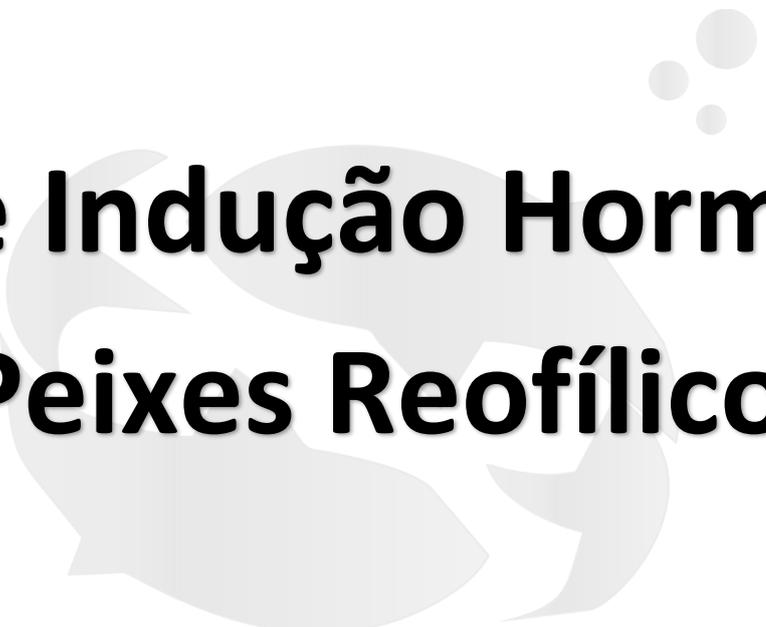


Guia de Indução Hormonal de Peixes Reofílicos





Guia de Indução Hormonal de Peixes Reofílicos

INSTITUTO GIA

Curitiba, 2016

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos com:

FERNANDO DALMASS:
(42) 9987-3326

ISABELA CARRARI
(41) 9944-8419

ISLA CESCO
(41) 9652-2091

MARCOS NOVAKI
(41) 9607-9227

Todos os direitos reservados.

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

Guia de indução hormonal de peixes reofílicos / Fernando Henrique Dalmass... [et al.]. Curitiba: Instituto GIA, 2016.

Publicação digitalizada.
ISBN 978-85-60930-09-8

Inclui bibliografia.

1. Peixe de água doce - migração. 2. Peixe - reprodução. 3. Peixes – Espécies. I. Dalmass, Fernando Henrique.

CDU 639.3.034.2
CDD 639.313

Fernando Henrique Dalmass

Graduando em Zootecnia – UFPR

Isabela Fonseca Carrari

Graduanda em Zootecnia – UFPR

Isla de Souza Cesca

Graduanda em Zootecnia – UFPR

Marcos Novaki

Graduando em Zootecnia – UFPR

Agradecimentos

Agradecemos primeiramente ao Diego Junqueira Stevanato, por todo o apoio, ajuda e dedicação para a realização desse trabalho.

Ao Professor Dr. Antonio Ostrensky, por incentivar, orientar e dar a oportunidade para a elaboração desse projeto.

Ao Diogo Barbalho Hungria, pela colaboração com as imagens contidas nesse guia.

Ao Instituto GIA, por ceder o espaço e os materiais para a realização do projeto.

A todos que direta ou indiretamente fizeram parte de todo o processo de desenvolvimento desse produto.

O QUE SÃO PEIXES REOFÍLICOS?

Peixes reofílicos são peixes que vivem em ambiente com correnteza e necessitam migrar para poderem se reproduzir. A migração consiste em percorrer grandes distâncias ao longo de rios, nadando contra a correnteza. Assim durante o percurso o ambiente e o estresse ambiental vão estimulando a maturação final das gônadas, criando condições para a liberação dos gametas. Caso não haja esse estímulo, não ocorre a desova e os mesmos são reabsorvidos. O período em que ocorre a migração é chamado piracema, é essencial para perpetuação da espécie e, em geral.



