis ou adultos) para a piscicultura, não é indicado que estes animais sejam misturados aos peixes já existentes no local antes de um período de observação o qual chamamos de quarentena. A quarentena pode variar entre 45 e 90 dias, onde os novos animais ficam separados em um viveiro isolado com certa distância dos demais e com entrada e saída individuais de água, de maneira que possa ser observada a presença de mortalidades, ou sinais clínicos de doenças que os peixes possam ter trazido do local de origem. Ao final do período, não sendo observadas essas situações, os animais podem ser retirados dos viveiros de quarentena e transferidos para outros viveiros, preferencialmente separados por espécie.

Atenção

Não compartilhe o uso de materiais, como puçás e redes nos viveiros de quarentena com outros viveiros da propriedade, para evitar possíveis contaminações.

5.3 Realize a aclimatação

Para evitar problemas decorrentes da diferença de temperatura, pH ou outros parâmetros físico-químicos entre as águas de transporte e do viveiro é essencial que seja feito uma correta aclimatação dos peixes antes da soltura.

5.3.1 Aclimate os peixes

a) Deixe a embalagem flutuando

Coloque o saco plástico contendo os alevinos ainda fechado flutuando no viveiro por 15 minutos na sombra. Este manejo é importante para que a temperatura da água no interior da embalagem fique igual ou próxima da temperatura da água do viveiro.

b) Verifique a temperatura da água

Com o auxílio de um termômetro, compare a temperatura da água do viveiro com a temperatura da água do saco plástico.

Atenção

Em caixas de transporte, a aclimatação dos peixes é realizada adicionando lentamente água do viveiro à água da caixa, com auxílio de balde ou bomba d'água, e monitorando com um termômetro, até verificar que a temperatura da água na caixa igualou-se à temperatura da água no viveiro.

5.3.2 Abra a embalagem com os peixes

Abra a embalagem contendo os peixes, mas ainda não faça a soltura dos animais.

5.4 Equilibre o pH da água e outros parâmetros

Antes da soltura dos animais, deve ser feito o equilíbrio entre os parâmetros da água de transporte e os da água do viveiro de piscicultura. Para isso, adicione 1 litro de água do viveiro dentro da embalagem de transporte por minuto, durante 10 minutos. Em caixas de transporte, deve ser utilizada uma bomba d'água para transferir água do viveiro para a caixa durante 10 minutos.

5.5 Realize a soltura

Após a realização de todos os procedimentos descritos acima, solte os peixes no viveiro lentamente, de maneira a evitar que se estressem ou que se machuquem.

6. Alimente os peixes

No dia do povoamento do viveiro com os peixes adquiridos recentemente não deve ser fornecida ração. No dia seguinte e durante a primeira semana, deve ser fornecida a mesma ração que vinham recebendo na outra propriedade.

Atenção

A mudança brusca de uma formulação de ração ou fabricante pode resultar em um agravamento do estresse gerado no transporte, reduzindo o consumo de alimento e crescimento dos peixes.

A partir da segunda semana, pode ser iniciada a transição da alimentação para a ração adequada à espécie e idade dos peixes ou ainda de outro fabricante. Para isso, deve ser incluído diariamente 10% da nova ração em substituição à anterior, atingindo-se 100% de substituição aos 10 dias de transição.

Atenção

Cada espécie e fase de desenvolvimento ou categoria dentro de uma mesma espécie (pós-larva, alevino, juvenil, peixe em crescimento, adulto, reprodutor etc.) apresenta uma exigência nutricional distinta, devendo ser fornecida uma ração que atenda essa exigência a fim de obter o melhor desempenho dos peixes. É recomendável que o produtor consulte um técnico para adequar a alimentação dos peixes.

V Alimentar os reprodutores

No ambiente de cultivo, a dieta de reprodutores deve ser constituída por rações de qualidade, capazes de atender às exigências nutricionais para sua manutenção, crescimento e reprodução.

Embora existam poucas informações sobre o manejo alimentar de reprodutores de peixes nativos de espécies migradoras, sabe-se que há uma dieta diferenciada daquela fornecida aos animais destinados à engorda e ao abate para consumo, para obter ovócitos e sêmen de qualidade, bem como uma boa resposta à reprodução induzida.

Antes de atingir a maturidade sexual, ofereça aos reprodutores uma dieta similar à recomendada para a espécie em sistema de engorda.

Atenção

Os fabricantes de rações geralmente disponibilizam tabelas com recomendações de alimentação para peixes na fase de engorda incluindo algumas espécies. Porém, essas tabelas não levam em conta características da região (variações climáticas) e do sistema de cultivo adotado. Para isso, consulte um técnico para adequar o manejo alimentar para a espécie na fase de crescimento.

Atingida a maturidade sexual, ou seja, quando os peixes estão aptos a reproduzir, forneça uma ração com 32% de proteína bruta para peixes onívoros e 40% de proteína bruta para peixes carnívoros.

Além da ração adequada, a dieta de reprodutores deve conter alimento natural. Dessa forma, a presença de plâncton (água verde) e, no caso de peixes carnívoros, peixes forrageiros (ex. lambari) no viveiro é essencial.

Dependendo do estado fisiológico em que o peixe em idade reprodutiva se encontra, o manejo alimentar pode ser dividido em dois ao longo do ano:

- **1º - recuperação e manutenção:** logo após os animais terem sido submetidos à reprodução, devem receber 1 % da biomassa (peso vivo dos peixes no viveiro) em ração, 3 a 4 vezes por semana (dia sim, dia não), até três meses antes do período de reprodução seguinte, que corresponde ao período em que ocorre a vitelogênese, na qual as reservas de nutrientes são direcionadas para a formação dos ovócitos nas fêmeas.
- **2º - restrição alimentar parcial:** reduzir a oferta de alimento para 0,5% da biomassa, 3 a 4 vezes por semana (dia sim, dia não), nos três meses que antecedem o período reprodutivo da espécie na região. Essa redução na alimentação evita e reduz o acúmulo de gordura na cavidade abdominal, liberando espaço para o desenvolvimento das gônadas e favorecendo o processo de reprodução induzida.

VI Realizar o manejo reprodutivo

O manejo reprodutivo de peixes nativos migradores inclui diversos procedimentos, como a seleção das matrizes e reprodutores com características favoráveis à reprodução induzida, pesagem e identificação desses peixes, preparo e aplicação de solução hormonal, extrusão (coleta) dos ovócitos e sêmen, fertilização, hidratação e incubação dos ovos.

1. Selecione as matrizes e os reprodutores

Após o período de quarentena, quando adquiridos reprodutores adultos, ou quando os peixes atingirem a maturidade sexual, no caso da aquisição de alevinos e juvenis, faça a seleção dos reprodutores e matrizes que apresentam características favoráveis à reprodução induzida logo no início da estação chuvosa (outubro/novembro, na região centro-sul do Brasil).

Atenção

O manejo para a seleção de matrizes e reprodutores deve ser realizado logo no início da manhã, quando a temperatura é mais amena, reduzindo o risco de estresse térmico aos peixes.

1.1 Reúna o material

- Redes e puçás de multifilamento e malha de 25 a 40 mm sem nós;
- Sacos de tecido ou plástico;
- Caixas plásticas;
- Baldes;
- Macacão de segurança; e
- Boné árabe ou chapéu com abas.

1.2 Faça a captura dos peixes

1.2.1 Drene parcialmente o viveiro

Para a captura dos peixes, é recomendável que o viveiro seja parcialmente drenado, permanecendo com uma profundidade entre 0,7 e 1 metro a fim de facilitar o manejo.

1.2.2 Passe a rede

a) Enquanto uma pessoa segura uma ponta da rede em um canto do viveiro, entre no viveiro com a outra ponta da rede

b) Prenda a extremidade inferior da rede (chumbadas) em uma perna

c) Segure a extremidade superior da rede (boias) com as mãos

d) Contorne todo o viveiro em direção à outra ponta, fazendo com que os peixes fiquem cercados

Atenção

Quando se tratar de viveiros muito grandes ou com grande número de peixes, a passagem da rede deverá ser feita por etapas e com maior número de pessoas. Primeiramente, passe a rede até a metade do viveiro para retirar parte dos peixes e em seguida, em todo ele para retirada dos demais.

1.2.3 Recolha a rede

Após contornar o interior do viveiro com a rede cercando os peixes, ela deverá ser lentamente recolhida pelas duas pontas, puxando as duas extremidades (boias e chumbadas), com cuidado para não levantar o fundo e deixar os peixes escaparem.

Atenção

Cuidado ao recolher a rede. Pode ser necessário de três a cinco pessoas para manuseá-la, sendo que uma delas deverá conduzir o meio da rede à medida que vai sendo recolhida, levantando um pouco a boia, a fim de evitar que peixes escapem ao pular.

1.2.4 Forme um "bolsão" com a rede

Na etapa final do recolhimento da rede, a parte superior (boias) deverá permanecer fixa e parte inferior (chumbadas) deverá ser passada por baixo dos peixes em direção à margem e então levantada, formando um bolsão com os animais em seu interior.

Atenção

Para facilitar o manejo, após formar o bolsão, podem ser usados suportes de ferro ou de madeira para manter as bordas do bolsão de rede suspensas e permitir que um menor número de pessoas faça a operação.

1.3 Selecione os reprodutores

Com os peixes no bolsão, deverá ser feita a contenção e a análise manual, um a um, das fêmeas e machos do plantel, observando as características de maturação sexual e reprodutiva.

