

## Recomendações Técnicas para a Reprodução do Tambaqui



ISSN 0104-866X

Abril, 2012

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Embrapa Meio-Norte  
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

## **Documentos 212**

### **Recomendações Técnicas para a Reprodução do Tambaqui**

*Danilo Pedro Streit Júnior  
Jayme Aparecido Povh  
Darci Carlos Fornari  
Juliana Minardi Galo  
Luis Ricardo Jayme Guerreiro  
Diego de Oliveira  
Melanie Digmayer  
Leandro Cesar de Godoy*

Embrapa Meio-Norte  
Teresina, PI  
2012

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

**Embrapa Meio-Norte**

Av. Duque de Caxias, 5.650, Bairro Buenos Aires  
Caixa Postal 01  
CEP 64006-220, Teresina, PI  
Fone: (86) 3089-9100  
Fax: (86) 3089-9130  
Home page: [www.cpamn.embrapa.br](http://www.cpamn.embrapa.br)  
Email: [sac@cpamn.embrapa.br](mailto:sac@cpamn.embrapa.br)

**Comitê de Publicações**

Presidente: *Rosa Maria Cardoso Mota de Alcantara*  
Secretário-administrativo: *Manoel Gevandir Muniz Cunha*  
Membros: *Humberto Umbelino de Sousa, Lígia Maria Rolim Bandeira, Igor Outeiral da Silva, Orlane da Silva Maia, Braz Henrique Nunes Rodrigues, João Avelar Magalhães, Laurindo André Rodrigues, Ana Lúcia Horta Barreto, Izabella Cabral Hassum, Bruno de Almeida Souza, Francisco de Brito Melo, Francisco das Chagas Monteiro, Marcos Jacob de Oliveira Almeida*

Supervisão editorial: *Lígia Maria Rolim Bandeira*  
Revisão de texto: *Edsel Rodrigues Teles*  
Normalização bibliográfica: *Orlane da Silva Maia*  
Capa e editoração eletrônica: *Jorimá Marques Ferreira*  
Foto da capa: *Roger Crescêncio*

Organizadores: Danilo Pedro Streit Júnior  
Fabíola Helena dos Santos Fogaça  
Angela Puchnick Legat

**1ª edição**

*Online* (2012)

**Todos os direitos reservados.**

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

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Embrapa Meio-Norte

---

Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui / Danilo Pedro Streit Júnior ... [et al.]. - Teresina : Embrapa Meio-Norte, 2012.

30 p. ; 21 cm. - (Documentos / Embrapa Meio-Norte, ISSN 0104-866X ; 212).

1. Peixe de água doce. 2. Reprodutor. 3. Manejo. 4. Desova. I. Streit Júnior, Danilo Pedro. II. Embrapa Meio-Norte. III. Série. CDD 639.31 (21. ed.)

---

© Embrapa, 2012

## **Autores**

### **Danilo Pedro Streit Júnior**

Oceanólogo, D. Sc. em Zootecnia,  
professor da Universidade Federal do Rio  
Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS  
danilo.streit@ufrgs.br

### **Jayme Aparecido Povh**

Zootecnista, D. Sc. em Zootecnia, professor  
da Universidade Federal do Mato Grosso,  
Cuiabá, MT  
jayme.peixegen@gmail.com

### **Darci Carlos Fornari**

Zootecnista, M. Sc. em Zootecnia,  
doutorando em Zootecnia na Universidade  
Estadual de Maringá (UEM), Maringá, PR  
drfornari@hotmail.com

**Juliana Minardi Galo**

Zootecnista, M. Sc. em Produção Animal (Piscicultura), professora do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Rondônia – IFRO, Arquimedes, RO  
juliana.galo@ifro.edu.br

**Luis Ricardo Jayme Guerreiro**

Biólogo, M. Sc. em Zootecnia, doutorando em Zootecnia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS  
luisbandeirantes@hotmail.com

**Diego de Oliveira**

Engenheiro-agrônomo, mestrando em Zootecnia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS  
diegodeoliveira1982@yahoo.com.br

**Melanie Digmayer**

Zootecnista, M. Sc. em Produção Animal, doutoranda em Zootecnia na Universidade Estadual de Maringá (UEM), Maringá, PR  
melanie.peixegem@gmail.com

**Leandro Cesar de Godoy**

Zootecnista, M. Sc. em Aquicultura, doutorando em Zootecnia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS  
godoyaqua@yaghoo.com.br

## Agradecimentos

A equipe de pesquisa do Grupo Aquam-PeixeGen (UFRGS e UEM) agradece ao SEBRAE-RO, à Piscicultura Boa Esperança de Pimenta Bueno (RO), às pisciculturas Buriti (MT) e Delicious Fish (MT) pela parceria na execução dos experimentos e em especial ao Ministério da Pesca e Aquicultura, ao CNPq e à Embrapa pelo financiamento do projeto AQUABRASIL, Projeto Componente “Melhoramento Genético de organismos aquáticos”.

Também agradece a todos os colaboradores e amigos que de alguma forma contribuíram para o sucesso das pesquisas e para a geração das informações técnicas contidas neste documento.