Figura 1. Piracema. Fonte: Guia Muriaé.

PRINCIPAIS ESPÉCIES REOFÍLICAS COMERCIAIS

Astyanax spp.

Nome popular: Lambari

Hábito alimentar: Onívoro, predominantemente carnívoro

Tipo de desova: Parcelada

Temperatura de cultivo: 24 - 26°C

Maturidade sexual:

- Entre 4 a 6 meses.

Principal região de cultivo: Todo o Brasil

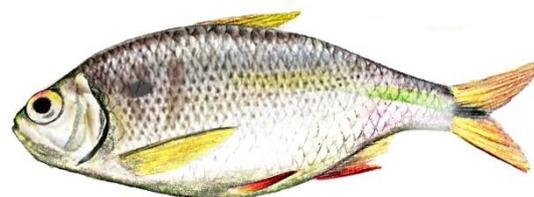


Figura 2. Lambari

Colossoma macropomum

Nome popular: Tambaqui

Hábito alimentar: Onívoro

Tipo de desova: Total

Temperatura de cultivo: 25 - 28°C

Maturidade sexual:

- Fêmea: 4 - 5 anos
- Macho: 3 - 4 anos

Principal região de cultivo: Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste

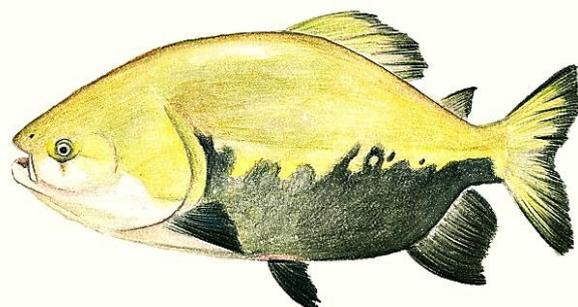


Figura 3. Tambaqui

Piaractus mesopotamicus

Nome popular: Pacu

Hábito alimentar: Onívoro

Tipo de desova: Total

Temperatura de cultivo: 25 - 29°C

Maturidade sexual:

- Fêmea: 4 - 5 anos
- Macho: 3 - 4 anos

Principal região de cultivo: Sudeste e Centro-Oeste



Figura 4. Pacu

Pseudoplatystoma corruscans

Nome popular: Pintado

Hábito alimentar: Carnívoro

Tipo de desova: Total

Temperatura de cultivo: 24 – 30°C

Maturidade sexual:

- Fêmea: 3 anos
- Macho: 2 anos

Principal região de cultivo: Centro-oeste, Sudeste e Sul

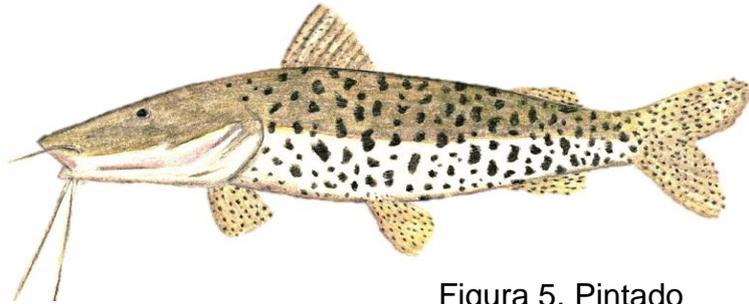


Figura 5. Pintado

Pseudoplatystoma fasciatum

Nome popular: Cachara

Hábito alimentar: Carnívoro

Tipo de desova: Total

Temperatura de cultivo: 24 – 30°C

Maturidade sexual:

- Fêmea: 3 anos
- Macho: 2 anos

Principal região de cultivo: Centro-Oeste, Sudeste e Sul

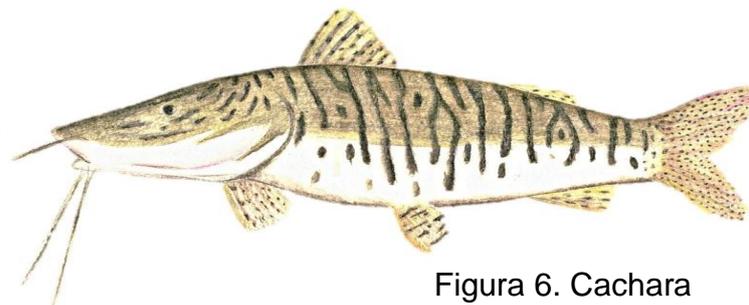


Figura 6. Cachara

Salminus brasiliensis

Nome popular: Dourado

Hábito alimentar: Carnívoro

Tipo de desova: Total

Temperatura de cultivo: 25°C

Maturidade sexual:

- Fêmea: 2 - 3 anos
- Macho: 4 meses a 1 ano

Principal região de cultivo: Sul e Sudeste

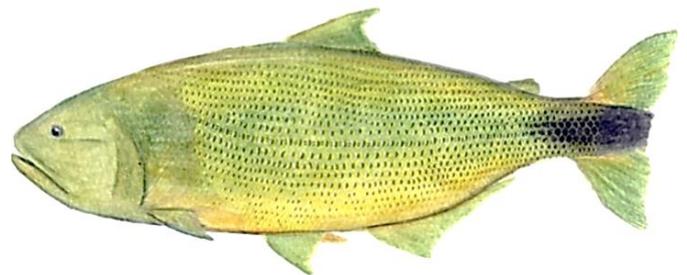


Figura 7. Dourado

Desenhos por Carolina Frey Romanetto

O QUE É “INDUÇÃO HORMONAL”?

A indução hormonal é um estímulo exógeno que permite a maturação final das gônadas (desenvolvimento e liberação dos ovócitos nas fêmeas e espermatozoides pelos machos) em cativeiro.

O hormônio mais utilizado é o extrato bruto de hipófise de carpa (EBHC). Porém, a hipófise de outros peixes e até mesmo de outros animais, como aves e bovinos, pode ser utilizada, ou mesmo hormônios artificiais podem ser utilizados, como o hCG, o GnRH e o LH-RH.



Fonte: GIA

Figura 8. Indução hormonal em lambari-do-rabo-amarelo.

MATERIAIS NECESSÁRIOS



Figura 9. Balança, régua (paquímetro), seringas, macerador, hormônio, soro fisiológico.

PASSO A PASSO

1º Passo: SELEÇÃO DE REPRODUTORES

Os animais devem ser selecionados de acordo com suas características de maturidade sexual.

VENTRE ABAULADO
PORO UROGENITAL
AVERMELHADO



LIBERAÇÃO DE
SÊMEN QUANDO
REALIZADA UMA
MASSAGEM NO
ABDÔMEN

Algumas espécies possuem características específicas

2º Passo: ANESTESIA

Os animais devem ser anestesiados até que atinjam o estágio IV de anestesia.

Tabela 1. Estágios anestésicos em peixes e comportamentos característicos de cada estágio.

Estágio anestésico	Parâmetros comportamentais
I – Sedação	Perda de reação ao toque e a estímulos visuais.
II – Anestesia leve	Início de perda de equilíbrio, caracterizado pelo movimento natatório na posição normal intercalado por movimentação irregular (lateral).
III – Anestesia profunda	Perda total de equilíbrio, natação descoordenada.
IV – Anestesia cirúrgica	Mínimo movimento opercular, ausência de movimentos natatórios.
V – Colapso medular	Ausência de batimentos operculares.

Fonte: Vicente (2014)

O anestésico mais utilizado é a benzocaína, porém outros produtos como o mentol e o óleo de cravo também são utilizados.

A quantidade de anestésico utilizada depende da biomassa dos peixes.



Fonte: GIA

Figura 10. Utilização do óleo de cravo em lambaris-do-rabo-amarelo

Tabela 2. Forma de utilização dos anestésicos mais comumente encontrados no Brasil.

