

Boas práticas de produção de alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*)



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

DOCUMENTOS 49

Boas práticas de produção de alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*)

*Marcela Mataveli
Patricia Oliveira Maciel
Daniele Kloppel Rosa Evangelista
Luciana Shiotsuki
Melanie Digmayer*

Embrapa Pesca e Aquicultura
Palmas, TO
2021

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Pesca e Aquicultura
Avenida NS 10, Loteamento Água Fria,
Palmas, TO, Caixa Postal nº 90,
CEP 77008-900, Palmas, TO
Fone: (63) 3229-7800
Fax: (63) 3229-7800
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Comitê Local de Publicações
da Unidade Responsável

Presidente
Daniel de Brito Fragoso

Secretário-Executivo
Diego Neves de Sousa

Membros
*Adriana Lima, Alexandre Uhlmann, Hellen Kato,
Jefferson Christofoletti, Lucas Simon Torati,
Rodrigo Estevam Munhoz de Almeida.*

Supervisão editorial
Embrapa Pesca e Aquicultura

Revisão de texto
Clenio Araújo

Normalização bibliográfica
Embrapa Pesca e Aquicultura

Tratamento das ilustrações
Jefferson Christofoletti

Projeto gráfico da coleção
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica
Jefferson Christofoletti

Foto da capa
Jefferson Christofoletti

1ª edição
Versão eletrônica (2021)

Todos os direitos reservados.

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

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Embrapa Pesca e Aquicultura

Boas práticas de produção de alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*)/
Marcela Mataveli... [et al.]. – Palmas, TO: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2021.
34 p. : il. – (Documentos / Embrapa Pesca e Aquicultura, ISSN 2318-1400; 49).

1. Piscicultura. 2. Produção pesqueira. 3. Alevino. 4. Peixe. 5. Tambaqui. I. Ma-
taveli, Marcela. II. Embrapa Pesca e Aquicultura. III. Série.

CDD 639.31

Autores

Marcela Mataveli

Zootecnista, doutora em Zootecnia, analista da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas/TO.

Patricia Oliveira Maciel

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

Daniele Kloppel Rosa Evangelista

Engenheira de Aquicultura, mestre em Agroecologia e Desenvolvimento Rural, analista da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas/TO.

Luciana Shiotsuki

Zootecnista, doutora Genética e Melhoramento Animal, pesquisadora da Embrapa Pesca e Aquicultura, Palmas, TO.

Melanie Digmayer

Zootecnista, doutora em Zootecnia, professora auxiliar do ITAPAC, Porto Nacional, TO.

Agradecimentos

Agradecimento ao Banco Nacional de Desenvolvimento Econômico e Social (BNDES), por meio do Projeto Integrado da Amazônia, por apoiar e financiar as ações de desenvolvimento sustentável na Amazônia.

Apresentação

A adoção das boas práticas no processo de produção de alevinos pode gerar uma série de benefícios ao piscicultor, a partir do direcionamento de acasalamentos, alcance de máximas taxas de fertilização utilizando um menor número possível de peixes e gametas.

Nesse contexto, o presente documento descreve as práticas de manejo mais indicadas para as etapas de reprodução, larvicultura e alevinagem com o objetivo de fornecer ao produtor de alevinos possibilidades para melhoria do plantel de reprodutores e matrizes, resultando em incremento de produção.

Adicionalmente, a Embrapa comprometida com a sustentabilidade econômica, social e ambiental da agropecuária brasileira ressalta que as práticas apresentadas neste documento contribuem com Objetivo de Desenvolvimento Sustentável 2, da Organização das Nações Unidas, Fome Zero e Agricultura Sustentável, que tem como premissa produzir alimentos em sistemas sustentáveis e implementar práticas agrícolas responsáveis para fortalecer a capacidade do meio ambiente.

Danielle de Bem Luiz

Chefe-geral da Embrapa Pesca e Aquicultura

Sumário

Introdução.....	11
Estrutura física básica de uma Unidade de Produção de Alevinos	13
Setor de Laboratório de Reprodução e Larvicultura.....	16
Setor de Plantel de Reprodutores	17
Manejo e Identificação Individual	17
Formação do plantel.....	19
Alimentação de matrizes e reprodutores.....	20
Setor de Laboratório de Reprodução e Larvicultura.....	22
Seleção de matrizes e reprodutores para reprodução	22
Indução hormonal, extrusão e fertilização dos gametasel	22
Bem-estar das matrizes e dos reprodutores	29
Larvicultura	29
Setor de Alevinagem	31
Considerações finais	33
Referências	33

Introdução

O tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) e os demais peixes classificados como redondos são peixes ósseos, de corpo robusto e formato arredondado característico, que na comercialização rendem um corte peculiar que são as costelas. Essa espécie é nativa da bacia Amazônica, com ocorrência no Peru, na Colômbia, na Venezuela e na Bolívia, sendo o principal grupo produzido pela aquicultura nacional atualmente, sobretudo nas regiões Norte, Nordeste e Centro-Oeste (PeixeBR, 2019).

Uma das características reprodutivas do tambaqui é ser uma espécie reofílica, ou seja, os peixes necessitam nadar contra a correnteza dos rios para amadurecer sexualmente e procriar, período chamado de piracema. Na natureza, a reprodução do tambaqui ocorre na época das chuvas, quando acontece a migração dos reprodutores, que enfrentam condições ambientais adversas que estimulam a maturação das gônadas, culminando com a liberação dos gametas (Dalmass et al., 2016). Em cativeiro, ao contrário, a reprodução, embora coincida com a época das chuvas, depende da intervenção humana por meio da utilização de agentes indutores da reprodução (Muniz et al., 2008).

O uso de agentes indutores externos tem o objetivo de estimular a maturação final e a extrusão dos gametas. As vantagens do processo de reprodução artificial são permitir o melhor uso da infraestrutura da propriedade aquícola, possibilitando o direcionamento de acasalamentos para evitar cruzamentos inadequados e alcançar as máximas taxas de fertilização utilizando um menor número possível de peixes e gametas. Para que essa vantagem seja explorada, é necessário o controle desde aspectos da reprodução até aqueles relacionados ao cultivo dos peixes.

Na reprodução, a mensuração da quantidade de ovócitos produzidos pelas fêmeas, a determinação do volume de sêmen e da concentração espermática do sêmen (Nunes et al., 2018), além do acompanhamento do processo de desenvolvimento embrionário, também chamado de fase de larvicultura, engloba desde a etapa de fertilização dos ovócitos até a eclosão das larvas.