# Apresentação

Das espécies nativas brasileiras, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) é a mais produzida em cativeiro. Quase a totalidade da produção desse animal puro ocorre nos estados da região Norte do Brasil, com destaque para Rondônia. No Mato Grosso, existe grande produção do híbrido tambacu (tambaqui x pacu-caranha, *Piaractus mesopotamicus*). Isso se deve à popularidade do pacu-caranha na bacia do rio Paraguai e do repasse de tecnologia, no início dos anos 1980, do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Peixes Continentais (Cepta), que recomendava a produção do híbrido com o objetivo de explorar o potencial de crescimento do tambaqui associado à resistência do pacu a temperaturas amenas. Atualmente, outro híbrido bastante produzido é o tambatinga, cruzamento de duas espécies amazônicas (tambaqui x pirapitinga, *Piaractus brachypomus*) com características produtivas parecidas com as do tambacu, mas com destaque para a cor prateada e o opérculo avermelhado, os quais chamam a atenção do consumidor.

Desse modo, este manual vai tratar exclusivamente da tecnologia aplicada à reprodução do tambaqui, desenvolvida pela UFRGS, UEM e UFMT com apoio da Embrapa, por meio do Programa de Melhoramento Genético de Organismos Aquáticos, no âmbito do projeto AQUABRASIL.

*Hoston Tomás Santos do Nascimento*  
Chefe-Geral da Embrapa Meio-Norte

## Sumário

Característica reprodutiva do tambaqui .....	11
Montagem do plantel de reprodutores .....	12
O processo reprodutivo .....	13
Identificação do plantel .....	13
Monitoramento genético .....	15
Manutenção do plantel de reprodutores .....	15
Alimentação .....	15
Estocagem dos reprodutores de tambaqui .....	17
Tamanho dos animais estocados .....	17
Manejo de reprodução .....	18
Seleção dos reprodutores .....	18
Indução hormonal .....	21
Hipofiseação .....	21
Extrusão dos gametas .....	23
Hidratação e ativação do sêmen .....	25



<b>Sistema de desova seminatural .....</b>	<b>26</b>
<b>Incubação dos ovos de tambaqui .....</b>	<b>27</b>
<b>Taxa de fertilização dos ovos de tambaqui .....</b>	<b>28</b>
<b>Taxa de eclosão das larvas de tambaqui .....</b>	<b>29</b>
<b>Manejo de incubadora .....</b>	<b>29</b>

# Recomendações Técnicas para a Reprodução do Tambaqui

---

*Danilo Pedro Streit Júnior*  
*Jayme Aparecido Povh*  
*Darci Carlos Fornari*  
*Juliana Minardi Galo*  
*Luis Ricardo Jayme Guerreiro*  
*Diego de Oliveira*  
*Melanie Digmayer*  
*Leandro Cesar de Godoy*

## Característica reprodutiva do tambaqui

Uma potencial espécie de peixe para produção em cativeiro deve apresentar algumas características, como fácil adaptação ao cativeiro, aceitação de rações comerciais, rusticidade no manejo, resistência às doenças, reprodução dominada em laboratório e carne saborosa e atrativa ao consumidor.

O tambaqui se enquadra em muitas dessas características, e sua reprodução em laboratório já está dominada. Em cativeiro, atinge idade reprodutiva entre 4 e 5 anos, com tamanho de 55 cm, sendo que as fêmeas podem desovar até duas vezes por ano.

## **Montagem do plantel de reprodutores**

A estratégia de montagem do plantel de reprodutores deve evitar a consanguinidade ou parentesco entre eles. Isso não acontece facilmente, pois um casal pode dar origem a centenas de novos reprodutores irmãos. No passado, uma alternativa adotada para evitar a endogamia era a captura de animais selvagens em rios e sua introdução no plantel. Porém, atualmente, inúmeros problemas e dúvidas dificultam esta estratégia, como:

- Os animais são encontrados apenas em lugares remotos, tornando sua captura cara e trabalhosa.
- Leis ambientais para captura e transporte são rigorosas para qualquer tipo de ação com animais silvestres.
- A adaptação em cativeiro pode demorar muito tempo ou nunca acontecer, não proporcionando respostas zootécnicas produtivas positivas.
- A captura de um animal velho que não atingiu o tamanho peculiar à espécie, por restrição alimentar ou herança genética, faz com que essa característica seja repassada a seus descendentes.
- A obtenção de animais selvagens, geneticamente puros, está cada vez mais remota.

Assim, a disponibilidade de um número adequado de animais existentes em cativeiro deve ser considerada estratégia de segurança para a produção em larga escala da espécie, de forma a garantir alevinos de qualidade para as fazendas de engorda. Para formação do plantel, devem-se obter animais de diferentes produtores e regiões do Brasil, sendo que uma avaliação genética prévia desses animais pode ser realizada por meio de parcerias com universidades e centros de pesquisa.

## O processo reprodutivo

O processo reprodutivo começa bem antes da liberação dos gametas. Na verdade, ocorre logo após a última reprodução ou assim que os reprodutores atingem a maturidade, entre 2 e 3 anos. Deste modo, a preparação dos animais, de forma a permitir uma produção de gametas de qualidade durante o período reprodutivo, estará diretamente relacionada ao manejo, realizado ao longo do ano, à qualidade da dieta recebida, à estocagem adequada dos reprodutores e ao efetivo cuidado com a qualidade da água e bem-estar dos indivíduos.