1.3.1 Faça a contenção do animal

Com os peixes na rede, uma pessoa deverá, manualmente ou com o auxílio de um puçá, capturar os peixes um a um, cobrindo sua cabeça com um pano, tampando os olhos, para que sejam avaliadas as características de maturação sexual e reprodutivas.

1.3.2 Observe as características de maturação

Pressione levemente o abdome dos peixes deslizando as mãos no sentido da papila genital. Com esse procedimento, os machos aptos à reprodução liberarão líquido seminal de coloração leitosa, enquanto nos machos imaturos e nas fêmeas nada ocorrerá, exceto eventualmente excreção de urina e fezes.

Macho apresentado liberação de sêmen sob pressão

As fêmeas aptas à reprodução artificial são identificadas pela observação das seguintes características:

- Abdome com aumento de volume e macio ao ser pressionado lateralmente; e
- Papila genital dilatada e avermelhada.

Fêmea com características favoráveis à reprodução artificial

1.3.3 Avalie a maturação dos ovócitos

Ainda nos viveiros, as fêmeas que apresentarem características visuais favoráveis à reprodução artificial deverão ser submetidas à canulação para coleta de ovócitos para determinar se estes se encontram em estágio final de maturação, o que aumentará as chances de sucesso da reprodução.

a) Reúna o material

- Seringa com cânula de 20 cm de comprimento e 2 mm de diâmetro;
- Lupa ou microscópio com aumento de 10 a 40 vezes;
- Placa de Petri ou lâmina para microscópio;
- Solução de serra; e
- Luvas de látex descartáveis.

Materiais para amostragem e avaliação dos ovócitos

b) Faça a canulação

Introduza a cânula no orifício genital da fêmea deslocando a ponta para uma das laterais (ovários), aspirando uma pequena quantidade de ovócitos com um leve movimento da seringa.

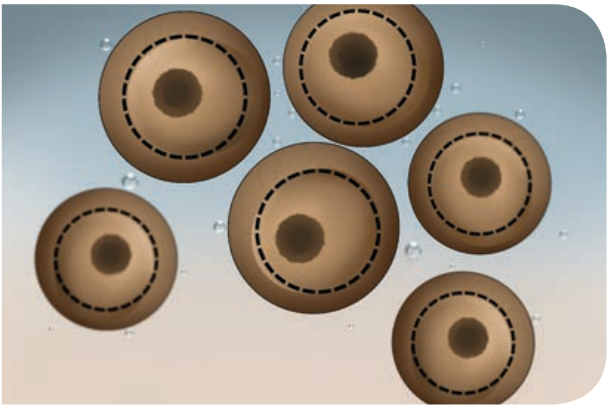
c) Determine a maturação dos ovócitos

Em uma mesa colocada ao lado do viveiro que está sendo manejado, deverá ser montado o microscópio ou a lupa para avaliação da maturação dos ovócitos, sem necessidade de levar o peixe ao laboratório para esse fim.

- Avalie inicialmente a uniformidade dos ovócitos. Os maduros têm aparência e cor uniforme e forma circular bem formada.
- Coloque a amostra de ovócitos coletada em uma placa de Petri ou lâmina para microscópio.

- Pingue algumas gotas de solução de serra (60% de álcool 92,8 INMP ou 96º GL+ 30% formol + 10% ácido acético glacial) sobre os ovócitos e aguarde 5 segundos.

- Visualize a posição do núcleo dos ovócitos em microscópio ou lupa com aumento de 10 a 40 vezes.
- Selecione a matriz para reprodução artificial se a amostra de ovócitos correspondente estiver uniforme e apresentar acima de 60% dos núcleos em posição periférica (lateral) ou em migração do centro para a lateral.



Atenção

1. A maior parte das pisciculturas comerciais seleciona as matrizes para indução reprodutiva com base apenas na presença e características dos ovócitos (uniformidade, forma, coloração, viscosidade e aglutinação). Porém, para reduzir o desperdício de mão de obra, equipamentos e hormônio, recomenda-se a determinação do grau de maturação dos ovócitos em microscópio ou lupa para a seleção das matrizes.

2. Enquanto está sendo realizada a avaliação dos ovócitos, a matriz da qual foi retirada a amostra de ovócitos deverá permanecer em uma caixa com água ao lado do viveiro ou mesmo em um puçá dentro do viveiro, já que o procedimento todo leva em torno de 1 minuto.

2. Transporte os peixes selecionados para o laboratório

As fêmeas selecionadas com base nas características visuais e maturação dos ovócitos e os machos que apresentaram liberação de esperma sob pressão devem ser transportados rapidamente ao

laboratório em caixas plásticas ou caixas de transporte para peixes contendo água do próprio viveiro, se o viveiro for distante do laboratório, ou em sacolas teladas próprias para o transporte de peixe, no caso de viveiros próximos ao laboratório.

Transporte de peixe para o laboratório em sacola apropriada

Transporte de peixe para o laboratório em caixa de transporte

Atenção

Para peixes de grande porte, encontram-se disponíveis no comércio, em lojas especializadas, macas próprias para o transporte desses animais.

3. Pese e identifique os peixes

Ao chegar ao laboratório, os peixes devem ser pesados e identificados antes de soltá-los nos tanques para manutenção de matrizes e reprodutores.

3.1 Reúna o material

- Balança pendular;
- Saco plástico ou de tecido;
- Fios de arame revestidos de plástico em várias cores;
- Tesoura;
- Papel; e
- Caneta.

Materiais para pesagem e identificação dos peixes

3.2 Pese os peixes

Se os peixes forem transportados ao laboratório em sacos, pendure imediatamente no gancho da balança e anote o peso, o sexo (macho

ou fêmea) e a espécie. Se os peixes forem transportados em caixas plásticas, coloque-os em sacos e faça o mesmo procedimento.

Pesagem do peixe

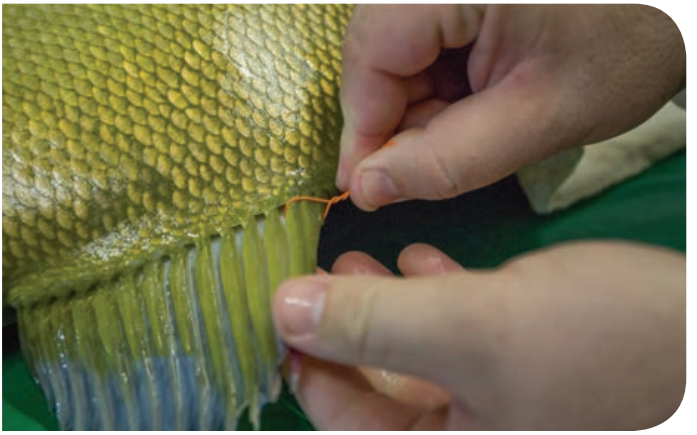
Registro da pesagem

Atenção

Certifique-se de retirar toda a água do saco ao pesar e desconte o peso do saco vazio para não implicar em erro no cálculo da dose hormonal.

3.3 Identifique os peixes

Retire o peixe da balança, corte um pedaço do fio colorido e prenda na nadadeira dorsal do animal, anotando a cor junto aos dados de peso registrados anteriormente.



Atenção

Existem outros métodos para identificação dos peixes, como o corte de raios específicos da nadadeira dorsal e microchips (muito utilizado em trabalhos de seleção e melhoramento). Porém, em pisciculturas comerciais, a marcação por cores por meio de fios presos à nadadeira é altamente eficaz.

4. Transfira os peixes para tanques de manutenção

Após a pesagem e identificação, os peixes devem ser colocados em tanques ou caixas d'água no laboratório, chamados de tanques de manutenção.

A água dos tanques de manutenção deve ter inicialmente a mesma temperatura da água do viveiro e ser oxigenada e renovada ou recirculada continuamente, a fim de manter condições adequadas para manutenção das matrizes e reprodutores.

Mantenha a concentração de oxigênio dissolvido sempre acima de 5 mg/ℓ.

Por meio de resistências elétricas com termostatos ou outro sistema de aquecimento, a água deve ser aos poucos aquecida até atingir a temperatura ótima para a reprodução da espécie, entre 27 e 29ºC para as principais espécies tratadas nesta cartilha.

Atenção

Cubra o tanque de manutenção com tela ou tampa acolchoada a fim de evitar que os peixes saltem ou se machuquem no choque com a tampa.

5. Realize o protocolo de indução

No fim da tarde ou na manhã do dia seguinte à seleção das matrizes e reprodutores deve ser iniciado o protocolo hormonal para reprodução artificial.

As matrizes de peixes nativos migradores, em geral, apresentam desovas quando submetidas à aplicação de 0,5 a 1 mg/kg de Extrato Bruto de Hipófise de Carpa (EBHC), seguida por uma segunda aplicação de 5 a 6 mg/kg da substância, com 10 a 14 h de intervalo entre aplicações. Já os machos, recebem apenas uma aplicação em doses variando de 0,5 a 3 mg/kg no momento da aplicação da segunda dose nas fêmeas, conforme apresentado na Tabela 4.