Anestésico	Preparo da solução
MS-222	Dissolvido diretamente na água.
Benzocaína	Dissolvida em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
Quinaldina	Diluída em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
2-Fenoxietanol	Diluído diretamente na água.
Mentol	Dissolvido em acetona ou álcool, posteriormente misturada na água.
Óleo de Cravo	Diluído diretamente na água.

Fonte: Adaptado de Vicente (2014).

Após o preparo da solução, os peixes são colocados no recipiente anestésico até que atinjam o estágio de anestesia cirúrgica. Depois da realização de todo o processo de indução, os peixes devem ser colocados no tanque para que se recuperem do efeito anestésico.

3º Passo: BIOMETRIA

Obtendo as medidas de comprimento total e peso dos reprodutores é possível realizar o cálculo do Fator de Condição Corporal (FC), método que garante maior acurácia na escolha dos reprodutores, calculado pela seguinte fórmula:

$$FC = \left(\frac{P}{CT^3} \right) * 100$$

Onde:

P = Peso (g) CT = Comprimento total (cm)



Figura 11. Determinação do comprimento total

O Fator de Condição Corporal é específico para cada espécie e sexo do animal

4º Passo: CÁLCULO DA QUANTIDADE DE HORMÔNIO

Para as fêmeas, recomenda-se utilizar 5 mg/Kg de EBCH, divididas em duas doses (dose preparatória -10% e 2ª dose -90%) e para os machos, deve-se utilizar cerca de 1 mg/Kg.

Exemplo: Se uma fêmea de lambari tiver 50 gramas de peso corporal, a quantidade de hormônio utilizada será:

$$\begin{array}{l} 5 \text{ mg} \text{ --- } 1000 \text{ g (1Kg)} \\ X \text{ --- } 50 \text{ g} \\ X = 0,25 \text{ mg de EBCH} \end{array}$$



Fonte: GIA

5º Passo: PREPARO DO HORMÔNIO

As hipófises são pesadas e colocadas em um recipiente, de acordo com a dosagem calculada.

Em seguida, são trituradas com o auxílio de um bastão, até ficarem completamente desintegradas. Depois, esse pó é misturado a uma solução fisiológica.

Geralmente prepara-se uma solução estoque, contendo uma alta concentração de hormônio, misturada à uma pequena parte de solução fisiológica.

Figura 12. Preparo do hormônio



6º Passo: INDUÇÃO

Fonte: GIA



Figura 13. Aplicação do hormônio



Fonte: GIA

Figura 14. Ponto no poro urogenital

A partir da solução estoque, se necessário, dilui-se ainda mais a mistura com soro fisiológico para que seja aplicado no animal nas doses previamente calculadas. A aplicação pode ser feita na base inferior da nadadeira peitoral num ângulo de 45°.

A fêmea recebe a primeira dose de 8 a 10 horas antes da segunda dose. O macho recebe uma dose única, no momento que a fêmea recebe a segunda dose.

Pode-se realizar um ponto cirúrgico no poro urogenital da fêmea, para que as desovas aconteçam no momento desejado.

7º Passo: HORA-GRAU

A hora-grau é conceito que estabelece aproximadamente o tempo que os peixes levarão para desovar em função da temperatura do sistema em que estão alojados. Quanto maior a temperatura, mais rápido o animal irá realizar a liberação dos gametas.

Exemplo:

A hora-grau já definida para o lambari-do-rabo-amarelo fica entre 180 a 220 HG. Em água com temperatura de 25°C, tem-se que:

$$\frac{180}{25} = 7,2 \quad a \quad \frac{220}{25} = 8,8$$

Ou seja, o lambari irá desovar entre 7 a 9 horas após a indução.

Abaixo, seguem os valores de hora-grau das espécies reofílicas citadas no início desse guia.

Tabela 3. Hora-grau das principais espécies reofílicas.