## Identificação do plantel

A identificação individual no plantel de reprodutores é uma maneira eficiente de controle da reprodução, que certamente trará um retorno considerável na produtividade dos lotes. Nos laboratórios de produção de alevinos de tambaqui, esta é uma estratégia raramente adotada, porém de extrema utilidade. A importância de se marcar individualmente os reprodutores é conhecer o potencial reprodutivo de cada animal e descartar animais menos produtivos.

A identificação individual é possível de forma segura e eficiente por meio da marcação do animal com *microchip* (Figura 1), que contém uma combinação de número e/ou letras e permite fazer um histórico de sua vida.

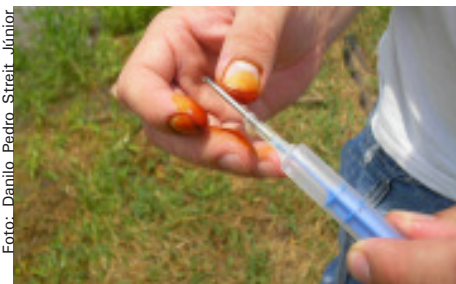
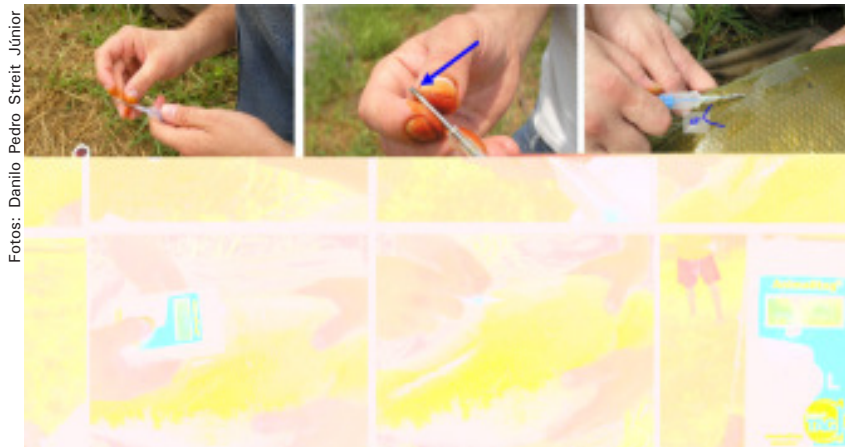


Foto: Danilo Pedro Streit Júnior

**Figura 1.** *Microchip* utilizado para identificação de reprodutores de tambaqui (*Colossoma macropomum*).

A aplicação e o monitoramento do *microchip* são fáceis (Figura 2). Porém, devem-se tomar alguns cuidados:

- Os *microchips* devem ser imersos em solução de iodo antes de colocados no aplicador para introdução nos reprodutores.
- O *microchip* deve ser inserido na ponta da agulha do aplicador embebido da solução esterilizadora, para ser introduzido no reprodutor.
- O local de introdução do *microchip* deverá ser na base da nadadeira dorsal, observando-se a inclinação do aplicador (45°).
- Antes da introdução do *microchip* no reprodutor de tambaqui, é necessária a contenção do animal com o uso de anestésico (benzocaína na concentração de 100 mg/L de água, em banhos de imersão até leve sedação).
- O leitor de *microchip* deve ser manejado de forma a fazer a identificação do animal.
- A identificação do animal é observada na tela do leitor de *microchip*. Cabe ressaltar que existem inúmeros modelos de leitores. Alguns podem realizar a leitura de um ou mais de um tipo de *microchip*.



Fotos: Danilo Pedro Streit, Júnior

**Figura 2.** Demonstração da aplicação do *microchip* e do uso do leitor para identificação dos reprodutores de tambaqui (*C. macropomum*).

## **Monitoramento genético**

A identificação genética é outra estratégia que pode ser adotada com a finalidade de otimizar os índices reprodutivos. Durante a reprodução, o cruzamento dos indivíduos dentro de um plantel não deve ser aleatório. Se não houver o conhecimento de quem são os pais dos animais que serão utilizados na formação do plantel de reprodutores, poderá ocorrer um elevado fator endogâmico (consanguinidade).

De modo geral, as técnicas de biologia molecular com base na utilização do microssatélite ou RAPD permitem mapear a composição genética de um plantel, identificando, assim, os cruzamentos indesejados e evitando o aumento da consanguinidade.

O custo para adotar essas estratégias de identificação individual e genética do plantel dilui-se ao longo do tempo e, indiretamente, trará benefícios que poderão ser explorados com agregação de valor nos alevinos produzidos, garantindo sua procedência.

## **Manutenção do plantel de reprodutores**

A manutenção dos reprodutores deve ocorrer o ano todo. Este manejo diz respeito, especialmente, à alimentação e à densidade de estocagem adequada. No caso do cultivo de tambaqui, idade e tamanho devem ser priorizados.