Tabela 4. Doses de EBHC em machos e fêmeas

Nome popular	Dose de EBHC				Temperatura ideal da água (ºC)	Horas-grau para a extrusão
	Fêmeas			Machos		
	1ª Dose (mg de EBHC/kg)	Intervalo (horas)	2ª Dose (mg de EBHC/kg)	Dose única (mg de EBHC/kg)		
Tambaqui	0,5	12	5	2,5	27 a 29	180 - 220
Pirapitinga da Amazônia	0,5	12	5	0 a 2	27 a 29	240 - 280
Pacu	0,5	14	5	3	25	170
Matrinxã	0,5 a 0,8	15	5 a 6	1	25	155

Atenção

Existe variação no tempo de desova ou extrusão após a segunda aplicação de EBHC devido as características de maturação da matriz ou em função da temperatura da água, sendo importante o piscicultor acompanhar os sinais manifestados pelos peixes, que indicam a proximidade desse evento.

5.1 Adquira as hipófises

Para a aquisição das hipófises (EBHC) consulte um técnico em sua região ou outros produtores de alevinos.

Atenção

Dê preferência à aquisição de hipófises padronizadas por peso. Caso contrário, será necessária a aquisição de uma balança de precisão.

5.2 Reúna o material

- Saco de tecido;
- Cadinho e pistilo de porcelana;
- Hipófise de carpas;
- Soro fisiológico;
- Seringas de 3 e 5 mℓ com agulhas;
- Balança de precisão; e
- Pinça.

Materiais para protocolo de indução reprodutiva em peixes nativos

5.3 Aprenda a preparar a solução hormonal

A solução hormonal deve ser preparada a partir da maceração da hipófise de carpas (EBHC) de acordo com o peso dos animais que serão utilizados na reprodução.

Em um primeiro momento, prepare a solução hormonal para aplicação apenas nas fêmeas selecionadas e pesadas anteriormente.

Após 10 a 14 h da primeira aplicação, prepare e aplique a solução hormonal nos machos em dose única, juntamente com a segunda dose nas fêmeas.

5.3.1 Calcule a dosagem de hipófise (EBHC)

Considere o exemplo a seguir para melhor entendimento.

Calcule a quantidade de hipófise e soro fisiológico para o preparo de solução hormonal para induzir a maturação final e desova de duas fêmeas de tambaqui, com peso de 4,5 kg e 5 kg, e o aumento na

produção e liberação de sêmen por quatro machos de tambaqui, com peso de 3 kg, 4 kg e 4,5 kg.

Considere o protocolo de indução apresentado na Tabela 5.

Tabela 5. Protocolo de indução para o Tambaqui

Sexo	Hipófise (mg/kg)		Soro fisiológico (mℓ/kg)
	1ª dose	2ª dose	
Macho	Não aplicar	2,5	0,5
Fêmea	0,5	5	0,5

Atenção

Nos machos é administrada uma única dose, simultânea à aplicação da 2ª dose das matrizes.

Cálculos:

Fêmeas: peso total = 9,5 kg.

1ª dose: 9,5 kg x 0,5 mg/kg = 4,75 mg de hipófise.

2ª dose (12 h após a 1ª): 9,5 kg x 5 mg/kg = 47,5 mg de hipófise.

Volume de soro fisiológico para diluição de hipófise em cada dose = 9,5 kg x 0,5 mℓ/kg = 4,75 mℓ de soro fisiológico.

Total de hipófise para as matrizes: 4,75 mg + 47,5 mg = 52,25 mg.

Total de soro fisiológico para solução de hipófise para as matrizes = 4,75 mℓ + 4,75 mℓ = 9,5 mℓ.

Machos: peso total = 16 kg.

Dose única: 16 kg x 2,5 mg/kg = 40 mg de hipófise.

Volume de soro fisiológico para diluição de hipófise = 16 kg x 0,5 mℓ/kg = 8 mℓ de soro fisiológico.

Total de hipófise para matrizes e reprodutores = 52,25 mg + 40 mg = 92,25 mg.

Total de soro fisiológico para preparo das soluções de hipófise = 9,5 mℓ + 8 mL = 17,5 mℓ.

Conclusão: para realizar a reprodução dos tambaquis descritos neste exemplo, serão necessários 92,25 mg de hipófise de carpas (EBHC) e 17,5 mℓ de soro fisiológico.

Atenção

As soluções de hipófise deverão ser preparadas no momento da aplicação. Assim, será preparada uma solução na primeira e outra na segunda aplicação das matrizes e uma terceira solução para os reprodutores.

5.3.2 Pese as hipófises

Em uma balança de precisão com quatro casas decimais, pese as hipófises na quantidade calculada para o preparo da solução hormonal a ser imediatamente aplicada.

Atenção

1. Uma balança como esta apresenta um alto custo, mas proporciona maior precisão no preparo das soluções.

2. Caso opte por não adquirir a balança em um primeiro momento, adquira as hipófises padronizadas e com peso médio especificado na embalagem.

3. As hipófises adquiridas devem ser conservadas em frasco escuro, junto com algodão e sachês de sílica.

4. Após retirar as hipófises que utilizará no preparo de cada solução, feche imediatamente o frasco para evitar a absorção de umidade.

5.3.3 Macere as hipófises

Adicione as hipófises pesadas em um cadinho de porcelana totalmente seco e macere-as com o auxílio do pistilo que o acompanha até que se transformem em um pó.

5.3.4 Adicione o soro fisiológico

a) Com o auxílio de uma seringa, retire do frasco o soro fisiológico no volume calculado anteriormente para o preparo da solução hormonal

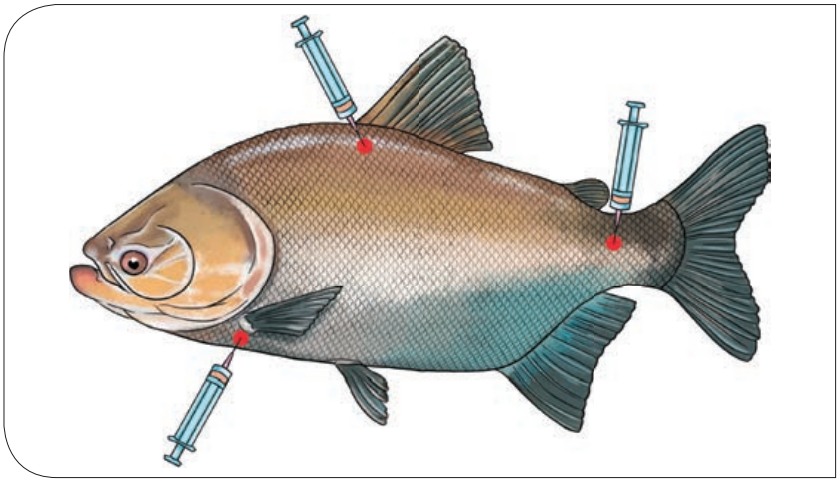
b) Adicione aos poucos às hipófises maceradas

c) Misture com o próprio pistilo até formar uma solução homogênea de coloração amarelada

Atenção

A solução de hipófise deve ser preparada no momento da aplicação, não devendo ser guardada para posterior utilização.

5.4 Conheça os locais de aplicação da hipófise



Indicação das regiões anatômicas para aplicação de hipófise

Atenção

Quando utilizado grande volume de solução de hipófise, no caso de peixes grandes, utilize a aplicação intracelomática abaixo da nadadeira peitoral.

5.5 Aplique a primeira dose nas matrizes

5.5.1 Colete a solução de hipófise com uma seringa

Agite a solução de hipófise e colete por meio de uma seringa com agulha a dose individual correspondente ao peso da matriz que receberá a aplicação.

Atenção

Os peixes já devem ter sido previamente pesados e identificados por meio de um fio colorido preso à nadadeira dorsal.

Exemplo: seguindo o exemplo anterior apresentado no item 5.3.1, qual o volume de solução de hipófise deve ser coletado na seringa para aplicação na fêmea de tambaqui de 4,5 kg?

1º - Verifique o volume de soro utilizado na diluição da hipófise para cada quilograma de peso corporal dos peixes. No caso, foi utilizado 0,5 mℓ de soro para cada quilograma de peso corporal dos peixes.

2º - Multiplique o peso do peixe (4,5 kg) pelo volume de soro utilizado na diluição da hipófise por quilograma de peso corporal dos peixes (0,5 mℓ).

4,5 kg x 0,5 mℓ = 2,25 mℓ.

Deverão ser coletados 2,25 mℓ de solução de hipófise na seringa para aplicação na fêmea de tambaqui de 4,5 kg.

Atenção

Após o preparo da solução de hipófise, deve-se coletar em seringas individuais as doses que cada matriz receberá, a fim de acelerar o procedimento e reduzir o estresse causado nos peixes. Nunca compartilhe seringas em peixes diferentes.

5.5.2 Contenha a matriz

Abaixe o volume de água do tanque de manutenção de matrizes e reprodutores até a altura na nadadeira dorsal dos peixes e colete manualmente a matriz que receberá a dosagem de hipófise, enrolando-a em um saco de tecido para facilitar a contenção.

Atenção

Como os peixes foram previamente identificados por fios coloridos presos à nadadeira dorsal, é recomendável que só capture o animal que receberá a injeção de hipófise após coletar na seringa a dose correspondente ao seu peso.

5.5.3 Aplique a solução de hipófise

Atenção

Se possível, faça a aplicação dentro do próprio tanque para reduzir o estresse pelo manejo excessivo.

Após a aplicação da primeira dosagem de hipófise em uma matriz, repita o processo nas demais.