Durante a larvicultura, alguns índices como a taxa de fertilização, a taxa de eclosão e a avaliação da normalidade das larvas devem ser acompanhados para auxiliar na determinação da produção de larvas, o que contribui para

a estimativa de produção de alevinos na etapa de alevinagem nos viveiros. Todo esse processo pode ser melhorado com a adoção de boas práticas de manejo direcionadas para a reprodução do tambaqui.

Nesse contexto, o presente documento caracteriza as etapas envolvidas na produção de alevinos de tambaqui e descreve as boas práticas de manejo mais indicadas, desde a estrutura de produção, manutenção de reprodutores, até os cuidados na larvicultura e na alevinagem, como apresentado no fluxograma da Figura 1.

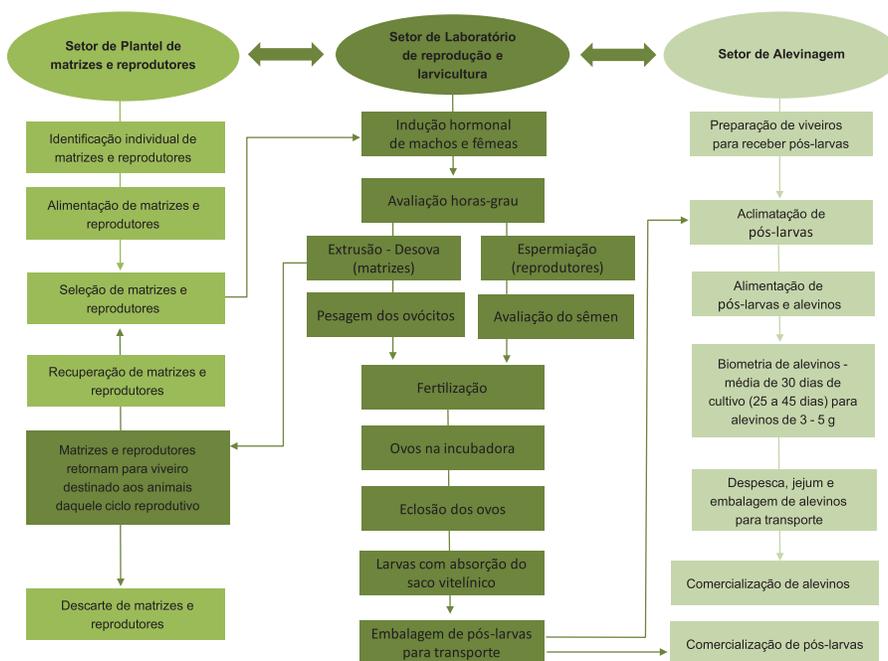


Figura 1. Fluxograma de etapas envolvidas numa unidade de produção de alevinos e a relação entre os três setores base: plantel de matrizes e reprodutores, laboratório e alevinagem.

Estrutura física básica de uma Unidade de Produção de Alevinos

Para o Setor de Manutenção de Plantel e o Setor de Alevinagem, a principal estrutura física é composta por viveiros escavados para abrigar matrizes e reprodutores e para criar pós-larvas e alevinos, respectivamente. O Setor de Laboratório abrigará uma estrutura mais compacta para os processos de reprodução e de larvicultura dos peixes.

Os viveiros escavados devem possuir o abastecimento e a drenagem individualizados, localizados em extremidades opostas (Figura 2). O sistema de drenagem deve ser projetado para possibilitar drenagens parciais (para realização de manejos) e totais (despesca, secagem e desinfecção) da água pelo fundo.



Foto: Jefferson Christofoletti

Figura 2. Viveiro escavado com detalhe para entrada (A) e saída de água (B) individuais e localizadas em extremidades opostas.

Sendo assim, os viveiros escavados devem apresentar formato retangular, com comprimento duas ou três vezes a largura, para facilitar a drenagem e favorecer as operações de manejo e despesca. De forma geral, recomenda-se que a profundidade média dos viveiros seja de 1,5 m, com extremidade

mais rasa com 1,2 m (entrada da água) e extremidade mais funda (saída de água) com 1,8 m (Serviço Nacional de Aprendizagem Rural, 2017). No entanto, verificam-se comumente na região Amazônica viveiros com até 2 m de profundidade média com intuito de reduzir a oscilação térmica.

Com relação à área destinada à manutenção de matrizes e reprodutores, recomenda-se de 2 a 5 m² de área de viveiro para cada kg de peixe (Serviço Nacional de Aprendizagem Rural, 2017). Para exemplificar, pode-se calcular a área necessária para 50 peixes com peso médio de 4 kg e biomassa de 200 kg. Para isso, multiplica-se a biomassa pela área necessária, 200 kg de peixe x 5 m² = 1.000 m². Assim, verifica-se que é necessária uma área de 1000 m² para manter 50 peixes com 4kg.

Para viveiros de produção de alevinos, todavia, recomenda-se a densidade de estocagem de 150 a 300 pós-larvas/m², ou seja, de 0,45kg/m² a 0,90 kg/m² de lâmina d'água (Serviço Nacional de Aprendizagem Rural, 2017). Nesse sentido, para efeito de planejamento de produção, é necessário considerar que cada fêmea de tambaqui produz de 4 a 12% do seu peso vivo em ovócitos (desova), que cada grama de desova apresenta em torno de 1.200 ovócitos, que a taxa de fertilização dos ovócitos é de 90% e que a taxa de sobrevivência média das larvas é de 50 a 70%. Então, teoricamente, para estimar a quantidade de área necessária para desova de uma matriz de 4kg, deve-se, primeiramente, multiplicar o peso vivo pela porcentagem de desova, ou seja, 4 kg de peso vivo x 12% = 0,48 kg ou 480 g de desova. Posteriormente, multiplica-se o peso da desova pela quantidade de ovócitos produzidos por grama, 480 g x 1.200 ovócitos/grama = 576.000 ovócitos/desova. Desse valor, multiplica-se pela taxa estimada de fertilização, 576.000 ovócitos/desova x 90% = 518.400 ovos fertilizados. Por fim, para obtermos a quantidade de larvas, multiplica-se o número de ovos fertilizados pela taxa de sobrevivência, 518.400 ovos fertilizados x 70% = 362.880 larvas. Dessa maneira, para determinar a área de lâmina d'água considerando estocar 300 pós-larvas/m², divide-se o número de larvas produzidos pelo número de larvas/m², 362.880 larvas / 300 larvas/m² = 1.209,6 m². Então, caso o produtor opte por desovar duas fêmeas, ele necessitará de pelo menos 2 viveiros escavados para estocagem das pós-larvas com aproximadamente 1.200 m².