Espécie	Hora-Grau
Cachara	180 - 230
Dourado	120 - 150
Lambari	180 - 220
Pacu	200 - 230
Pintado	180 - 230
Tambaqui	200 - 240

8º Passo: DESOVA

Há dois principais manejos realizados para a desova de peixes:

Seminatural: os machos e as fêmeas, previamente induzidos hormonalmente, são colocados juntos no mesmo ambiente e liberam os gametas de forma natural. Após os espermatozoides fertilizarem os óvulos, os ovos podem ser transferidos para a incubadora ou podem permanecer no mesmo ambiente em que estavam.



Figura 15. Extrusão de ovos em cachara. Fonte: Fernando Kubtiza.

Extrusão: é realizada uma massagem abdominal, no sentido da cabeça para a cauda, observando a liberação de óvulos pelas fêmeas ou de sêmen pelos machos. O sêmen deve ser colocado sobre os óvulos, para que haja a fecundação. Com uma pena ou uma espátula de silicone é realizada a mistura e adicionada água da própria incubadora para ativar os espermatozoides e hidratar os ovócitos. Após isso, podem ser transferidos para a incubadora.

9º Passo: INCUBAÇÃO

A incubação é uma fase que tem por objetivo garantir o desenvolvimento embrionário até a eclosão ou até o início da fase de larvicultura.

O sucesso da incubação depende basicamente da qualidade da água:

- Temperatura – ideal para cada espécie
- pH – entre 7 e 8
- Dureza e Alcalinidade – acima de 30 mg/L
- Oxigênio dissolvido – acima de 5 mg/L

Deve-se controlar a vazão da água e a aeração para que os ovos não fiquem parados no fundo ou presos nas bordas da incubadora, evitando-se assim que ovos não fecundados se fixem aos fecundados.



Ovos não fecundados tendem a apresentar rápido crescimento de fungos e bactérias, fatores que são prejudiciais ao desenvolvimento dos ovos fecundados.

Figura 16. Incubadora

Fonte: Trevisan®

EXEMPLO: Os ovos de tambaqui eclodem de 12 a 20 horas após o início da incubação. As larvas permanecem na incubadora entre 6 a 10 dias, quando atingem a fase de pós-larvas e podem ser transferidas para outros tanques de larvicultura ou viveiros de alevinagem.

10º Passo: LARVICULTURA

O viveiro que irá receber as pós-larvas deve ser previamente preparado, sendo necessário realizar o manejo de secagem, desinfecção, correção do pH e adubação. Com esse manejo, são fornecidas condições ideais para o desenvolvimento de fitoplâncton, zooplâncton e outros microrganismos presentes no viveiro, fonte de alimento essencial para o desenvolvimento inicial dos peixes.

O transporte das pós-larvas para o viveiro deve ser realizado nas horas mais frescas do dia, podendo ser realizado em sacos plásticos com um terço de água e dois terços de oxigênio ou em caixas de transporte com sistemas de oxigenação externo.

A maioria dos peixes eclode sem o completo desenvolvimento do trato digestório. Por exemplo, pode não ter a boca conectada com o esôfago e estômago.	No início da larvicultura, é ideal que se forneça alimento vivo para promover maior disponibilidade de nutrientes e assim, possibilitando um rápido desenvolvimento das estruturas digestórias nesses peixes. Na maioria dos casos, a adaptação para o alimento artificial (ração), deve ser realizada gradativamente, até que o peixe consuma apenas a ração fornecida.
--	---

A ração fornecida deve ser distribuída de maneira uniforme sobre a superfície do tanque ou viveiro, devido à baixa capacidade de movimentação das pós-larvas.

O manejo adequado durante as fases de larva e de pós-larva é essencial, pois se tratam de períodos em que esses organismos são muito sensíveis às variações e condições ambientais.