Atenção

Aguarde entre 10 e 14 h, dependendo da espécie, para aplicar a segunda dose de hipófise nas matrizes.

Descarte as agulhas e seringas após o uso.

5.6 Aplique a segunda dose nas matrizes

Repita os passos da primeira aplicação, lembrando que a dose de hipófise no preparo da solução hormonal é maior na segunda aplicação.

5.7 Aplique a dose única nos machos

Repita os passos da aplicação nas matrizes, lembrando que a dose de hipófise no preparo da solução hormonal para os reprodutores é diferente e feita em única aplicação, no mesmo horário da aplicação da segunda dose das fêmeas.

6. Monitore a temperatura da água

Após a aplicação da segunda dose da solução de hipófise nas matrizes, deve-se monitorar a temperatura da água com o auxílio de um termômetro. A soma da temperatura da água de hora em hora da segunda aplicação até a desova é denominado hora-grau e esse índice já é conhecido para várias espécies, conforme apresentado na Tabela 6.

Tabela 6. Verificação das horas-grau acumuladas

Hora	Temperatura (ºC)	Horas-grau acumulada
06:00	25	0
07:00	25	25
08:00	25,5	50,5
09:00	26,2	76,7
10:00	27	103,7
11:00	27,8	131,5
12:00	28,5	160
13:00	29	189
14:00	29,2	218,2

Exemplo: calcule o horário estimado para a extrusão dos ovócitos de uma matriz de tambaqui que recebeu a segunda injeção de extrato bruto de hipófise de carpas às 6 h da manhã. Considere que a matriz foi mantida em um tanque de manutenção e a temperatura da água foi medida a cada uma hora após a hipofisação, por meio de termômetro, conforme Tabela 6. Considere ainda que em média a espécie desova com 215 horas-grau a uma temperatura entre 27 e 29ºC, podendo prolongar caso a temperatura da água seja mais baixa e até não ocorrer se for inferior a 25ºC.

Conclusão: a matriz deverá ser extrusada aproximadamente às 14 h do mesmo dia.

Se os tanques de manutenção de matrizes e reprodutores contarem com sistema de aquecimento e controle de temperatura, basta dividir as horas-grau previstas para desova da espécie pela temperatura da água para encontrar o tempo (em horas) previsto até a desova/extrusão.

Exemplo: considerando ainda os dados do exemplo anterior, calcule o horário previsto para extrusão se a matriz for mantida em um tanque de manutenção com temperatura controlada por aquecedor e termostato em 28ºC e em média a espécie desova com 215 horas-grau após o protocolo de hipofisação nessa temperatura.

215 horas-grau / 28ºC = 7,67 horas = 7 horas + (0,67 x 60) minutos = 7 horas e 40 minutos

6 horas + 7 horas e 40 minutos = 13 horas 40 minutos

Conclusão: a extrusão deverá ocorrer aproximadamente sete horas e quarenta minutos após a aplicação da segunda dose de EBHC na matriz, ou seja, às 13 h 40 min.

Atenção

O número de horas-grau apresentado é uma estimativa e pode variar significativamente de acordo com o estágio de maturação dos peixes. Verifique sempre o comportamento dos peixes.

7. Prepare as incubadoras para receber os ovos

Enquanto aguarda o tempo necessário para extrusar os ovócitos e o sêmen, deve-se montar, limpar e ajustar as incubadoras que receberão os ovos fertilizados.

7.1 Reúna o material

- Incubadoras de fluxo ascendente de 200 litros;
- Béquer ou recipiente de volume conhecido; e
- Cronômetro.

Incubadora de fluxo ascendente de 200 litros

7.2 Limpe as incubadoras

Com o auxílio de uma esponja e água limpe as incubadoras.

Atenção

Não utilize produtos químicos na limpeza, como água sanitária, pois o resíduo pode causar a mortalidade dos ovos e larvas.

7.3 Monte as incubadoras

Após a limpeza, conecte as incubadoras à entrada de água controlada por registro e abra o fluxo para enchê-las.

7.4 Ajuste o fluxo das incubadoras

Com o auxílio de um béquer ou recipiente de volume conhecido e um cronômetro regule o registro da incubadora para um fluxo de 3 a 8 litros por minuto. O fluxo deve ser menor no início da incubação e maior ao final.

Regulagem do fluxo de incubadora

8. Observe o comportamento reprodutivo

Próximo ao horário previsto para extrusão os peixes normalmente apresentam alterações no comportamento que podem indicar que o momento da desova está próximo. Alguns desses sinais são:

- Natação vigorosa;
- Contrações musculares;
- Aproximação entre machos e fêmeas; e
- Vocalização (ronco) em algumas espécies, como curimatã e pirarara.

Atenção

Nas últimas horas, antes do horário previsto para extrusão, os peixes devem ser monitorados com frequência para evitar que desovem no tanque de manutenção.

9. Proceda a extrusão dos ovócitos

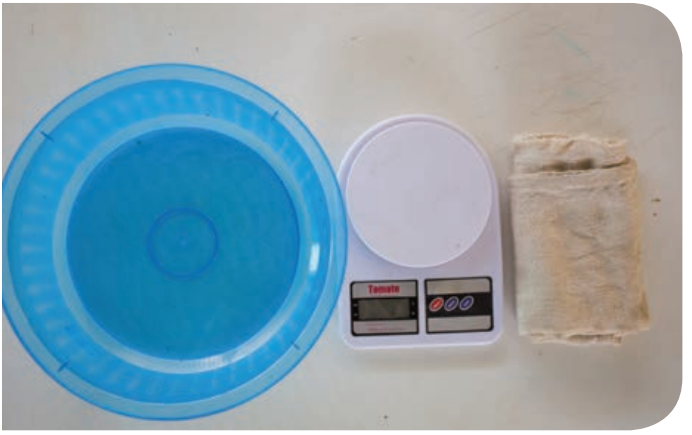
Se uma matriz iniciar a liberação dos ovócitos ou quando atingido o horário previsto para extrusão e houver alterações comportamentais, deve-se coletar a matriz em questão e contê-la para o procedimento de extrusão ou retirada dos ovócitos.

Atenção

São necessárias de duas a três pessoas para realização desse procedimento com eficácia e segurança.

9.1 Reúna o material

- Saco de pano ou papel toalha;
- Recipiente plástico de fundo arredondado de 5 ℓ; e
- Balança.



9.2 Contenha a matriz

Faça a contenção da matriz que apresenta alterações comportamentais ou tenha iniciado a desova utilizando saco de pano para segurar e cobrir os olhos do peixe.

Caso já tenha iniciado a liberação dos ovócitos, tampe com seu dedo o orifício urogenital, mantendo pressão para que os ovócitos não sejam perdidos durante a operação de captura e secagem.

Com a fêmea já contida, faça uma leve pressão no abdômen para verificar se os ovócitos já estão sendo liberados.

Atenção

Se mesmo após o tempo calculado pela hora-grau, a fêmea capturada não apresentar liberação dos ovócitos sob leve pressão na região abdominal, mantenha-a no tanque de manutenção para posterior verificação.

9.3 Seque a matriz

Seque a matriz com pano ou papel toalha, principalmente na região ventral e orifício genital, a fim de evitar o contato dos ovos com água no momento da extrusão, o que daria início ao processo de hidratação e fechamento da micrópila, impedindo a sua fertilização.

9.4 Colete os ovócitos

Após conter e secar a matriz, coloque a matriz sobre uma mesa com superfície plana e acolchoada e siga os seguintes passos:

a) Uma pessoa deve segurar firme a nadadeira e a cabeça da matriz.

b) Uma segunda pessoa deve segurar o recipiente para coleta dos ovócitos.

c) Uma terceira pessoa realiza a extrusão, fazendo pressão leve a moderada na região abdominal deslizando as mãos pelas laterais do peixe no sentido da nadadeira peitoral até o orifício genital.

Atenção

Certifique-se que os utensílios para coleta estejam limpos e secos e mantenha a bacia com os ovócitos coberta com um pano seco até o momento da fecundação.

9.5 Calcule a quantidade de ovócitos

9.5.1 Tare a balança

9.5.2 Pese os ovócitos coletados

Cada espécie apresenta um número médio de ovócitos por grama de desova conforme apresentado em tabela anterior, podendo ser possível estimar o número de ovócitos produzidos.

Exemplo: qual a quantidade aproximada de ovócitos em uma desova de tambaqui que pesou 540 g? Considere que cada grama de ovo de tambaqui contém aproximadamente 1.200 ovócitos.

540 g x 1.200 ovócitos por g = 648.000 ovócitos.

Atenção

Nas pisciculturas que realizam análise da qualidade do sêmen, este deve ser coletado antes dos ovócitos.

10. Colete o sêmen

Após coletar os ovócitos de uma matriz deve-se imediatamente coletar o sêmen de um ou mais reprodutores para realizar a fertilização dos ovócitos. Em geral, são necessários de 3 a 10 mℓ de sêmen, dependendo da espécie, para fertilizar um litro de ovócitos.

Atenção

São necessárias de duas a três pessoas para realização desse procedimento com eficácia e segurança.

10.1 Reúna o material

- Saco de pano ou papel toalha; e
- Béquer graduado de 25 mℓ ou seringa de 5 mℓ sem agulha.

10.2 Contenha o reprodutor

Faça a contenção do reprodutor com o auxílio de um saco de pano para segurar e cobrir os olhos do peixe.