No planejamento da área de viveiros para a fase de alevinagem, deve-se considerar um viveiro extra, que geralmente estará sem uso temporário, para

o vazio sanitário, ou seja, um viveiro que após a despesca total estará em processo de preparação para um novo ciclo de produção de alevinos. Caso isso não seja possível, deve-se planejar a produção para garantir que todo viveiro de alevinagem, antes do povoamento com pós-larvas, passe pelos procedimentos de preparação que serão descritos a seguir.

Recomenda-se que os viveiros destinados ao Setor de Manutenção de Matrizes e Reprodutores sejam separados dos utilizados no Setor de Alevinagem, sendo possível adotar um distanciamento físico entre os dois setores. Deve-se individualizar instrumentos como redes de arrasto e utensílios de manejo nos diferentes setores, de modo a prevenir a contaminação cruzada. A desinfecção destes instrumentos deve ser realizada após cada manejo, de acordo com as orientações da Tabela 1.

Tabela 1. Indicação, tipos de desinfetantes, dosagem, tempo de exposição e recomendações de uso em aquicultura.

Indicação	Tipos de desinfetantes	Dosagem e tempo de exposição	Recomendação de uso
Desinfecção de utensílios, fômites e estruturas de cultivo	Pó de hipoclorito de cálcio (65% de cloro ativo)	0,32 g/L de água, 1h de exposição	- Uso de EPIs para aplicação
	Água sanitária comercial (hipoclorito de sódio, 2,5 a 5,0% de cloro ativo)	10 mL/L a 20 mL/L de água, 1 h de exposição	- Uso em áreas ventiladas - Enxague após aplicação devido à toxicidade aos peixes
	Cloramina-T (24 a 26% de cloro ativo)	De acordo com as recomendações do fabricante	
Desinfecção de utensílios e fômites	Formol ou formaldeído comercial 34 a 40%	27 mL/L - 220 mL/L (formol 1% a 8%). Mínimo 1h de exposição	- Deve ser utilizado em última instância, devido à toxicidade aos humanos - Uso de EPIs para aplicação - Uso em áreas ventiladas - Enxague após aplicação devido ao potencial de toxicidade para os peixes

A identificação de cada viveiro é importante para permitir o acompanhamento individualizado e histórico de cada viveiro, compreendendo avaliações de sobrevivência dos peixes, produtividade, qualidade da água etc..

Os parâmetros físico-químicos da água devem estar de acordo com o recomendado para a produção de peixes tropicais, sendo os valores das variáveis conforme listado: oxigênio dissolvido acima de 4 mg/L; transparência entre 35 e 40 cm; pH entre 6,5 a 8,0; alcalinidade maior que 20mg/L; gás carbônico menor que 10mg/L; amônia menor que 0,10 mg/L; nitrito menor que 0,03 mg/L; e temperatura entre 26 e 32°C (Lima et al., 2015). O monitoramento da qualidade de água deve ser semanal para os reprodutores e diário para produção de pós-larvas e alevinos. Destaca-se que alterações bruscas nos parâmetros de qualidade de água geram estresse, que pode interromper ou inibir o desenvolvimento das gônadas de matrizes e reprodutores, bem como comprometer a sobrevivência de pós-larvas e alevinos.

Setor de Laboratório de Reprodução e Larvicultura

O Laboratório de Reprodução deve possuir estruturas que permitam a manutenção temporária dos peixes durante o manejo reprodutivo, podendo ser tanques de alvenaria de pequeno volume, caixas d'água de polietileno ou estruturas semelhantes com capacidade de aproximadamente 10 m³. Recomendam-se, no mínimo, três estruturas de manutenção que comportem no mínimo três peixes cada, que serão utilizadas para separação dos animais por sexo (fêmeas e machos) e isolamento daqueles animais que já foram manipulados seja para indução hormonal ou para coleta de gametas (desova e coleta de sêmen). As estruturas devem possuir abastecimento e drenagem de água individualizadas (Figura 3), de modo que haja independência nos manejos dos peixes, assim como fluxo de água constante por renovação ou por recirculação e sistema de aeração.

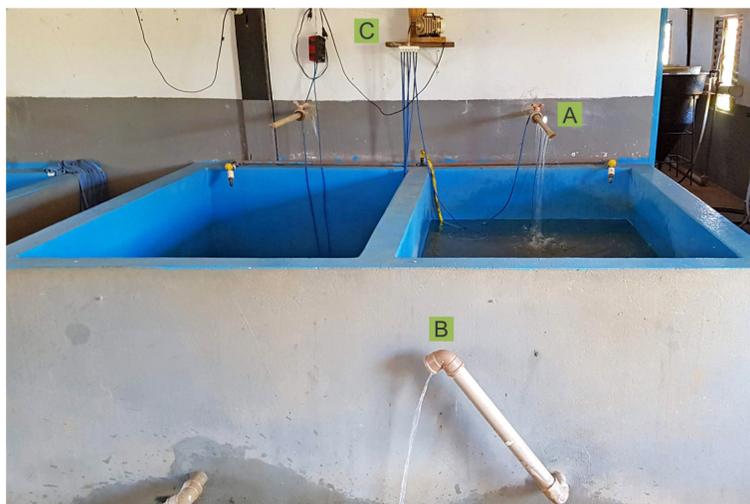


Figura 3. Estrutura de manutenção temporária de matrizes e reprodutores selecionados para reprodução: tanques de alvenaria com detalhe para entrada (A) e saída de água (B) individualizados e sistema de aeração (C).

A água que abastece o laboratório deve estar livre de impurezas, visto que a qualidade de água pode influenciar na eclosão dos ovos (Tavares-Dias et al., 2013). Recomenda-se utilizar água de poço ou de um viveiro pulmão onde não sejam criados peixes para evitar transmissão de doenças para as fases jovens mantidas no laboratório. Se necessário, essa água deve passar por um processo de filtragem.

Setor de Plantel de Reprodutores

Manejo e Identificação Individual

Para um adequado controle zootécnico e reprodutivo dos animais do plantel, é imprescindível que matrizes e reprodutores tenham identificação individual. A principal forma de marcação é a identificação eletrônica por meio de tags ou microchips introduzidos na musculatura dorsal dos animais em matrizes e reprodutores (Figura 4B) ou na cavidade celomática ou abdominal para identificação de peixes menores, a partir de 50 g. Cada microchip possui um

código individual e emite uma frequência capaz de ser lida por meio de um equipamento específico compatível chamado leitor digital (Figura 4A).