### **Alimentação**

É fato que a aplicação de um manejo alimentar de manutenção dos reprodutores ao longo do ano garantirá alevinos de qualidade e saudáveis.

Contudo, informações científicas a respeito deste assunto são raras, e o manejo praticamente individualizado de cada laboratório dificulta a padronização de um procedimento ou manejo na piscicultura.

Sabe-se que a oferta de dieta para os reprodutores modifica-se ao longo do ano à medida que a fisiologia reprodutiva do tambaqui se altera. Portanto, devem-se ministrar três regimes alimentares aos reprodutores de tambaqui: 1) dieta de recuperação logo após os animais terem sido submetidos aos processos reprodutivos; 2) dieta de manutenção ao longo do tempo e 3) restrição alimentar antes do período reprodutivo, que é de extrema importância para uma boa produtividade.

Por exemplo: se o período reprodutivo de uma determinada região inicia-se em outubro e encerra-se em março, a oferta de alimento deve ser generosa, algo como 3% do peso vivo/dia até aproximadamente 90 dias antes de outubro, ou seja, até o mês de junho, período da vitelogênese (amadurecimento das gônadas). Animais manejados no início do período reprodutivo devem receber a oferta mencionada, enquanto os que ainda não foram manejados devem continuar sofrendo restrição alimentar. Por isso, a importância da identificação dos reprodutores com *microchip*, separados em lotes de reprodutores, em diferentes tanques.

Durante a restrição alimentar, a oferta deve ser de no máximo 0,5% do peso vivo/dia, evitando assim o acúmulo de gordura na região abdominal comum nas espécies reofílicas (que sobem os rios para se reproduzir). Esse acúmulo compete por espaço com as gônadas e prejudica o desenvolvimento dos animais. Para os reprodutores em manutenção, a restrição alimentar estimula sua maturação.

Outra recomendação importante diz respeito a como deve ser oferecida a porção de ração diária: dividida em no máximo três ou quatro partes. O

ideal é distribuir o lanço em pelo menos três pontos distintos do tanque. Este manejo evita a interação negativa dos animais, que dificulta o acesso dos menores e mais fracos ao alimento, prejudicando a produtividade posteriormente. Embora nas espécies reofllicas nativas a hierarquia entre os animais não seja tão intensa, ela ocorre em maior ou menor intensidade. O teor de proteína na ração, em geral, é de 28% de proteína bruta (PB) para manutenção e até 36% de PB na fase de vitelogênese (antes da reprodução).

### **Estocagem dos reprodutores de tambaqui**

A estocagem recomendada para os tamanhos de menor porte (até 3 kg) pode ser de um peixe/5 m<sup>2</sup>. Para animais maiores, a densidade de estocagem pode chegar a um peixe/10 m<sup>2</sup>.

### **Tamanho dos animais estocados**

O tambaqui, por ser uma espécie de grande porte, dificulta o manejo dos reprodutores, tanto na captura quanto na indução hormonal. Quanto maiores os reprodutores, maior será a mão de obra durante a captura, tornando dispendioso o processo. Do mesmo modo, será mais difícil a manipulação dos peixes em laboratório, e a quantidade de hormônios para a indução deles será maior.

Pode-se imaginar que um animal maior poderá produzir um número significativamente elevado de ovócitos, o que não é verdade. A partir de certo tamanho, (6 kg a 7 kg), a quantidade de ovócitos fica em torno de 4% a 5% do peso do animal, enquanto indivíduos menores podem chegar a 12% desse peso.



## Manejo de reprodução

O período reprodutivo das espécies reofílicas ocorre historicamente na primavera, em locais onde as estações são claramente definidas. Porém, em regiões como o Centro-Oeste, Norte e Nordeste do Brasil, a reprodução pode ocorrer mesmo em períodos de menor luminosidade, como os meses de maio a agosto. O período pode estar relacionado, especialmente, à percepção de quem maneja o plantel, que avalia se os animais estão aptos para a reprodução.

### Seleção dos reprodutores

a) Evitar o estresse dos animais que serão induzidos é o principal fator a ser considerado. O estresse sofrido pelos animais com as sucessivas passadas de redes para a seleção sistematicamente leva a uma retenção dos ovócitos. Assim, é importante que a estocagem dos animais obedeça ao que ocorre tradicionalmente durante os diferentes momentos do período reprodutivo. Por exemplo, em um laboratório, no plantel de tambaqui, existe um grupo de fêmeas que sempre estão aptas a liberarem gametas nos 15 primeiros dias de setembro, com variação de 7 a 10 dias entre cada ano. Assim, esses animais devem estar em tanques separados e identificados com *microchip*. Isso permitirá saber quando se deve iniciar o manejo de seleção, evitando consideravelmente o estresse dos reprodutores, tanto os selecionados quanto os demais que ficaram no tanque.

b) Selecionar os animais com um número de pessoas e equipamentos adequados é fundamental. Isto implica ter condutores experientes no manejo da rede de arrasto, especialmente os da extremidade da rede, que irão determinar o ritmo de condução (Figura 3). A rede a ser utilizada para a captura deve fundamentalmente ter o tamanho da malha adequado, para evitar malhar os animais selecionados. Também deve haver equipamento adequado para a captura – puçás, sacolas, luvas, etc. –, os quais