10.3 Seque o reprodutor

Seque o reprodutor com pano ou papel toalha, principalmente na região ventral e nadadeira anal, a fim de evitar o contato do sêmen com água no momento da coleta, causando a ativação precoce dos espermatozoides.

10.4 Colete o sêmen

Após conter e secar o reprodutor, coloque-o sobre uma mesa acolchoada e siga os seguintes passos:

a. Uma pessoa segura firme a nadadeira e a cabeça do peixe

b. Uma segunda pessoa deve segurar o béquer ou seringa para coleta do sêmen

c. Uma terceira realiza a espermiação (retirada do sêmen), fazendo pressão leve a moderada na região abdominal, deslizando as mãos pelas laterais desde a nadadeira peitoral até o poro genital

Coleta de sêmen com seringa

Coleta de sêmen com béquer

Atenção

1. Cuidado para não coletar a urina que frequentemente é liberada nesse processo.

2. Cuide para não colocar o sêmen em contato com água, o que levaria à sua ativação.

Em muitos casos, após a secagem do reprodutor, as pisciculturas comerciais coletam o sêmen diretamente sobre os ovócitos.

Coleta de sêmen sobre os ovócitos

10.5 Avalie a qualidade do sêmen

Pisciculturas que realizam seleção e melhoramento genético devem avaliar a qualidade do reprodutor por meio do volume de sêmen produzido, concentração espermática, mobilidade e viabilidade de espermatozoides.

a) Com o auxílio de um microscópio, avalie a motilidade do sêmen recém-ativado com uma gota de água

b) Descarte o sêmen caso os espermatozoides apresentem baixa motilidade ou muitos defeitos

11. Misture o sêmen aos ovócitos

11.1 Reúna o material

Espátula de silicone ou pena de aves.

11.2 Misture o sêmen aos ovócitos

Misture o sêmen aos ovócitos suavemente com o auxílio de uma pena ou espátula de silicone durante 1 minuto.

Atenção

Misture com cuidado para não romper a membrana do ovócito.

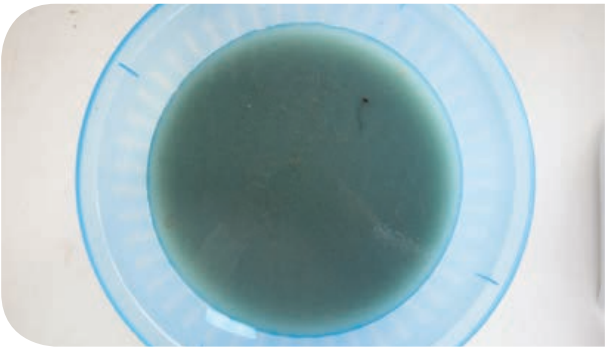
11.3 Faça a ativação e hidratação

a) Adicione água limpa ou filtrada das incubadoras aos gametas em volume igual ao de ovos e misture por 1 minuto

b) No minuto seguinte, adicione água em volume correspondente a 3 vezes o volume de ovos e misture por mais um minuto

c) No minuto seguinte, adicione água em volume correspondente a 5 vezes o volume de ovos e misture por mais dois minutos

Durante esse processo, é possível notar que os ovos aumentam substancialmente de volume.



12. Realize a incubação

Após a hidratação, os ovos devem ser transferidos para incubadoras de fluxo ascendente com temperatura ajustada para a espécie.

12.1 Incube os ovos

Após a hidratação, despeje os ovos lentamente na incubadora.

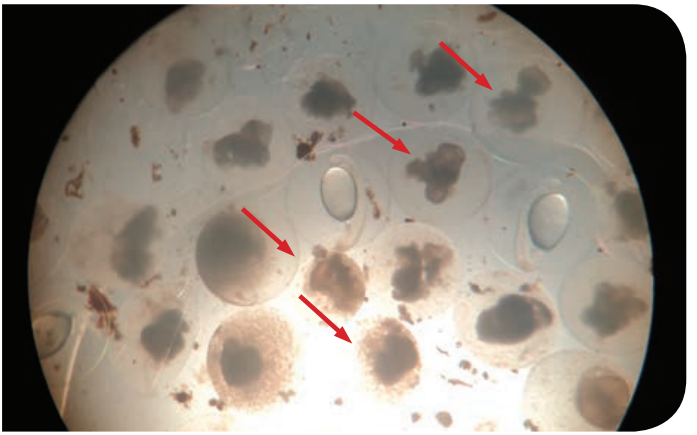
A quantidade de ovos a ser incubado depende do volume das incubadoras e da espécie de peixe, sendo utilizado de 1 a 2 g de ovos por litro de incubadora.

12.2 Calcule a quantidade de ovos viáveis

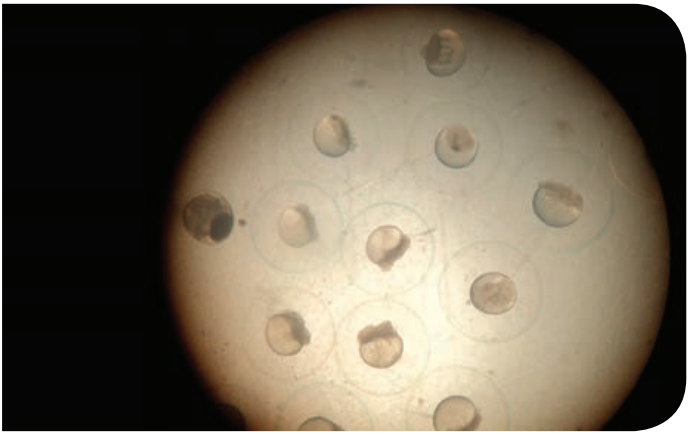
Após cerca de seis horas de incubação, é possível determinar visualmente o percentual de ovos fertilizados e acompanhar a evolução do desenvolvimento embrionário.

Ovos não fertilizados acabam ficando brancos, bem diferentes dos ovos fertilizados, que se mantêm transparentes até a eclosão.

O percentual de ovos fertilizados é influenciado por vários fatores, como o grau de maturação dos ovócitos no momento da aplicação do hormônio e o tempo entre a maturação final e a extrusão. A própria qualidade dos reprodutores, incluindo o seu estado nutricional, acabam tendo um impacto significativo.



Ovos de peixe gorado



Ovos de peixe fertilizado com início de desenvolvimento embrionário

Exemplo: estime o percentual de ovos viáveis (fertilizados) com base em uma amostragem e contagem de ovos viáveis e gorados.

1º - Após 6h de incubação, com auxílio de uma haste, como um cabo de madeira, agite suavemente a água na incubadora em movimentos

circulares desde o fundo para suspender e misturar os ovos fertilizados e gorados.

2º - Com uma placa de Petri, Béquer ou um copo de vidro transparente, colete uma amostra de ovos na incubadora.

3º - Conte o número total de ovos e em seguida o número de ovos de coloração esbranquiçada (gorados). Considere para fins deste exemplo 112 ovos totais na amostra e 31 ovos gorados.

4º - Use a seguinte equação para determinar o percentual de ovos fertilizados:

$$\text{Ovos fertilizados (\%)} = \left(1 - \frac{\text{ovos gorados}}{\text{ovos totais}}\right) \times 100 = \left(1 - \frac{31}{112}\right) * 100$$

$$= (1 - 0{,}2767) \times 100 = 0{,}7233 \times 100 = 72{,}33\%$$

$$\text{Ovos fertilizados} = 72{,}33\%$$

5º - Multiplique o percentual de ovos fertilizados pelo número estimado de ovos por desova, conforme exemplo do subpasso 9.5.2 (648.000 ovócitos), para estimar o número total de ovos fertilizados na desova.

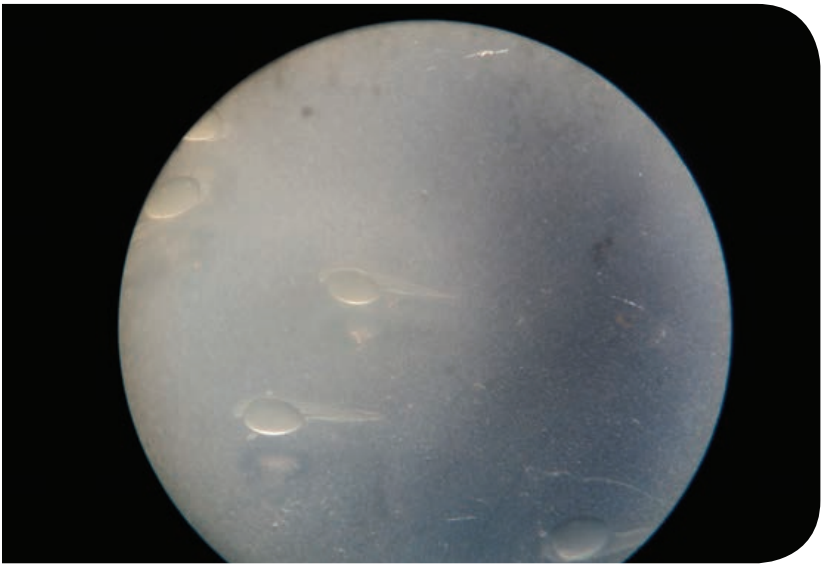
Número total de ovos fertilizados = 72,33% x 648.000 = 468.698

12.3 Acompanhe as incubadoras durante o processo de incubação

A eclosão dos ovos de peixes nativos migradores ocorre geralmente entre 22 e 30 h após a fertilização. Durante este tempo nas

incubadoras, monitore a temperatura da água e o teor de oxigênio dissolvido, que deve permanecer sempre acima de 5 mg/ℓ.