Fotos: Jefferson Christofoletti

Figura 4. Kit necessário para identificação individual de peixes (A): seringas, microchips e leitor digital de microchip; Localização da aplicação do microchip na região dorsal esquerda do tambaqui (B).

Dentre as informações que podem ser incorporadas em um acompanhamento individual de matrizes e reprodutores, estão a origem do animal, a data das últimas reproduções e a produção de gametas, informações de pedigree (Tabela 2). Essas informações contribuem para o controle das taxas de endogamia, ou seja, impactam diretamente na redução de acasalamentos entre indivíduos que são irmãos completos ou meio-irmãos. A interpretação adequada dessas informações também pode embasar a definição de critérios para o descarte de animais do plantel. Por outro lado, a identificação individual dos reprodutores de tambaqui com microchip é um manejo relativamente novo e a maior parte dos piscicultores não faz esse tipo de controle e/ou sequer preservam/preservaram as informações de origem, paternidade, data e biometria na chegada dos animais.

Para reduzir os impactos dessas informações perdidas na produção de alevinos, algumas tecnologias com base na informação do DNA têm sido desenvolvidas especificamente para o tambaqui visando à reconstrução das relações de parentesco e à identificação de introgressão genética interespecífica através de ferramentas moleculares, microssatélites (Gomes et al., 2012; Varela et al., 2015) ou marcadores de SNPs (do inglês Single Nucleotide Polymorphism). Essas tecnologias permitem controlar os níveis de endogamia através de uma matriz de acasalamentos indesejáveis, assim como assegurar a utilização de reprodutores puros. As informações resultantes dessas

ferramentas, juntamente com as informações individuais dos plantéis, permitirão o controle das taxas de endogamia, possibilidade de acasalamentos aproveitando a heterose, redução de incidência de alevinos com deformidade. Além disso, essa tecnologia, a médio e longo prazos, pode ser utilizada para a seleção de reprodutores que apresentem características de maior interesse comercial para progênie, como maior velocidade para ganho de peso, ausência da espinha Y e resistência a alguma doença.

Tabela 2. Modelo de planilha para registro de informações das matrizes e reprodutores.

Identifi- cação do peixe (chip)	Origem	Data de chegada na pisci- cultura	Família		Comprimento (cm)	Data			Sêmen		Peso desova (g)	
			Pai	Mãe		Peso (kg)	Biometria	Última reprodução	Cor	Volume (mL)		Motilidade (%)

Formação do plantel

Um plantel para produção de alevinos deve contar com matrizes e reprodutores de tambaqui puros com ampla variabilidade genética para garantir respostas de seleção a longo prazo e evitar problemas com consanguinidade.

Dessa forma, a escolha de matrizes e reprodutores provenientes de pisciculturas comerciais e com informações de pedigree é recomendada. Diante da dificuldade na obtenção dessas informações, outra opção é realizar testes de consanguinidade em laboratório, com o uso de ferramentas moleculares, antes da aquisição dos animais. Alguns

produtores, todavia, optam por capturar peixes da natureza e utilizá-los em seu plantel. Nesse caso, alguns aspectos devem ser considerados, como as dificuldades para obtenção de licenças ambientais, o risco de introdução de peixes selvagens, não domesticados e intolerantes ao manejo, com idade e desempenho zootécnico desconhecidos, o que pode gerar prejuízos ao piscicultor (Varela et al., 2015; Silva et al., 2018).

Alimentação de matrizes e reprodutores

Adequada alimentação de matrizes e reprodutores contribui na maturação gonadal, na resposta à indução da reprodução, na qualidade dos gametas e, conseqüentemente, na qualidade das larvas geradas. Matrizes mal nutridas produzem ovos e larvas com vitelo insuficiente, reduzindo a taxa de sobrevivência de larvas e alevinos (Andrade; Yasue, 2003), gerando prejuízos ao produtor. Embora sejam escassas as informações sobre as exigências nutricionais e o impacto na produção de gametas, tem-se preconizado o manejo nutricional adotado na maioria das unidades de produção de alevinos acompanhadas. Recomenda-se, portanto, para animais no período reprodutivo a oferta de ração até 1% da biomassa dos peixes do viveiro, preferencialmente com uma ração 28% de proteína bruta, fornecida uma vez ao dia. É válido ressaltar que existe outra estratégia de manejo alimentar que depende do estágio fisiológico do peixe visando, principalmente, à redução do acúmulo da gordura abdominal que poderia limitar o desenvolvimento das gônadas. Essa estratégia pode ser dividida em duas fases: 1) recuperação e manutenção de reprodutores: animais são alimentados com 1% da biomassa dos peixes do viveiro em ração com 32% de proteína bruta, três a quatro vezes por semana, até três meses antes da próxima reprodução; 2) restrição alimentar: nessa fase, deve-se reduzir a oferta de ração em 0,5% da biomassa de peixes dos viveiros, três a quatro vezes por semana, nos três meses que antecedem o período reprodutivo (Serviço Nacional de Aprendizagem Rural, 2017).

Observa-se muitas vezes que, durante o período reprodutivo e mesmo na recuperação, não é realizado um controle da biomassa de matrizes e/ou reprodutores por viveiro, havendo muitas vezes um fornecimento insuficiente de ração.

Além do cálculo da quantidade adequada de ração a ser fornecida por dia, os processos de compra, transporte e armazenamento devem ser verificados para evitar deterioração e contaminação. Sendo assim, os sacos de ração devem ser armazenados em locais ventilados e secos, protegidos da luz e do acesso de animais, principalmente pragas como roedores e insetos, longe de defensivos e combustíveis, que deverão ser armazenados em outro local. As rações devem ser estocadas afastadas do chão, empilhadas sobre páletes de madeira ou outro material, mantendo distância mínima de 50 cm da parede e de 20 cm entre pilhas de sacos para permitir a circulação de ar (Figura 5). Geralmente, os fabricantes recomendam empilhamentos de no máximo 10 a 20 sacos para evitar quebra dos péletes. A organização dos sacos de acordo com a data de fabricação da ração e com o tipo, granulometria e teor de proteína auxilia no controle de estoque. Esse controle é importante ainda quando se trata de produtores de alevinos que também fazem engorda dos peixes na mesma propriedade. Estes, dependendo da época do ano, podem manter pelo menos três tipos de ração na propriedade, o que demandará organização para selecionar rações específicas para cada fase de produção, evitando perdas de tempo e de ração.



