

Capítulo 9

Reprodução, larvicultura e alevinagem de peixes

*Adriana Ferreira Lima
Giovanni Vitti Moro
Luciana Nakaghi Ganeco Kirschnik
Renata Melon Barroso*

1. Introdução

O sucesso de uma produção zootécnica, seja ela qual for, inicia-se pelo controle da reprodução da espécie em questão, sem o qual o manejo e a viabilidade econômica da produção ficam prejudicados. Para se compreender a reprodução dos peixes, é necessário conhecer sua biologia reprodutiva. Os peixes ocupam os mais diversos ambientes aquáticos, mesmo as mais extremas temperaturas e altitudes. O sucesso da sobrevivência nesses ambientes se deve, dentre outros fatores, às diferentes estratégias reprodutivas apresentadas pelos diversos grupos de peixes existentes. O tipo de desova, a presença ou não de cuidado parental, as fases do ciclo e outras características podem diferir para cada espécie.

Neste capítulo, serão abordadas características da reprodução de peixes migradores e não migradores e a larvicultura e alevinagem das espécies de maior importância comercial no Brasil.

2. Estratégias reprodutivas

As estratégias reprodutivas são as características biológicas que uma espécie precisa manifestar para alcançar o sucesso reprodutivo. Dependendo da história evolutiva de cada espécie, diversas estratégias reprodutivas podem ser observadas na natureza.

A seguir, são descritas algumas estratégias reprodutivas dos peixes:

- Presença de caracteres sexuais secundários: algumas espécies possuem caracteres sexuais secundários, que ficam mais visíveis na época de reprodução, a exemplo do tucunará (*Cicla spp.*), em que o macho apresenta uma protuberância na cabeça, e dos *Brycon* (matrinã, piracanjuba, piraputanga), cuja nadadeira anal dos machos apresenta-se áspera ao toque;
- Fecundação e desenvolvimento: quanto ao tipo de fecundação, pode ser externa ou interna. Algumas espécies liberam seus gametas no ambiente, ampliando a chance de fecundação por diferentes indivíduos, o que aumenta a diversidade genética e, conseqüentemente, a chance de sucesso adaptativo da espécie, como ocorre com as espécies utilizadas para produção. Outras realizam a fecundação interna, o que lhes confere a chance de fecundarem a maioria, senão a totalidade, dos ovos produzidos, perdendo a possibilidade, no entanto, de terem uma grande mistura de material genético. Quanto ao tipo de desenvolvimento, pode ser externo ou interno. Os peixes possuem essas duas características de forma concomitante, sendo classificados das seguintes formas: (I) fecundação e desenvolvimento externo - são os ovulíparos, como o tambaqui (*Colossoma macropomum*); (II) fecundação interna e desenvolvimento externo - são os peixes ovíparos, como o *Cynopoeilus melanotaenia*; (III) fecundação e desenvolvimento interno, sendo o ovo liberado com o embrião já desenvolvido, ainda dentro da casca. É o caso dos ovovivíparos, como o *Guppy* ou lebiste (*Poecilia reticulata*); (IV) fecundação e desenvolvimento interno, com relação trófica entre o embrião e o corpo materno. É o caso dos peixes vivíparos, como arraias de água doce;
- Desenvolvimento dos ovos fecundados: algumas espécies possuem desenvolvimento direto, enquanto outras precisam passar por fases larvais;
- Cuidado parental com a prole: existem espécies que não realizam qualquer tipo de cuidado parental, outras que cuidam apenas dos ovos (p.ex. acará bandeira *Pterophyllum* sp) e aquelas que cuidam de sua prole por um maior período de tempo (p.ex. pirarucu *Arapaima gigas*);
- Migração: na natureza, é comum para várias espécies realizarem a migração para reproduzirem-se (espécies migradoras ou reofílicas). No entanto, nem todas necessitam realizar esse movimento, são as espécies não migradoras, que se reproduzem no local onde vivem (Tabela 1);

- Gametas: algumas espécies possuem sexo definido, ou seja, desenvolvem seus gametas em indivíduos diferentes. Outras são hermafroditas, apresentando gametas femininos e masculinos em um único indivíduo. A primeira estratégia é vantajosa por proporcionar maior diversidade genética e consequente sucesso adaptativo. Comparativamente, a segunda amplia as chances de sobrevivência dos ovos produzidos;

- Quanto à fecundidade: sendo a fecundidade definida pelo número de ovócitos que uma fêmea irá desovar no próximo período reprodutivo, existem espécies que apresentam alta e baixa fecundidade. A fecundidade, o tempo de incubação e o período de eclosão são característicos de cada espécie e dependem da ocorrência de condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento das larvas, principalmente temperatura e disponibilidade de alimento.