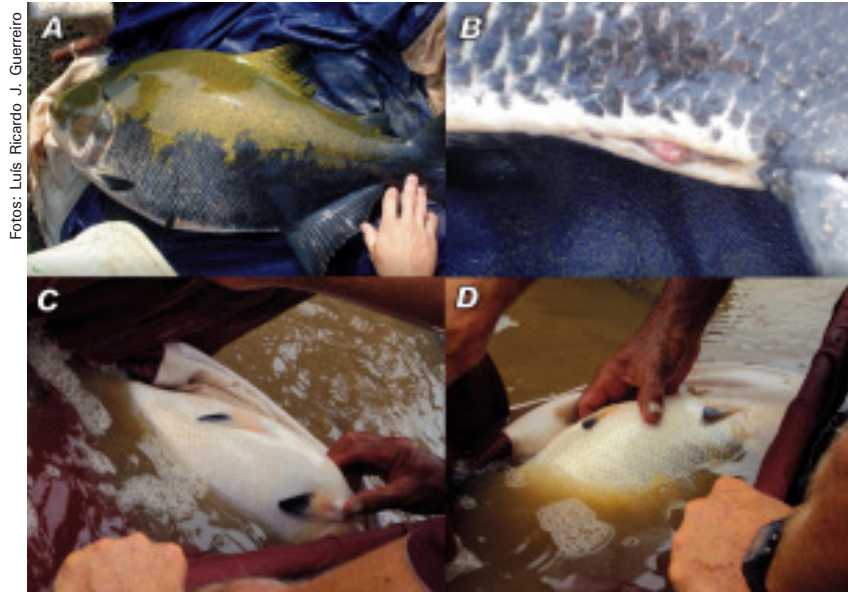
contribuem decisivamente para a melhor condução do manejo. Uma boa opção é a utilização de sacos plásticos, sempre contendo água no momento de transferir o animal da rede até a caixa de transporte. Esse método evita a descamação e consequentes ferimentos.



Foto: Danilo Pedro Streit Júnior

**Figura 3.** Captura de reprodutores para indução hormonal.

c) Na seleção de reprodutores para a indução hormonal, é necessário certificar-se de que os animais estejam em condições ideais, ou seja, aptos para a reprodução. Na prática, se as gônadas não estiverem desenvolvidas até o estágio de maturação adequado, não responderão positivamente à indução. O reconhecimento do sexo nos peixes é muito difícil, especialmente nos reofílicos, a não ser no período da reprodução, quando estas espécies apresentam características sexuais secundárias. Nas fêmeas, por exemplo, o ventre fica mais abaulado e macio, a abertura urogenital intumescida, saliente e avermelhada. No entanto, deve-se tomar cuidado para não confundir o ventre abaulado de fêmeas aptas para a desova com peixes recém-alimentados ou gordos. Os machos liberam algumas gotas de sêmen, quando pressionados levemente no abdômen, no sentido do opérculo para o poro urogenital. Estas características podem ser vistas na Figura 4.



**Figura 4.** Características reprodutivas visualizadas nos reprodutores de tambaqui (A). Detalhe do poro urogenital avermelhado e intumescido da fêmea (B). Detalhe do ventre abaulado da fêmea (C). Pressão no ventre dos machos para verificar espermição (D).

d) O transporte dos animais do tanque até o laboratório para aplicação hormonal deve ser o mais rápido e cuidadoso possível (Figura 5). A caixa de transporte deve conter água limpa com oxigênio, na mesma temperatura da água do viveiro. Da mesma forma, deve-se tomar esse cuidado no laboratório.



**Figura 5.** Captura e transporte dos reprodutores para o laboratório. Cuidado ao manipular os peixes (A). Acomodação do peixe nas malhas de transporte (B). Detalhe do peixe totalmente imobilizado e protegido (C).

## **Indução hormonal**

Os peixes reofílicos, quando em cativeiro, necessitam de um estímulo hormonal exógeno, uma vez que, em confinamento, não ocorrem a maturação final do ovócito e a desova espontânea das fêmeas nos tanques, ou a liberação de uma boa quantidade de sêmen. A utilização do hormônio permite que o peixe continue o desenvolvimento ovocitário até a liberação. Caso não ocorra a indução hormonal em peixes maduros, estes ovócitos serão reabsorvidos em um processo conhecido como regressão gonadal.

### **Hipofisação**

O extrato de hipófise tem uma grande vantagem, sua praticidade. Sua manipulação é relativamente simples, o que reflete a larga utilização no País. É comercializado liofilizado, em um frasco âmbar, livre de umidade. O mais utilizado é o extrato de hipófise de carpa.

Para obtenção dos gametas, inicialmente, calcula-se a quantidade de extrato de hipófise a ser injetado com base no peso do animal. Para a fêmea, adotamos a utilização de 5,5 mg de extrato de hipófise/kg do peso vivo e, para os machos, 2,5 mg de extrato de hipófise/kg de peixe vivo. Assim, uma fêmea de tambaqui pesando 5 kg e um macho da mesma espécie com 3 kg precisarão de, respectivamente, 27,5 mg e 7,5 mg de hipófise.