Foto: Giovani Vititi Moro

Figura 5. Exemplo de uma área destinada ao armazenamento de ração.

Setor de Laboratório de Reprodução e Larvicultura

Seleção de matrizes e reprodutores para reprodução

Previamente ao manejo de avaliação e seleção das matrizes e dos reprodutores nos viveiros, recomenda-se que o fornecimento de ração seja suspenso por 24 h para permitir o esvaziamento do trato intestinal dos animais e reduzir a contaminação dos gametas durante o processo de extrusão.

As matrizes que obtiverem as características de ventre distendido e abaulado, aumento da vascularização da papila urogenital, com uma saliência e coloração avermelhada na região podem ser selecionadas para a reprodução (Lima et al., 2013). Para os reprodutores, a seleção é feita mediante a observação da liberação de sêmen através da papila urogenital por meio de massagem abdominal. Destaca-se, no entanto, que a liberação de sêmen não significa a maturidade das células espermáticas. Se observa em diversos casos a incidência de anormalidades espermáticas, especialmente gota citoplasmática, que reduz a taxa de fertilização. Por esse motivo, recomenda-se o uso de machos com dois a três anos de idade. Para as fêmeas, recomenda-se idade semelhante à dos machos, sendo que sua utilização no plantel deve ser por três períodos reprodutivos, sendo substituídas quando houver redução dos índices reprodutivos. Normalmente, para a reprodução induzida recomenda-se selecionar dois machos para cada fêmea, de forma a garantir a completa fertilização dos ovócitos, principalmente quando há um volume maior de gametas femininos.

Indução hormonal, extrusão e fertilização dos gametas

Após a seleção, os peixes devem ser transportados até o laboratório, pesados e mantidos separados por sexo em tanques de manutenção para se proceder à reprodução induzida. A partir do peso dos peixes, realiza-se o cálculo da dosagem hormonal para cada animal. O agente indutor mais utilizado para reprodução de peixes é o extrato bruto de hipófise de carpas. A dosagem indicada para fêmeas de tambaqui é de 5,5 mg/kg de peso vivo e

para machos é de 2,5 mg/kg de peso vivo. Na fêmea, são realizadas duas aplicações: a primeira com 10% da dose total e a segunda, após 12 h, com o restante da dose calculada. No macho, a dose única é aplicada juntamente com a segunda dose da fêmea.

Para preparar a injeção com as doses corretas de agente indutor, após os cálculos, as hipófises são pesadas e, posteriormente, maceradas com auxílio de um cadinho e pistilo, adicionando-se uma a duas gotas de glicerina para facilitar o processo. Após o macerado obter a consistência de uma massa homogênea, deve-se diluí-lo em solução fisiológica a 0,9%, na proporção de 1 mL para cada 4 mg de hipófise, para se obter volume compatível para injeção. Para melhor controle das doses das matrizes e dos reprodutores, é aconselhável o uso de planilhas para anotação dos dados (Tabela 3).

Tabela 3. Exemplo de planilha de indução hormonal, com dose calculada de hormônio e a programação da aplicação em duas etapas para fêmeas e em dose única para machos de tambaqui. Observe que há um campo para previsão do horário da desova e outro para incluir a hora real em que ocorreu a desova.

Peixe		Espécie	Sexo	Número do chip	Idade (anos)	Peso (kg)	Dose hormonal total (mg)	Hora prevista da desova: 08:00		Hora real da desova: 07:42			
								1ª dose (10%)	Dose hormonal/animal	2ª dose (90%)			
								Volume de veículo (mL)	mg	mg	Volume de veículo (mL)		
								mg	cação	cação	mg		
1	Tambaqui	fêmea		6578	4	5,9	32,4	3,2	0,8	12:40	29,2	7,3	00:30
2	Tambaqui	ma-cho		9856	3	4,7	11,7	-	-	-	11,7	2,9	00:35

A aplicação da injeção contendo as doses de hormônio pode ser feita pelas vias intramuscular, intra-abdominal ou interpeitoral (Andrade; Yasui, 2003). A injeção hormonal geralmente é feita com o peixe contido no próprio tanque para facilitar o manejo e reduzir o estresse do animal (Figura 6).



Foto: Jefferson Chiritofoletti

Figura 6. Aplicação da injeção intramuscular na região posterior do corpo.

Após a aplicação dos hormônios, a estimativa do horário da desova é dada pela hora-grau. Então, após a última injeção hormonal, a temperatura da água onde estão os reprodutores deve ser monitorada de hora em hora. A soma dessas temperaturas (horas-grau) fornecerá uma indicação do momento em que deverá ocorrer a liberação dos gametas. Para tambaqui, a hora-grau fica entre 200 e 300 h, sendo em média 215 h em temperatura de 28 °C (Streit Junior et al., 2012). Por ser uma estimativa, recomenda-se que, por volta de 2 h antes do previsto, sejam verificados periodicamente o comportamento natatório dos animais e a agitação, a fim de se identificar a aproximação do horário da desova (Lima et al., 2013).

O uso de anestésicos facilita o manejo e reduz o estresse dos animais durante o procedimento de extrusão. Existe uma variedade de anestésicos, sendo os mais usados a benzocaína e o óleo de cravo. Para uso, é necessário que a benzocaína seja, primeiramente, diluída em álcool 70 ou acetona, na proporção de 100 g de anestésico/L de diluidor. Posteriormente, recomenda-se o uso de 100 mL dessa solução para cada litro de água em banho de imersão

(Streit Junior et al., 2012). Caso o produtor tenha dificuldade em adquirir a benzocaína, pode-se utilizar o óleo de cravo dissolvido em álcool e água nas seguintes proporções: 1 mL de óleo de cravo: 10 mL de álcool: a ser diluído em cada 10 L de água do tanque.

Após anestesiados, sugere-se que os peixes sejam retirados dos tanques de manutenção dentro de sacos plásticos (Figura 7), em macas ou em toalhas úmidas para reduzir a perda de escamas.



Foto: Marcela Matavelli

Figura 7. Exemplo de uso de sacos plásticos para retirada dos peixes dos tanques de manutenção.

A fêmea deve ser primeiramente acomodada na mesa de coleta, de preferência para massagem abdominal no sentido crânio-caudal para consequente liberação e coleta dos ovócitos em recipientes previamente limpos, secos e identificados (Figura 8).



Figura 8. Mesa acolchoada para coleta de gametas (A) e coleta de ovócitos (B).