Muitas espécies, mesmo que não sejam carnívoras na vida adulta, praticam canibalismo durante a fase de pós-larva, fator esse que dificulta a sua produção comercial, sendo necessário um manejo mais rigoroso e voltado para a rápida adaptação desses peixes ao consumo de ração. Como as pós-larvas não armazenam gordura, a ração fornecida precisa conter altas proporções de proteína.



Figura 17. Larva de lambari.
Fonte: GIA

A reprodução de peixes reofílicos em cativeiro só se tornou possível com a indução hormonal, sendo possível com esse processo avaliar a qualidade genética dos reprodutores, controlar o manejo reprodutivo e realizar a hibridização entre espécies, buscando uma melhora do desempenho produtivo.

REFERÊNCIAS CONSULTADAS

A LARVICULTURA e a alevinagem do Pintado e do Cachara. Disponível em: <<http://www.panoramadaaquicultura.com.br/paginas/revistas/76/pintado.asp>>. Acesso em: 15 mai. 2016.

ANDRADE, Estefânia de Souza. **Protocolos de indução hormonal em lambari (*Astyanax fasciatus*) e curimba (*Prochilodus lineatus*)**. 2013.

CAMPOS, J.L. **O cultivo do pintado** (*Pseudoplatystoma corruscans*, Spix; Agassiz, 1829), outras espécies do gênero *Pseudoplatystoma* e seus híbridos. In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2.ed. Santa Maria, Ed UFSM, 2010, p.335-361

DE RESENDE, Emiko Kawakami et al. **Biologia do curimatá (*Prochilodus lineatus*), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) na bacia hidrográfica do rio Miranda, Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil**. Embrapa Pantanal, 1995.

DELLA FLORA, Marco Aurélio et al. **Biologia e cultivo do dourado (*Salminus brasiliensis*)**. **Acta Veterinaria Brasileira**, v. 4, n. 1, p. 7-14, 2010.

DOURADO. Disponível em: <<http://www.sema.piracicaba.sp.gov.br/peixes/det07.html>>. Acesso em: 15 mai. 2016.

KUBITZA, F. **Reprodução, Larvicultura e Produção de Alevinos de peixes Nativos**. 1.ed. Jundiaí, [s.n.], 2004, 71p.

LARVICULTURA de peixes vivos. Disponível em: < <http://www.panoramadaaquicultura.com.br/paginas/revistas/77/larvicultura.asp>>. Acesso em: 29 mai. 2016.

PACU: o representante pantaneiro da piscicultura genuinamente brasileira. Disponível em: <<http://www.panoramadaaquicultura.com.br/paginas/Revistas/19/Pacu.asp>>. Acesso em: 15 mai. 2016.

RIBOLLI, JOSIANE. **Caracterização genética populacional do dourado, *Salminus brasiliensis* (Pisces, Characidae, Salmininae) na Bacia do alto e médio rio Uruguai**. 2014. Tese de Doutorado. UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS.

ROUBACH, R.; GOMES, L. C. O uso de anestésicos durante o manejo de peixes. **Panorama da Aquicultura**, v. 11, n. 66, p. 37-40, 2001.

STREIT JÚNIOR, D. P. et al. **Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui. Embrapa Meio-Norte- Documentos (INFOTECA-E)**, 2013.

STEVANATO, Diego Junqueira. **ONTOGENIA LARVAL E PÓS-LARVAL DE *Astyanax altiparanae* (Garutti & Britski, 2000) EM LABORATÓRIO**. 2016. Dissertação. Universidade Federal do Paraná.

VICENTE, André Luiz. **Uso de óleos essenciais e de compostos sintéticos como agentes anestésicos para o lambari *Astyanax altiparanae* (Garutti & Britski, 2000)**. 2014. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Paraná.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília, Ed CODEVASF, 1989, p.225

ZANIBONI-FILHO, E.; NUÑER, A.P.O. **Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes**. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo, [s.n.], 2004, p.45-73

ZANIBONI FILHO, E.; WEINGARTNER, M. **Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores**. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 367-373, 2007.



MINICURSO DE REPRODUÇÃO INDUZIDA