Após a etapa de cálculo da quantidade de extrato de hipófise a ser utilizada em cada um dos sexos, a hipófise liofilizada é pesada e macerada em um graal, adicionando-se uma gota de vaselina ou glicerol para melhorar a maceração, até transformar as hipófises em uma massa (Figura 6). Feito isso, é hora de passar o estado sólido para um veículo que seja capaz de conduzi-lo ao interior dos animais. Para isso, utiliza-se o soro

fisiológico de 0,7% a 0,9%, que dilui o macerado de extrato de hipófise. Estima-se que, para cada 4 mg de extrato de hipófise, utiliza-se 1 ml de soro fisiológico. De acordo com o exemplo acima, uma fêmea necessita de 6,5 ml de soro fisiológico e o macho, 1,75 ml.



Foto: Danilo Pedro Streit Júnior

**Figura 6.** Material para preparo do extrato de hipófise.

A solução hormonal é injetada sob a nadadeira peitoral do animal, intramuscular ou intraperitoneal. Salienta-se que a agulha deve ser conduzida da cabeça em direção à cauda, para desviar do coração.

Para a fêmea, 10% da dose total é aplicada inicialmente e, após 12 horas, o restante. No exemplo, as fêmeas recebem inicialmente 0,65 ml e 5,85 ml 12 horas depois. Nos machos, a dose total deve ser aplicada no momento da segunda aplicação das fêmeas. O tempo varia em função da temperatura da água e é chamado de hora-grau (soma do total de horas a uma temperatura média da água). Para o tambaqui, a média é de 215 horas-grau/temperatura média de 28,05 °C, podendo variar de 200 a 300 horas-grau segundo o manejo e a qualidade dos reprodutores utilizados.

Caso o intervalo de horas entre as duas aplicações nas fêmeas seja muito extenso, pode ocorrer a reabsorção dos ovócitos, em função do estresse a que as fêmeas são submetidas. A liberação ainda poderá ocorrer de forma espontânea no aquário. Isso acontece geralmente no final do período reprodutivo. Evita-se a liberação dos ovócitos realizando uma sutura sobre o poro urogenital (Figura 7).

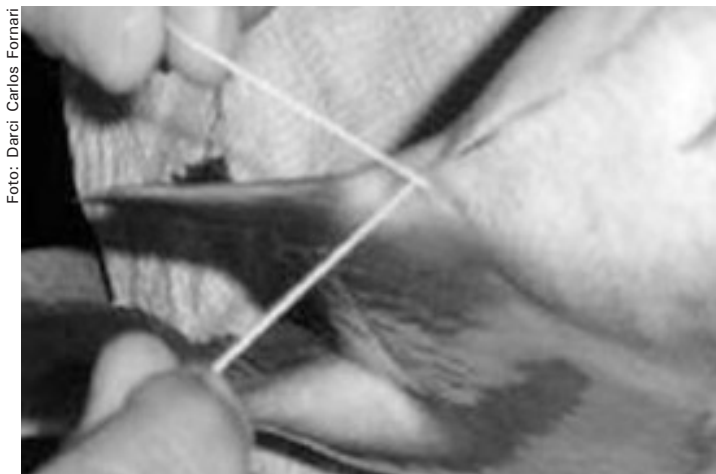


Foto: Darci Carlos Fornari

**Figura 7.** Sutura do poro urogenital, para evitar a desova espontânea no aquário.

### **Extrusão dos gametas**

A partir da hora-grau estabelecida, após a segunda indução nas fêmeas, deve ser verificado se elas estão aptas a liberar os óvulos (desova) e se os machos estão aptos a liberar o esperma (espermição). O reprodutor é retirado do aquário cuidadosamente para evitar estresse e perda de ovócitos. Se possível, é interessante anestésiar o animal. Em seguida, o animal deve ser colocado em uma superfície macia, enrolado em pano seco. É realizada a massagem abdominal, no sentido da cabeça para cauda, observando fácil liberação de óvulos nas fêmeas (Figura 8) ou de uma boa quantidade de esperma nos machos.



**Figura 8.** Extrusão dos óvulos de fêmea de tambaqui (A, B, C e D). Coleta de sêmen de macho de tambaqui (E e F).

Os óvulos são recolhidos em uma vasilha limpa e seca, para evitar a hidratação dos ovócitos e consequente fechamento da micrópila (região por onde o espermatozoide entra), reduzindo sensivelmente a taxa de fertilização.

O sêmen deve ser colocado sobre os ovócitos recolhidos (Figura 9). O sêmen de tambaqui tem a concentração de  $8,5 \times 10^9$  espermatozoides/ml, considerada alta. Para boa fecundação, a quantidade de espermatozoides por ovócito é 90.000. Dessa forma, 1,0 ml de sêmen é capaz de fertilizar 95.000 óvulos. Cada grama de óvulos de tambaqui contém cerca de 1.200 ovócitos; portanto, 1,0 ml de sêmen de boa qualidade poderá fecundar 80 g de ovócitos.