Os machos devem ser capturados em seguida, passando pelo mesmo procedimento de massagem, para espermição e coleta do sêmen em recipiente ou tubo previamente identificado (Figura 9). Não se recomenda que o sêmen seja despejado diretamente sobre os ovócitos pela possibilidade de ocorrer a liberação de urina e fezes, que culminarão na ativação espermática precoce, além de contaminação da desova.



Figura 9. Coleta de sêmen em tubos (A) e utilização no processo de fertilização após a pesagem da desova (B).

Recomenda-se, portanto, que o produtor realize primeiro a pesagem da desova da fêmea para na sequência utilizar a proporção de 1 mL de sêmen para cada 80 g de ovócitos para realizar a fertilização (Streit Junior et al., 2012). O sêmen do tambaqui, normalmente, apresenta a coloração branco-leitosa e qualquer alteração seja para avermelhado ou amarronzado pode ser um indicativo da presença de sangue ou fezes no sêmen, sendo recomendado seu descarte. Além disso, a coloração do sêmen pode estar relacionada com a concentração espermática, ou seja, um sêmen com a coloração branco-a-

quosa pode apresentar menor concentração espermática em relação ao de coloração branco-leitosa.

Caso o produtor opte por realizar a análise de sêmen, recomenda-se programar a indução hormonal dos machos, aproximadamente, 2 h antes das fêmeas. Assim, o sêmen de cada reprodutor deve ser coletado em pelo menos dois tubos identificados para reduzir a perda por ativação. Antes do uso do sêmen, recomenda-se pingar uma gota de sêmen em uma lâmina de vidro e verificar em microscópio com aumento de 400x se os espermatozoides estão imóveis e não foram contaminados. Se porventura houver qualquer movimentação, sugere-se descartar o sêmen para não comprometer a eficácia da fertilização. Caso os espermatozoides estejam inativos, deve-se prosseguir com a análise de sêmen anotando a cor, o volume e verificando o pH por meio do papel de tornassol (Figura 10).



Foto: Marcela Matavelli

Figura 10. Papel de tornassol utilizado para aferição de pH.

O próximo passo seria analisar a motilidade espermática, de maneira subjetiva, em microscópio com aumento de 400x. Para isso, devem-se diluir cinco gotas de água em uma gota de sêmen em uma lâmina separada e homogeneizar. Uma gota deste diluído deve ser pingada em outra lâmina, coberta com lamínula e avaliada em microscópio. Nessa avaliação, pode-se considerar uma medida porcentual de 0 a 100 ou um escore de 1 a 5, sendo 1 com intensidade de batimento de flagelo lento e 5 natação rápida (Carneiro

et al., 2012). Após essas avaliações, o sêmen deve ser acondicionado em um ambiente refrigerado e protegido dos raios solares para posterior uso. Ressalta-se que a avaliação pode ser complementada com outras análises como a concentração espermática, que possibilita quantificar os espermatozoides contidos no sêmen, e a morfologia espermática, que permite qualificar esses espermatozoides em normais e anormais e verificar se o tipo de anormalidade é de origem genética ou decorrente do processo de manipulação deste sêmen. As análises de sêmen também podem ser realizadas com uso de programas computadorizados que avaliam um número maior de parâmetros e reduzem a inexatidão das avaliações subjetivas. A adoção dessa prática possibilita a seleção de reprodutores com boa genética e sêmen de melhor qualidade. À medida que essa técnica for aprimorada e introduzida à rotina da piscicultura, sugere-se implantar o processo de criopreservação de sêmen. Essa prática, que tem como princípio a conservação dos espermatozoides em baixas temperaturas, permite a médio e longo prazos a redução do número de reprodutores na propriedade, com consequente otimização do uso do recurso e da infraestrutura da propriedade. Também pode promover o intercâmbio de material genético entre propriedades, facilitando o estabelecimento de programas de melhoramento genético.

Voltando ao processo de fertilização, os ovócitos e o sêmen devem ser hidratados em um mesmo recipiente e homogeneizados com um utensílio delicado como uma pena de ganso por exemplo por, aproximadamente, 2 min.

O volume de água a ser utilizado na hidratação deve ser em torno de dez vezes o volume dos ovócitos; portanto, para cada 100 g de ovócitos, devem-se acrescentar 1.000 mL de água. Após esse tempo, a água utilizada para a hidratação dos ovócitos e a fertilização deve ser trocada por uma água limpa, para se descartar o resíduo de sêmen, antes dos ovos serem depositados nas incubadoras. Para avaliar o sucesso da reprodução, é recomendado que seja realizada a taxa de fertilização 6 h após o início da incubação. Para essa análise, devem-se retirar, com o auxílio de uma mangueira transparente, cerca de três amostras da incubadora. Cada amostra deve conter pelo menos 100 ovos, que devem ser colocados em uma placa de Petri para contagem dos ovos viáveis (fertilizados) e inviáveis (gorados). A taxa de fertilização será a média de ovos fertilizados nessas três contagens (Serviço Nacional de Aprendizagem Rural, 2017).

Bem-estar das matrizes e dos reprodutores

As etapas da reprodução induzida requerem manejo excessivo dos animais, desde a captura para seleção nos viveiros, transporte para o laboratório, captura para indução, aplicação de injeção, captura para extrusão, até o transporte dos animais novamente para o viveiro. A domesticação do plantel permite que os animais se tornem acostumados a esse manejo excessivo realizado de forma pontual nas épocas reprodutivas. Mesmo assim, é preciso minimizar o estresse dos animais em cada uma das etapas, garantir o bom desempenho reprodutivo e reduzir as possibilidades de doenças pós-manejo.

No processo de captura e seleção, deve-se ter cuidado na passagem da rede, evitando o adensamento e o emalhe dos animais durante a seleção, assim como são necessários cuidados na contenção dos animais para pesagem, injeção e extrusão, evitando perda excessiva de muco, escamas e lesões na pele.

Os peixes utilizados na reprodução devem ser submetidos a um banho de sal profilático aplicado no tanque de manutenção, na dose de 8 g de cloreto de sódio/L de água (Gomes et al., 2003), antes de retornarem para um viveiro escavado destinado ao recebimento dos peixes utilizados naquela estação reprodutiva. Por fim, aconselha-se o cuidado no transporte e na devolução dos animais ao viveiro, evitando quedas e choques de qualidade da água. Todos esses cuidados garantem o bem-estar dos peixes, que se reflete em uma boa produção e maior aproveitamento do plantel, garantia da saúde do animal para uma próxima reprodução, além de ser um cartão de visitas do produtor com seus clientes.