Ajuste o fluxo de água da incubadora, aumentando-o à medida que vai se aproximando da eclosão.



Larva de peixe completamente formada

VII Preparar os viveiros para receber as pós-larvas

De acordo com a espécie de peixe reproduzida, deve-se iniciar a preparação dos viveiros de larvicultura em momentos diferentes. No caso de peixes onívoros, algumas espécies de zooplâncton podem representar risco para as pós-larvas, devendo o preparo e o enchimento do viveiro ser concluído até 4 dias antes do povoamento.

1. Realize a desinfecção do viveiro

Deixe o viveiro secar por pelo menos 4 dias e em seguida aplique 100 gramas de cal virgem por metro quadrado apenas nas poças de água que restarem. Esse procedimento visa controlar a população de peixes invasores, parasitas e outros micro-organismos causadores de doença nos peixes.

Precaução

Ao realizar a aplicação da cal, faça a utilização de óculos de segurança, máscara, camisa de manga comprida, calça, botas e luvas de borracha.

2. Faça a calagem do viveiro

A calagem é uma técnica utilizada na piscicultura para melhorar a qualidade da água e do solo do fundo do viveiro. Ela tem a função de neutralizar a acidez presente na camada de sedimentos do fundo, elevar a alcalinidade total e a dureza total da água até valores acima

de 30 mg/ℓ, além de evitar variações bruscas diárias no pH, formando um sistema tampão, e, com isso, favorecendo o desenvolvimento do alimento natural (plâncton) e dos peixes.

O calcário dolomítico é o preferencial para a calagem de viveiros de piscicultura porque contém, além do cálcio, o magnésio que é importante para a formação do plâncton.

2.1 Calcule a quantidade de calcário

Com o viveiro vazio, meça a alcalinidade da água de abastecimento com um kit de análise de água. Aplique a dose de calcário dolomítico por metro quadrado de lâmina d'água conforme a Tabela 7, espalhando o produto por todo o fundo do viveiro.

Tabela 7. Quantidade de calcário dolomítico a ser aplicado

Alcalinidade Total	Dose de calcário a ser aplicada por metro quadrado, em gramas
Menor de 10 mg/ℓ	300 a 400 g/m²
Entre 10 e 20 mg/ℓ	200 a 300 g/m²
Entre 20 e 30 mg/ℓ	100 a 200 g/m²
Acima de 30 mg/ℓ	Não é necessário aplicar calcário

2.2 Aplique o calcário

a) Reúna o material

- Calcário dolomítico;
- Balança;
- Balde;
- Carrinho de mão;

- Pá;
- Luva de borracha;
- Máscara; e
- Óculos de proteção.

b) Realize a pesagem do calcário

Com o auxílio de uma balança e depositando o calcário em um balde, realize a pesagem da quantidade de calcário necessária, conforme Tabela 7.

c) Realize a aplicação do calcário

Com o auxílio de uma pá, realize a aplicação do calcário a lanço em todo o fundo e nas laterais do viveiro (taludes), espalhando da maior forma possível, de modo a garantir que o calcário seja aplicado de forma homogênea. Em pisciculturas de maior porte ou que tenha trator com distribuidor de calcário, a aplicação pode ser mecanizada.

Atenção

Em viveiros escavados revestidos com lona, o procedimento de calagem pode ser realizado normalmente.

3. Faça a adubação inicial do viveiro

A adubação em viveiros tem como objetivo disponibilizar nutrientes na água para que haja o desenvolvimento de fitoplâncton (organismos vegetais) e zooplâncton (organismos animais). O fitoplâncton juntamente com o zooplâncton são importantes fontes de alimento natural para os peixes, principalmente nas fases jovens, sendo ainda o fitoplâncton responsável pela produção da maior parte do oxigênio presente em um viveiro escavado, através da fotossíntese.

A adubação ainda contribui na impermeabilização dos viveiros e na redução da transparência, diminuindo a penetração dos raios solares, o que evita a proliferação de algas nocivas à produção, além de dificultar a predação por aves.

A adubação da água dos viveiros deve ser feita após a calagem, e os adubos utilizados podem ser orgânicos ou químicos.

3.1 Conheça os tipos de adubos

A adubação inicial em viveiros escavados recém-construídos deve ser realizada preferencialmente com fertilizantes orgânicos de origem vegetal, devendo ser evitados estercos animais, pois a sua qualidade é altamente variável, além de serem possíveis fontes de patógenos e doenças.

Fertilizantes inorgânicos ou químicos, como a ureia e o superfosfato simples, também podem ser utilizados na adubação inicial, em conjunto com os fertilizantes orgânicos.

3.2 Conheça as doses de adubos

Para uma correta adubação, devem ser respeitadas as doses indicadas para cada tipo de adubo.

- **Adubos orgânicos**

Tabela 8. Doses de adubo orgânico por m²

Fertilizante	Dose (gramas/m²)
Farelo de arroz	6
Farelo de milho	6

Atenção

Caso a opção seja utilizar o farelo de arroz ou de milho, recomenda-se acrescentar 5g de ureia por metro quadrado, uma vez que esses farelos são pobres em nitrogênio.

- **Adubos inorgânicos/químicos**

A adubação inicial com fertilizante químico deve fornecer 20 kg/ha de nitrogênio (N), o que é normalmente suficiente para que o fitoplâncton se desenvolva. A fonte de nitrogênio mais comumente usada é a ureia. Caso a água não fique esverdeada em dois dias após a aplicação da ureia, faça a aplicação de 2 kg/ha de fósforo (P), sendo o superfosfato simples ou triplo as fontes mais indicadas. Com base no percentual de fósforo ou nitrogênio nesses fertilizantes, a quantidade a ser aplicada encontra-se na Tabela 9 a seguir.

Tabela 9. Quantidade de fertilizante a ser utilizado

Fertilizante	Dose (gramas/m²)
Ureia	4,5
Superfosfato Simples	1,2
Superfosfato triplo	0,5

Atenção

Utilize a ureia junto com apenas uma das duas fontes de fósforo (superfosfato simples ou superfosfato triplo).

3.3 Realize a adubação

Faça a adubação inicial com fertilizante orgânico e o adubo químico nitrogenado logo após o enchimento.

3.3.1 Reúna o material

- Farelo de arroz;
- Ureia;
- Balança;
- Balde;
- Bastão de madeira; e
- Luvas de borracha.

3.3.2 Calcule a dose de farelo de arroz

Para a adubação de viveiros, a dose de farelo de arroz recomendada é de 6g por m^2 de área de lâmina d'água do viveiro.

Exemplo: viveiro com 250 m^2 de área de lâmina d'água.

6 g de farelo de arroz ---------- 1 m^2 de lâmina d'água.

Y g de farelo de arroz ---------- 250 m^2 de lâmina d'água.

$$Y = \frac{6\ g \times 250\ m^2}{1 m^2} = 1.500\ g = 1{,}5\ kg$$

Y= 1,5 kg de farelo de arroz.

3.3.3 Calcule a dose de ureia

Para a adubação de viveiros, a dose de ureia recomendada é de 4,5 g por m^2 de área de lâmina d'água do viveiro.

Exemplo: viveiro com 250 m^2 de área de lâmina d'água.

4,5 g de ureia ---------- 1 m^2 de lâmina d'água.

Z g de ureia ---------- 250 m^2 de lâmina d'água.

$$Z = \frac{4{,}5\ g \times 250\ m^2}{1 m^2} = 1.125\ g$$

Z = 1.125 g ou 1,125 kg de ureia.

3.3.4 Pese o farelo de arroz e a ureia

Com o auxílio de uma balança e baldes pese as quantidades de farelo de arroz e ureia calculadas.

3.3.5 Aplique o adubo no viveiro

Umedeça o farelo e espalhe por toda a lâmina de água do viveiro em enchimento. Em seguida, dissolva a ureia no balde com a água do próprio viveiro e aplique a solução em toda a superfície do viveiro, espalhando o máximo possível.

Repita a aplicação em dias alternados, até que a água adquira coloração esverdeada e com transparência entre 40 e 50 cm.

4. Abasteça o viveiro

Após a aplicação do adubo, encha e mantenha o viveiro com uma profundidade máxima de 80 a 100 cm na primeira semana, sem renovação de água, apenas com reposição diária das perdas por infiltração e evaporação, a fim de acelerar o desenvolvimento do plâncton. Na segunda semana, complete o nível do viveiro.

VIII Realizar a larvicultura

1. Acompanhe o desenvolvimento larval nas incubadoras

1.1 Avalie a movimentação das larvas

Após a eclosão, as larvas se desenvolvem dentro da incubadora por 4 a 7 dias dependendo da espécie.

1.2 Analise as larvas em lupa

Como as larvas dos peixes são organismos minúsculos e praticamente transparentes, deve ser coletada uma amostra diariamente para observação.

1.2.1 Reúna o material

- Béquer de vidro de 1.000 mℓ;
- Placa de Petri; e
- Lupa com aumento de 10 a 40 vezes.