**Figura 9.** Fertilização dos óvulos com sêmen de tambaqui (a quantidade de sêmen utilizada para fertilizar os ovócitos está adequada) (A). Manejo para fertilização induzida com pena (B).

Fotos: Danilo, Pedro, Streit, Júnior

A quantidade de sêmen para a fertilização dos ovócitos deve ser bem medida. Uma alíquota diminuta poderia causar uma subfertilização (quantidade insuficiente de espermatozoides para a massa de óvulos); já uma alíquota exagerada poderia causar uma superfertilização (polispermia). As duas situações provocam uma baixa taxa de fertilização.

### Hidratação e ativação do sêmen

A hidratação é outro passo importante. Deve-se ter em mente que pouca água não ativa todos os espermatozoides, assim como uma grande quantidade de água poderá diluir sensivelmente o sêmen, dificultando a penetração do espermatozoide na micrópila. O volume de água deve ser em torno de 10 vezes o volume do ovócito, portanto, 100 g de ovócitos recebem 1000 ml de água. Um a dois minutos após a fecundação, os ovos já podem ser transferidos para a incubadora (Figura 10).

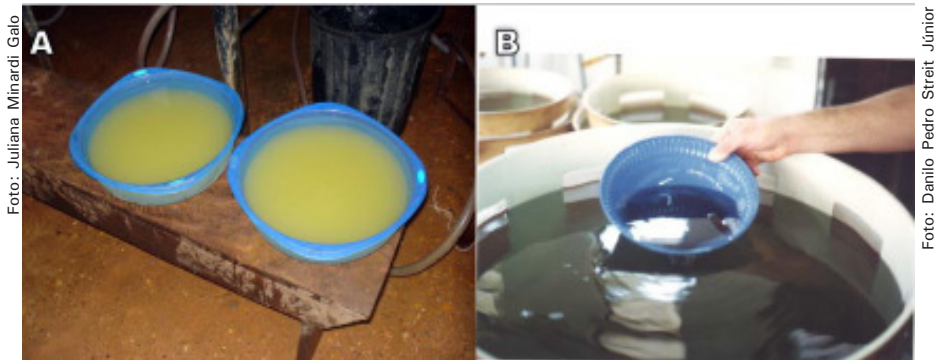


Foto: Juliana Minardi Galo

Foto: Danilo Pedro Streit Júnior

**Figura 10.** Hidratação dos ovos após fertilização (A). Colocação dos ovos na incubadora (B).



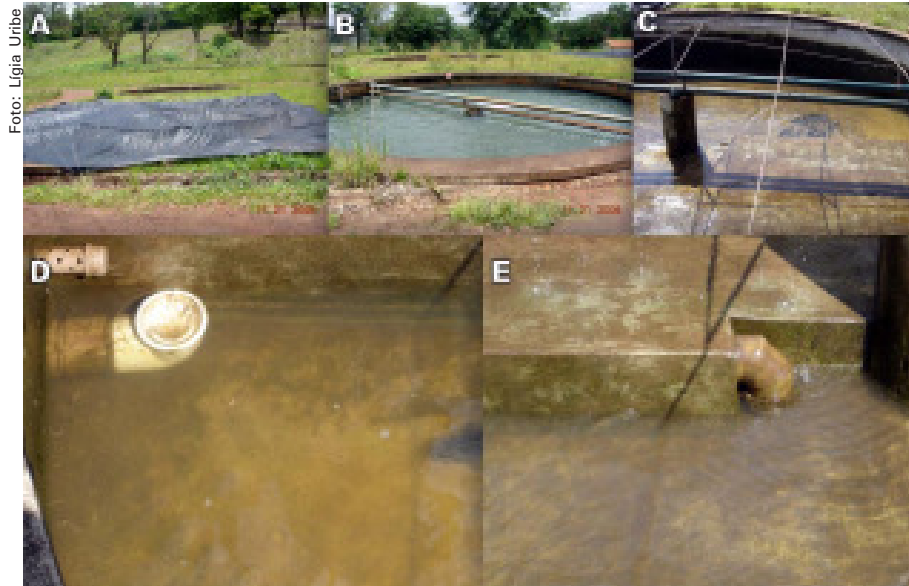
## **Sistema de desova seminatural**

Este é um processo de obtenção dos gametas cada vez mais popularizado em razão de alguns motivos, dentre os quais o bem-estar dos animais, a menor perda de reprodutores, a manutenção da variabilidade genética na prole obtida, o manejo menos trabalhoso e melhores taxas de fertilização e eclosão. Todavia, deve ser destacado que, nesse processo, os animais devem estar em um fator de condição excelente, ou seja, bem alimentados e manejados durante o período de preparação dos animais.

O procedimento para a reprodução seminatural é semelhante ao descrito anteriormente, até a segunda indução hormonal. Após este passo, os animais devem ser conduzidos para um tanque redondo, com um sistema de água que produza um fluxo corrente, simulando uma correnteza. Este tanque redondo deve possuir uma cavidade inferior côncava, com um ralo no meio para o escoamento dos ovos à medida que machos e fêmeas, nadando juntos, liberem os gametas e propiciem a fertilização. Os ovos de tambaqui, depois de fecundados, vão para o fundo do tanque, daí a importância do fundo côncavo com um ralo no centro. Outro fator importante é a velocidade da água que entra para permitir a formação da correnteza. Esta velocidade deve ser tal que produza uma corrente contra a qual os animais nadem, sendo estimulados a liberar os gametas, mas não deve ser muito forte para ocorrer choque mecânico entre os ovos (Figura 11).