Larvicultura

Para o desenvolvimento dos ovos até a eclosão e a absorção do saco vitelínico pelas larvas, são necessárias incubadoras. Essas estruturas são geralmente comercializadas nas capacidades de 60 L e 200 L; no entanto, se necessário, é possível encomendar tamanhos maiores. Recomenda-se na incubação a densidade de 1,0 a 1,5 g de ovo para cada litro de água. Sendo assim, para determinação da quantidade de incubadoras necessárias, pri-

meiramente, multiplica-se a capacidade da incubadora pela densidade de ovos/L, $200 \text{ L} \times 1,5 \text{ g de ovos/L} = 300 \text{ g de ovos por incubadora}$. No exemplo descrito no tópico 2, no qual a estimativa de produção de uma matriz foi 480 gramas de ovócitos, deve-se dividir o peso da desova pela capacidade da incubadora, $480\text{g} / 300 \text{ g} = 1,6$ ou, aproximadamente, 2 incubadoras.

Um detalhe importante do processo de incubação dos ovos é o fluxo de água nas incubadoras, que deve ser realizado de baixo para cima, com pressão suficiente para movimentar os ovos, favorecendo a oxigenação e evitando a deposição dos mesmos no fundo. O fluxo de água não pode ser intenso para não causar choques mecânicos nos ovos. Considerando que o desenvolvimento da larva até a eclosão dura aproximadamente 16h, variando de acordo com a temperatura da água, recomenda-se uma vazão de 1 a 2 L/min nas primeiras 4 h de incubação, 3 a 4 L/min nas 4 h seguintes e 5 a 6 L/min no terço final da incubação, (Woynarovich e Horváth, 1983). Após a eclosão dos ovos, as larvas devem ser mantidas em um fluxo de água de 5 a 6 L/min. A qualidade da água da incubadora também é importante para o desenvolvimento embrionário, sendo os seguintes parâmetros indicados para tambaqui: 5 a 7 mg/L de oxigênio dissolvido, acima de 30 mg/L para dureza e alcalinidade, pH entre 7,0 e 8,0 e a temperatura entre 26 e 29 °C (Streit Junior et al., 2012).

Após a eclosão dos ovos, deve-se proceder à limpeza diária das incubadoras para retirada dos resíduos de ovos e larvas mortas. Essa limpeza pode ser realizada trocando ou não as larvas de incubadora. No primeiro caso, realiza-se o sifonamento das larvas que estão dispostas na coluna d'água, com posterior interrupção do fluxo de água e decantação do material indesejado, seguido de transferência cuidadosa das larvas para outra incubadora (Lima et al. 2013) (Figura 11). No segundo caso, é possível cortar o fluxo de água da incubadora por alguns minutos de forma que todo o resíduo decante. Em seguida, após verificar que as larvas se localizam na superfície da água, deve-se desconectar a mangueira de alimentação de água e, rapidamente, baixar o nível da água para sifonar o resíduo decantado. Posteriormente, deve-se rapidamente retornar o fluxo da água para aumentar o nível e a oxigenação da incubadora (Streit Junior et al., 2012).

Após a absorção do saco vitelínico, que ocorre em média de três a seis dias de incubação, as pós-larvas poderão ser comercializadas ou transferidas para os viveiros escavados para o desenvolvimento até alevinos. Para isso,

as pós-larvas deverão ser quantificadas, após a drenagem das incubadoras, e embaladas em sacos plásticos com oxigênio para o transporte. A estimativa total das pós-larvas é feita contabilizando três amostras de recipientes contendo números conhecidos de pós-larvas. Esse dado poderá auxiliar na obtenção do índice de sobrevivência de alevinos, que veremos a seguir.



Foto: Melanie Digmayer

Figura 11. Processo de limpeza da incubadora por meio do sifonamento das larvas na coluna d'água para posterior transferência de incubadora.

Setor de Alevinagem

Os viveiros devem ser preparados no mínimo de cinco a sete dias antes do povoamento, para que sejam possíveis a secagem, a desinfecção, a preparação e o desenvolvimento do fitoplâncton responsável pela manutenção da oxigenação do viveiro e do zooplâncton, como protozoários, rotíferos, cópodos e cladóceros, que compõem a alimentação natural das larvas (Lima et al., 2013; Tavares-Dias et al., 2013). A preparação dos viveiros para alevinagem é composta por quatro etapas: 1) secagem do viveiro para descarte de peixes invasores e alevinos restantes do lote anterior; 2) aplicação de cal virgem (200 kg/1.000 m²) nas poças de água temporárias formadas durante a secagem do viveiro visando à completa eliminação de invasores e de hospedeiros intermediários de parasitos, como os caramujos e os ostracodas; 3) aplicação de calcário agrícola, de preferência o dolomítico, que contém

maiores quantidades de magnésio, no fundo e nas laterais dos viveiros, para o ajuste e equilíbrio do pH e para melhorar a disponibilidade de nutrientes. A quantidade indicada é de 300 kg/1.000 m², se o pH da mistura água:solo for menor que 5, de 200 kg/1.000 m² se o pH da mistura estiver entre 5 e 6 e de 100 kg/1.000m² se estiver entre 6 e 7; e 4) adubação mista inicial com ureia (3 a 5kg/1.000 m²) e farelo de arroz (10 kg/1.000 m²) no viveiro para fornecer nutrientes para crescimento do fito e zooplâncton (Lima et al., 2015). Após a adubação inicial, deve-se prosseguir com a aplicação diária com 5kg de farelo de arroz/1.000m², sempre monitorando o oxigênio dissolvido pela manhã, o qual não deve ser menor que 4 mg/L, e semanal com ureia, desde que a transparência não esteja acima de 50 cm (Kubitza, 2003).

Antes do enchimento total do viveiro, devem-se instalar telas de malha fina de 0,5 mm no cano de abastecimento para contenção de peixes e animais invasores e hospedeiros intermediários de doenças. Essas telas deverão ser limpas periodicamente para evitar colmatação, com conseqüente entupimento do abastecimento. A cobertura dos viveiros com telas antipássaro, anti-inseto ou adaptações com linhas de nylon é essencial para evitar predação das larvas e alevinos por pássaros e morcegos, que podem, em poucos dias, dizimar a produção.

A densidade de estocagem indicada para o povoamento dos viveiros é de 100 a 400 larvas/m² (Lima et al., 2013). O tempo médio para as larvas/alevinos alcançarem 3 a 5 g é de, aproximadamente, 30 dias, variando de 20 a 45 dias. Neste período, os peixes são alimentados com ração comercial extrusada, inicialmente, em pó, com 40 a 50% de proteína bruta, 3.300 a 4.000 kcal/kg de energia digestível, que deve ser fornecida pelo menos quatro vezes ao dia, além da disponibilidade de alimentação natural que pode ser avaliada pela coleta e análise de amostras de água.