1.2.2 Faça uma amostragem das larvas

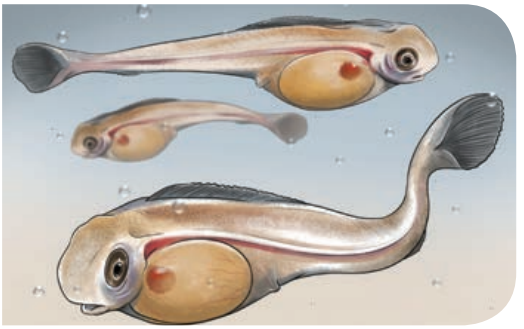
Mergulhe o béquer na incubadora para coletar uma amostragem de larvas. Observe o movimento das larvas a olho nu posicionando o béquer contra a luz. Nas primeiras horas de vida, as larvas nadam apenas verticalmente. A medida que ocorre o desenvolvimento de órgãos e demais funções nas horas e dias seguintes, as larvas passam a nadar na horizontal e a se alimentar.

Observação das larvas a olho nu

1.2.3 Observe as larvas na lupa

Coloque algumas larvas em uma placa de Petri e observe suas características em uma lupa. Caso o saco vitelínico já tenha sido absorvido, é hora de iniciar a alimentação.

Larva de tambaqui recém-eclodida com saco vitelínico íntegro



Larva de tambaqui com saco vitelínico parcialmente consumido

2. Faça a limpeza das incubadoras

Após a eclosão, deve-se realizar a limpeza das incubadoras, fechando-se o fluxo de água por alguns minutos de forma que todo o resíduo de casca dos ovos decante. Em seguida, deve-se verificar se as larvas estão concentradas na superfície e, neste caso, desconectar a mangueira da base da incubadora e drenar parcialmente a água, removendo o resíduo que estava no fundo.

Atenção

Cuidado para não drenar as larvas junto com os resíduos de incubação. Faça esse descarte em um balde para verificação. Caso haja um número significativo de larvas no balde, transfira todo o balde para uma nova incubadora e repita o processo.

3. Alimente as larvas nas incubadoras

As larvas de peixes migradores, em geral, estão prontas para ingerir alimentos a partir do terceiro dia após a eclosão, havendo alguma variação entre as espécies. Larvas de peixes onívoros podem ser alimentadas inicialmente com náuplios de artêmia por 4 dias ainda na incubadora.

As artêmias são adquiridas na forma de cistos e têm seu desenvolvimento conduzido em laboratório.

Com os náuplios de artêmia eclodidos, desconecte a mangueira do registro que abastece a incubadora, mantenha sua ponta mais elevada que a incubadora e adicione a água com os náuplios de artêmia pela mangueira.

4. Transfira as larvas para viveiros

4.1 Colete as larvas nas incubadoras

Para coletar as larvas, feche a entrada de água e proceda a drenagem da incubadora para um balde com bordas teladas.

Coleta de larvas da incubadora (balde telado)

4.2 Estime a quantidade de larvas

A contagem de larvas pode ser estimada por volume. Assim, após transferir as larvas da incubadora para um balde de volume conhecido, misture suavemente a água e colete uma amostra de 10mℓ em uma proveta. Conte o número de larvas na amostra de 10mℓ e multiplique por 100, para achar o número de larvas por litro e, então, determine o número total de larvas em função do volume do balde.

4.3 Embale as larvas

Embale as larvas em sacos de polietileno com água e oxigênio.

4.4 Avalie a qualidade da água do viveiro

Antes de soltar as larvas, avalie a qualidade da água do viveiro. O teor de oxigênio dissolvido deve ser superior a 4 mg/ℓ, o pH deve estar entre 7 e 8 e a temperatura entre 25 e 29ºC.

Atenção

Procure sempre fazer a soltura das larvas pela manhã.

4.5 Faça a aclimatação

Deixe os sacos com as larvas boiando na água do viveiro, na sombra, por cerca de 15 minutos para igualar a temperatura. Depois abra o saco e acrescente a água do viveiro lentamente até encher completamente para igualar os outros parâmetros físico-químicos. Feito isso, libere as larvas para o viveiro lentamente.

Aclimatação das larvas

4.6 Povoe os viveiros preparados anteriormente

No povoamento dos viveiros, deve ser utilizada uma proporção de 1m^2 de lâmina d'água para cada 150 a 300 pós-larvas.

O período de cultivo no viveiro pode variar de 20 a 40 dias até que o alevino atinja o tamanho comercial.

IX Proceder a alevinagem

A alevinagem corresponde à fase de cultivo do peixe após a saída das incubadoras até atingirem o tamanho ou peso para comercialização como alevinos e pode ser realizada em viveiros ou tanques em laboratório.

Geralmente, essa fase dura entre 20 e 45 dias, dependendo da espécie de peixe.

1. Alimente os alevinos

A maior parte dos peixes cultivados possui hábito alimentar onívoro e se alimenta das fontes naturais disponíveis no viveiro, principalmente zooplâncton, e aceita rações comerciais balanceadas já nos primeiros dias.

Cada espécie possui uma exigência alimentar específica, embora ainda não definida para os peixes nativos, sendo adotado manejo alimentar semelhantes para as diversas espécies.

Na fase de alevinagem de espécies onívoras, deve-se priorizar o máximo crescimento dos alevinos, com o fornecimento quatro vezes ao dia de uma ração comercial extrusada em pó para peixes, com 40 a 50% de proteína bruta (% PB), 3.300 a 4.000 kcal/kg de energia digestível e no mínimo 500mg de vitamina C. A ração deverá ser fornecida a lanço por toda a superfície do viveiro. Nos primeiros dias, não se

verifica atividade alimentar na superfície, o que normalmente ocorre a partir do 12º ao 16º dia após a estocagem. Quando os peixes atingirem cerca de 3 cm de comprimento e ingerirem rações comerciais com granulometria (tamanho do grão) de 1,2 a 1,7 mm já estão prontos para serem comercializados.

Atenção

Em viveiros, forneça a ração durante o dia, quando há incidência de luz solar sobre a água, distribuindo a ração por toda a extensão do viveiro.

2. Faça biometrias

As biometrias consistem na pesagem e na determinação do comprimento dos peixes, a fim de avaliar se o desenvolvimento está compatível com o período e às condições de cultivo para a espécie, além de verificar a uniformidade do lote.

2.1 Reúna o material

- Rede de multifilamento;
- Peneira;
- Balde;
- Pote plástico pequeno;
- Balança de precisão;
- Paquímetro ou régua;
- Prancheta;
- Papel; e
- Caneta.

2.2 Retire uma amostra

Passe a rede em parte do viveiro (arrastão) ou tanque e transfira uma amostra representativa de alevinos (100 indivíduos) para um balde com o auxílio de uma peneira.

2.3 Obtenha o peso médio dos alevinos

Em uma balança digital de boa precisão, pese um recipiente com água e tare (zere) a balança. Em seguida, pese o pequeno lote de alevinos (10 de cada vez), anotando o peso.

Ao final da pesagem, determine o peso médio, somando os pesos e dividindo pelo número de peixes pesado.

Exemplo: determine o peso médio das quatro pesagens abaixo.

1ª pesagem = 7 g.

2ª pesagem = 9 g.

3ª pesagem = 7,5g.

4ª pesagem = 8 g.

$$\text{Peso médio} = \frac{\text{Soma dos pesos de cada pesagem}}{\text{número de peixes (números de pesagens x 10)}}$$

Peso médio = (7 g + 9 g + 7,5 g + 8 g) / 40 = 0,8 g

Pesagem de alevino

Atenção

Durante a pesagem, observe se os peixes estão com tamanho uniforme, ajustando o manejo de alimentação ou fazendo uma classificação, caso observe que há grande desuniformidade.

2.4 Obtenha o comprimento médio dos alevinos

Após pesar os alevinos, coloque-os um a um sobre uma superfície plana e meça o comprimento com um paquímetro ou régua, devolvendo-os em seguida ao viveiro.

3. Transfira os alevinos para berçários

A maioria das espécies de peixes está apta à comercialização ao atingir um comprimento médio de 3 cm.

Atenção

Quanto maior o tamanho do peixe comercializado, maior será o custo de produção. Entretanto, o valor de mercado também é mais elevado.

Quando os alevinos atingem o tamanho comercial, eles devem ser transferidos para berçários (viveiros ou tanques), providos de tela antipássaro, de acordo com a programação de comercialização ou de uso do viveiro para recepção de novas pós-larvas.

X Comercializar os alevinos

1. Padronize os alevinos

Antes de comercializar os alevinos, é essencial que se realize uma padronização de tamanho. Para tanto, utilize uma grade padronizadora ou outro tipo de classificador, separando os alevinos por tamanho em diferentes tanques.

Atenção

A padronização dos alevinos deve ser feita em berçários uma semana antes da sua comercialização, a fim de que o estresse gerado nesse manejo não cause mortalidade durante o transporte.

2. Faça a depuração dos alevinos

A depuração é importante para a redução do metabolismo e o esvaziamento do trato intestinal dos peixes, com consequente diminuição do estresse, do consumo de oxigênio e da produção de amônia durante o transporte.

A depuração consiste em transferir os alevinos padronizados para pequenos tanques ou caixas d'água, na qual permanecerão por um período de 24 a 48 h antes de serem embalados para o transporte. Durante esse período, deve haver troca de água contínua no tanque, além de aeração, e os peixes não devem ser alimentados.

Atenção

1. Caso após a padronização os peixes sejam estocados em tanques revestidos (lona, alvenaria, caixas d'água etc.), a depuração pode ser feita nessa mesma instalação, suspendendo a alimentação por um período de 24 a 48 h.