Deve-se ressaltar que, independentemente do número de animais estocados no tanque de reprodução seminatural, a proporção entre machos e fêmeas deve ser de 1:1.

Os ovos que são captados no ralo, localizado no fundo côncavo do tanque redondo, são conduzidos pela tubulação por gravidade para uma incubadora abaixo da linha do tanque. Assim, ficam retidos e em seguida são levados para as incubadoras definitivas, onde os embriões continuarão a se desenvolver.



**Figura 11.** Sistema de desova seminatural. Tanque coberto para aclimação dos animais (A). Tanque circular para nado pareado dos animais durante a liberação dos gametas (B). Detalhe do tanque (C). Detalhe do ralo onde são captados os ovos (D). Entrada de água no sistema (E).

## Incubação dos ovos de tambaqui

Este é o processo final de toda a etapa que começa com a preparação dos reprodutores. A incubação vai depender essencialmente de uma boa qualidade da água (temperatura, oxigênio, pH, dureza, alcalinidade, etc.) e da velocidade de seu fluxo.

Parâmetros como oxigênio, dureza e alcalinidade são bem semelhantes para todas as espécies. O ideal é a utilização de água com cerca de 5 mg a 7 mg de oxigênio dissolvido/litro, dureza e alcalinidade acima de 30 mg/L, pH entre 7 e 8 e temperatura entre 26 °C e 29 °C.

Outro aspecto que deve ser considerado durante a incubação dos ovos de tambaqui diz respeito à velocidade da água que abastece as incubadoras.

O choque mecânico entre os ovos ocorre em função de uma velocidade muito alta da água que abastece as incubadoras. Por outro lado, uma velocidade pequena fatalmente incorre na infestação da superfície externa do córion com esporos de fungos, além da possibilidade de os embriões não estarem sendo supridos com uma quantidade suficiente de oxigênio. Assim, durante a incubação, a velocidade divide-se em três partes: no primeiro terço, de 1 a 2 L/minuto; no segundo terço, de 3 a 4 L/minuto; no terço final, de 5 a 6 L/minuto.

### Taxa de fertilização de ovos de tambaqui

Este é um procedimento bastante corriqueiro e deve ser realizado de maneira bastante rigorosa, pois essa estimativa trará uma boa noção da produção obtida. Assim, deve ser realizada após seis horas de incubação.

Uma alíquota ou pequena porção deve ser retirada da incubadora com uma mangueira. Coloca-se uma amostra em uma placa de Petri para contagem dos ovos viáveis. Essa operação deve ser realizada pelo menos três vezes, com alíquotas diferentes. Em média, contam-se 100 ovos de cada amostra, soma-se e tira-se uma média dos ovos gorados ou vivos (Figura 12) para o cálculo da taxa de fecundação.



**Figura 12.** Ovo vivo (A) com 80% de epibolia (crescimento do embrião dentro da célula, ultrapassando a parede que envolve o ovo) e ovo gorado (B) de tambaqui.

## **Taxa de eclosão das larvas de tambaqui**

Do mesmo modo que a taxa de fertilização, a taxa de eclosão deve ser estimada através de três alíquotas, contando-se 100 estruturas (ovos gorados ou larvas pré-eclodidas) de cada uma. A taxa será o número médio de larvas eclodidas dividido por três leituras. É muito importante que esta avaliação seja feita um momento antes da eclosão das larvas. Neste momento, as larvas estão em movimento a fim de sair do córion que ainda existe. Os ovos que estão gorados estão esbranquiçados, sem vestígios de embriões. Devemos lembrar que este cálculo não é preciso, pois mesmo após a eclosão um percentual de até 5% (aceitável) de larvas tortas pode ser admitido e estas não conseguirão crescer a ponto de virarem alevinos/juvenis.

## **Manejo de incubadora**

Após a eclosão, a limpeza da incubadora é a parte mais importante, devendo ser realizada por uma pessoa treinada com cuidado. Deve-se cortar o fluxo de água por alguns minutos de forma que todo o resíduo de córion decante. Depois, é preciso certificar-se de que as larvas estejam na superfície da água, desconectar a mangueira de alimentação de água da incubadora e, rapidamente, baixar o nível da água de forma a sifonar o resíduo decantado, retornando, imediatamente, a mangueira ao registro e ajustando-se o fluxo da água (Figura 13).

A larvicultura nas incubadoras pode levar de 6 a 10 dias, quando as larvas devem ser transferidas para um viveiro preparado para recebê-las.



**Figura 13.** Manejo das incubadoras no sistema de reprodução seminatural. Incubadora para coleta de ovos (A). Incubadora funcionando (B). Coleta de ovos (C). Ovos provenientes da reprodução em sistema seminatural (D).