Os alevinos normalmente são despescados para comercialização quando estão ingerindo ração com granulometria de 1,2 a 1,7 mm. Essa despesca pode ser total ou parcial. No caso de ser parcial, deve-se ter cautela na passagem da rede somente em metade do viveiro para evitar emalhe dos alevinos, estresse desnecessário e perda de animais devido ao manejo. Após a despesca total do viveiro e com o número total de alevinos vendidos, obtém-se o índice de sobrevivência de alevinos, que pode ser utilizado para avaliar a produtivi-

dade de um casal, mas também para avaliar a qualidade de um viveiro para a produção de alevinos.

Considerações finais

As etapas de reprodução, larvicultura e alevinagem são de extrema importância para a cadeia produtiva da piscicultura, pois são a fonte de sementes para as fases de engorda e comercialização do pescado. Embora a reprodução do tambaqui esteja dominada, termo bastante adotado entre os produtores, com procedimentos bem difundidos no setor, ainda observam-se que alguns conceitos envolvidos nessas etapas necessitam ser melhor aplicados. Existem aspectos de acompanhamento da reprodução que não são realizados, mas que podem ser adotados pelo setor, objetivando a melhor avaliação do plantel de matrizes e reprodutores, como a identificação individual dos peixes e o acompanhamento dos índices zootécnicos e reprodutivos do plantel. Para isso, são necessários a conscientização do produtor e o treinamento dos funcionários da propriedade em relação a todos os processos da produção para que informações não sejam perdidas.

Referências

- ANDRADE, D. R.; YASUI, G. S. O manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v.27, p.166-172, 2003.
- CARNEIRO, P.C.F.; AZEVEDO, H.C.; SANCHES, E.G.; MARIA, A.N. **Manual de curadores de germoplasma – Animal: Conservação ex situ/ in vitro de sêmen de peixes**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2012. 16p.
- DALMASS, F. H.; CARRARI, I. F.; CESLA, I. de S.; NOVAKI, M. **Guia de indução hormonal de peixes reofílicos**. Curitiba: Instituto GIA, 2016. 24p. Disponível em: <https://gia.org.br/portal/wp-content/uploads/2013/12/Reproducao.pdf>. Acesso em: 24 jul. 2019.
- GOMES, F.; SCHNEIDER, H.; BARROS, C.; SAMPAIO, D.; HASHIMOTO, D.; PORTO-FORESTI, F.; SAMPAIO, I. Innovative molecular approach to the identification of *Colossoma macropomum* and its hybrids. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.84, n. 2, p. 517-526, 2012.
- KUBITZA, F. Larvicultura de peixes vivos. **Panorama da Aquicultura**, v.13, n.76, p.15-21, 2003.
- LIMA, A.F.; MORO, G.V.; KIRSCHNIK, L.N.G.; BARROSO, R.M. Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes. In: RODRIGUES, A. P. O.; LIMA, A. F.; ALVES, A. L.; ROSA, D. K.; TORATI, L. S.; SANTOS, V. R. V. dos (ed.). **Piscicultura de água doce: multiplicando conhecimentos**. 1 ed. Brasília: Embrapa, 2013. p. 319-322.

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

LIMA, A.F.; RODRIGUES, A.P.O.; LIMA, L.K.F.; MACIEL, P.O.; REZENDE, F.P.; FREITAS, L.E.L.; DIAS, M.T.; BEZERRA, T.A. **Alevinagem, recria, engorda de pirarucu**. Brasília: Embrapa, 2017. 152 p.

MUNIZ, J.A.S.M.; CATANHO, M.T.J.A.; SANTOS, A.J.G. Influência do fotoperíodo natural na reprodução induzida de tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 2018). **Boletim Instituto de Pesca**, v.34, n.2, p. 205-211, 2008.

NUNES, L.T.; SALMITO-VANDERLEY, C.S.B.; REIS, F.Y.T.; NERES, R.W.P.; SILVA, S.Q. Reprodução de peixes reofílicos nativos do Brasil: fertilização artificial e qualidade de água. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v.42, n.1, p.15-21, 2018.

PEIXE BR. **Anuário Peixe BR da Piscicultura**. 2019. 148 p. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/Anuario2019/AnuarioPeixeBR2019.pdf?>. Acesso em: 12 ago. 2019.

SERVIÇO NACIONAL DE APRENDIZAGEM RURAL. **Piscicultura: reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes nativos**. Brasília: SENAR, 2017. 132 p.

SILVA, G.F.; SHIOTSUKI, L.; TEIXEIRA, R.A.; DIAS, L.T.; VILELA, L.C.V.; FREITAS, L.E.L.; KIRSCHNIC, L.N.G.; VARELA, E.S. **Programas de melhoramento genético na piscicultura**. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2018. 59 p. (Embrapa Pesca e Aquicultura. Documentos, 37).

STREIT JUNIOR, D.P.; POVH, J.A.; FORNARI, D.C.; GALO, J.M.; GUERREIRO, L.R.J.; OLIVEIRA, D.; DIGMAYER, M.; GODOY, L.C. **Recomendações técnicas para a reprodução do tambaqui**. Teresina: Embrapa Meio-Norte, 2012. 30 p. (Embrapa Meio-Norte. Documentos, 212).

TAVARES-DIAS, M.; ARAÚJO, C.S.O.; PORTO, S.M.A.; VIANA, G.M.; MOTEIRO, P.C. **Sanidade do tambaqui *Colossoma macropomum* nas fases de larvicultura e alevinagem**. Macapá: Embrapa Amapá; Manaus: Universidade Federal do Amazonas, Instituto de Pesquisas da Amazônia, 2013. 42 p. (Embrapa Amapá. Documentos 78).

VARELA, E.S.; ALVES, A.L.; BARROSO, A.S.; TARDIVO, T.F. **Parentesco genético em reprodutores de tambaqui (*Colossoma macropomum*) baseado em marcadores de DNA: perspectivas de manejo genético na ausência de pedigree**. Palmas: Embrapa Pesca e Aquicultura, 2015. 28 p. (Embrapa Pesca e Aquicultura. Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 8).

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983. 225p.



Pesca e Aquicultura

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA, PECUÁRIA
E ABASTECIMENTO



PÁTRIA AMADA
BRASIL
GOVERNO FEDERAL