2. Caso a água do tanque de depuração tenha temperatura diferente daquela do tanque de origem dos alevinos, faça a aclimatação antes da soltura.

3. Embale os alevinos

Após 24 a 48 h de depuração os alevinos estão prontos para serem embalados para comercialização.

A embalagem de alevinos para transporte deve ser feita em sacos plásticos (polipropileno) transparentes resistentes com as seguintes dimensões mínimas: 200 micras de espessura, comprimento de 90 cm e largura de 60 cm.

Em uma embalagem como essa podem ser transportados até 500 g de alevinos (1.000 alevinos de 0,5 g) por um período de 8 h.

Atenção

Tanto o processo de embalagem, como o transporte dos alevinos pelo produtor, deve ser realizado logo no início da manhã, quando a temperatura é mais amena. Altas temperaturas podem causar estresse térmico e mortalidade dos peixes.

3.1 Reúna o material

- Embalagem plástica;
- Baldes;
- Peneiras; e
- Cilindro de oxigênio com fluxômetro.

3.2 Faça a contagem dos alevinos

Para contar os alevinos, é essencial que estes estejam padronizados. Conte quantos alevinos cabem em uma peneira de cozinha. Repita a operação por 3 vezes e tire uma média. Assim, quando for embalar os alevinos, basta contar o número de peneiras cheias para saber a quantidade total embalada.

Exemplo: embalar 1.000 alevinos.

Contagem 1 = 265 alevinos na peneira.

Contagem 2 = 235 alevinos na peneira.

Contagem 3 = 250 alevinos na peneira.

Média: (265 + 235 + 250) / 3 = 250 alevinos por peneira.
1.000 alevinos / 250 alevinos por peneira = 4 peneiras.

Funcionário realizando contagem de alevinos em peneira

Atenção

Utilize peneiras de tamanhos variados de acordo com o tamanho dos alevinos, de forma que a contagem média fique entre 200 e 300 alevinos por peneira para maior rendimento do trabalho.

3.3 Embale os alevinos

Coloque a embalagem em um balde de 10 ℓ e adicione de 8 ℓ a 10 ℓ de água do tanque de depuração onde os alevinos se encontram ou com as mesmas características dessa.

3.3.1 Adicione sal à embalagem de transporte

a) Reúna o material

- Balança;
- Embalagem plástica;
- Sal de cozinha; e
- Colher.

b) Calcule a quantidade de sal

Adicione e dissolva sal na embalagem na proporção de 5 gramas de sal branco por litro de água, dependendo da espécie de peixe.

Exemplo:

Transporte de alevinos de tambaqui.

Dose de 5 gramas de sal por litro de água.

5 g de sal ---------- 1 ℓ de água.

X g de sal ---------- 8 ℓ de água.

$$X\ g \times 1\ \ell = 5\ g \times 8\ \ell \quad \text{portanto } X\ g = \frac{5\ g \times 8\ \ell}{1\ \ell}$$

X= 40 g de sal em 8 ℓ de água.

c) Pese o sal

Com o auxílio de uma balança, pese o sal na quantidade adequada ao volume da embalagem ou caixa de transporte e à espécie de peixe.

d) Adicione o sal à água de transporte

Adicione e dissolva o sal na água de transporte.

Atenção

1. Algumas espécies de peixes como o piau (piauçu, piavuçu) toleram concentração menor de sal, devendo ser usado 2 gramas por litro de água no transporte. Consulte um técnico especializado sobre as outras espécies de peixes.

2. Para auxiliar a adição de sal e evitar a necessidade de o pesar sempre, padronize medidas como potes e colheres, que contenham o sal na quantidade exigida para cada tipo de embalagem de transporte utilizada.

3.3.2 Coloque os alevinos na embalagem de transporte

Com o auxílio da peneira utilizada para contar os alevinos, transfira a quantidade já definida para a embalagem de transporte, respeitando a densidade máxima de 500 g de alevinos por embalagem.

3.3.3 Adicione oxigênio à embalagem de transporte

Após transferir os alevinos na quantidade recomendada para a embalagem preparada com água e sal, adicione oxigênio.

Atenção

Para viagens de curta duração (2 a 3 h), coloque no saco plástico 1/3 do volume de água e 2/3 de oxigênio. Em viagens mais longas, coloque 1/4 do volume de água e 3/4 de oxigênio.

3.3.4 Faça o fechamento da embalagem

Feche a embalagem adequadamente, utilizando uma liga de borracha reforçada ou tira de câmara de ar de pneus.

Pisciculturas de grande porte que comercializam alevinos possuem máquinas próprias para essa finalidade, que utilizam grampos de alumínio para o fechamento das embalagens.

4. Oriente o seu cliente

No momento da venda dos alevinos, é importante orientar o cliente sobre como proceder ao transporte, ao povoamento e à alimentação inicial dos alevinos.

- **Transporte dos alevinos**

O transporte deve ser realizado pela manhã, da maneira mais rápida possível até chegar ao destino final para que os alevinos não consumam todo o oxigênio da embalagem. Acondicione os sacos em local protegido do sol e do calor, tomando cuidado para não perfurá-los. Se o transporte for em veículo fechado, pode ser utilizado o ar-condicionado para reduzir levemente a temperatura e assim o metabolismo dos peixes.

- **Povoamento**

No momento do povoamento, os alevinos devem ser aclimatados ao novo ambiente. Para isso, deixe a embalagem flutuando na sombra durante 15 minutos para igualar a temperatura. Após este

procedimento, abra a embalagem e transfira lentamente, durante 2 a 3 minutos, água do tanque para seu interior até enchê-lo. Isto é necessário para igualar os parâmetros físico-químicos da água, como o pH, evitando mortalidade pela alteração brusca. Feito isso, incline a boca da embalagem para o interior do tanque e deixe que os alevinos saiam lentamente.

- **Alimentação inicial**

Durante a primeira semana, forneça diariamente aos alevinos o equivalente a 20% do peso vivo deles em ração extrusada farelada ou com grão de 1mm, com 40 a 42% de proteína bruta, dividida em 4 refeições diárias. Após a primeira semana, forneça a quantidade indicada pelo fornecedor de ração.

Exemplo:

1.000 alevinos de 0,5 grama cada = 500 gramas de peso vivo.

20 % de 500 gramas = 100 gramas por dia.

100 gramas / 4 tratos = 25 gramas por refeição.

Considerações Finais

Esta cartilha apresentou procedimentos gerais que permitem ao produtor rural ou ao piscicultor desenvolver a reprodução artificial, a larvicultura e a alevinagem das principais espécies de peixes nativos migradores do Brasil. Entretanto, é de extrema importância, a busca de informações técnicas específicas sobre a espécie de peixe que se deseja trabalhar, já que cada uma apresenta particularidades no manejo que podem determinar maior produtividade e retorno econômico.

O conhecimento da produção e do mercado de pescado na região em que a propriedade rural encontra-se inserida é fundamental para avaliar a demanda para o que se deseja produzir.

Se possível, o produtor deve visitar outras pisciculturas que realizam a atividade aqui descrita, a fim de conhecer melhor as instalações, a mão de obra e as operações diárias exigidas.

Referências

Rodrigues, A. P. O. [et al.]. **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos.** Brasília, DF: Embrapa 2013. 440 p.

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. **Produção da Pecuária Municipal 2013. Volume 41**.

Júnior, D. P. S. [et al.]. **Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui.** Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2012. 30 p.

De Freitas, R. T. F. [et al.]. **Espécies exóticas e nativas de importância para a piscicultura brasileira.** Lavras: UFLA, 2011. 67 p.

A. T. M.; Leal, M. C.; Sallum, W. B. **Reprodução das principais espécies de peixes nativos.** Lavras: UFLA, 2011. 94 p.

Fracalossi, D. M.; Cyrino, J. E. P. **Nutriaqua: nutrição e alimentação de espécies de interesse para aquicultura brasileira.** Florianópolis: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, 2013. 375 p.

Inoue, L. A. K. A. A Larvicultura e a Alevinagem do Pintado e do Cachara. Revista Panorama da Aquicultura, v. 12, n. 74, 2002.

Navarro, R. D.; Navarro, F. K. S. P.; Filho, J. T. S.; Filho, O. P. R. Nutrição e alimentação de reprodutores de peixes. Revista Augustus, n. 30, 2010.

Da Silva, A. B.; Vinatea, J. E.; Bocanegra, F. A. Manual de reproducción de peces Colossoma sp, “pacu” y “tambaqui”. Disponível em: < http://www.fao.org/3/contents/391d6836-ae01-530a-9df5-941c5eadbe94/AB491S01.htm#chI>. Acesso em: 20 de dezembro de 2016.

Júnior, D. P. S; Povh, J. A.; Fornari, D. C.; Galo, J. M.; Guerreiro, L. R. J.; De Oliveira, D.; Digmayer, M.; De Godoy, L. C. **Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui.** Teresina, PI: Embrapa Meio Norte, Documentos 212, 2012.

REVISAN
CAIXA DE TRANSPORTE

SENAR

Formação
Profissional Rural

http://ead.senar.org.br

SGAN 601 Módulo K
Edifício Antônio Ernesto de Salvo • 1º Andar
Brasília-DF • CEP: 70.830-021
Fone: +55(61) 2109-1300

www.senar.org.br