Todas essas estratégias reprodutivas estão relacionadas entre si de forma a maximizar o sucesso produtivo. Por exemplo, espécies que apresentam cuidado parental podem desovar ovócitos maiores (> 1,5 mm de diâmetro), mas comumente apresentam baixa fecundidade. Já espécies que apresentam alta fecundidade, em geral, não apresentam cuidado parental, pois produzem ovócitos em número suficiente para garantir a sucessão da espécie. Já a estratégia reprodutiva de liberar ovos maiores está relacionada com o tempo de desenvolvimento destes (as espécies que possuem ovos maiores e, conseqüentemente, com maior quantidade de vitelo possuem tempo de desenvolvimento mais lento, e os ovos são produzidos em menor quantidade).

Cada espécie ou grupo de espécies possuem um determinado conjunto de características ambientais que estimulam e maximizam o sucesso reprodutivo. Nesse sentido, conhecer os fatores ambientais que influenciam a reprodução das espécies cultivadas se torna extremamente importante para o sucesso do controle da reprodução em cativeiro e diversificação da piscicultura.

De forma geral, de todas as estratégias descritas, as características reprodutivas mais comuns para as espécies nativas de água doce são: indivíduos dioicos (sexos separados); ovíparos; sem cuidado parental ou, em alguns casos, um dos pais ou ambos cuidam da prole. Tais características são comuns para as espécies nativas migradoras ou não migradoras. No entanto, há particularidades que as diferenciam (Tabela 1).

Tabela 1. Principais diferenças das características reprodutivas entre peixes migradores e não migradores.

Característica reprodutiva	Peixes não migradores	Peixes migradores
Ambiente de reprodução	Não realizam migrações reprodutivas; A reprodução ocorre no ambiente onde vivem.	Realizam migração reprodutiva, com deslocamento do local de alimentação para o de reprodução.
Tipo de desova	Parcelada.	Total.
Fecundidade	Baixa. Podem ocorrer desovas múltiplas ao longo do período reprodutivo, com liberação de poucos ovos por desova.	Alta (grande número de ovócitos produzidos numa desova).
Cuidado parental	Sim.	Não.
Tipos de ovos	Grande tamanho (até 5 mm de diâmetro). Em contato com a água, após a desova, hidratam-se pouco. Podem ser ovos adesivos ou não adesivos.	Tamanho reduzido (<1,5mm). Em contato com a água, aumentam muito de tamanho (grande espaço perivitelino). São ovos livres (não adesivos).
Reprodução em cativeiro	Em geral, não necessitam de indução hormonal.	Necessitam de indução hormonal.
Espécies (exemplos)	Tucunaré (<i>Cichla</i> spp.), tilápia-do-Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>), pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>), apaiari (<i>Astronotus ocellatus</i>), cascudo (<i>Hypostomus</i> spp.), traíra (<i>Hoplias malabaricus</i>), bagre-do-canal (<i>Ictalurus punctatus</i>).	Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>), caranha ou pirapitinga (<i>Piaractus brachipomus</i>), surubins (<i>Pseudoplatystoma</i> spp.), dourado (<i>Salminus</i> spp.), matrinxã (<i>Brycon amazonicus</i>).

Recomendações técnicas

1. Cada espécie de peixe possui um conjunto de características reprodutivas que devem ser conhecidas para se alcançar sucesso na reprodução em cativeiro;
2. Alguns peixes podem apresentar como estratégia reprodutiva características que permitem a identificação sexual, como diferenças na coloração, no formato de determinada região do corpo, entre outras;
3. As principais características relacionadas às estratégias reprodutivas são tipo de fecundação e desenvolvimento embrionário, presença ou ausência de comportamento de migração para reprodução e cuidado parental.

3. Modificações no peixe durante o período reprodutivo

O ciclo reprodutivo dos peixes é acompanhado por modificações no sistema reprodutivo, mais facilmente observadas nas gônadas. No ciclo reprodutivo, as gônadas podem passar pelos seguintes estádios: (a) imaturo: pouco desenvolvidas e ainda em formação; (b) repouso: tamanho reduzido, delgadas e translúcidas. Normalmente ocorre nos meses mais frios e secos do ano; (c) maturação inicial: começo do processo de gametogênese (formação dos gametas); (d) maturação final: desenvolvidas e maduras. Nessa fase, atingem seu maior peso e volume. Geralmente ocorre no período mais quente e chuvoso do ano; (e) regressão: gônadas com células em atresia e consequente redução de tamanho. Ocorre quando não há liberação dos gametas (comum em peixes migradores mantidos em cativeiro); (f) esgotado: é o período posterior à reprodução (após a eliminação dos gametas), no qual há reorganização das gônadas que seguirão para a fase de repouso (Figura 1).

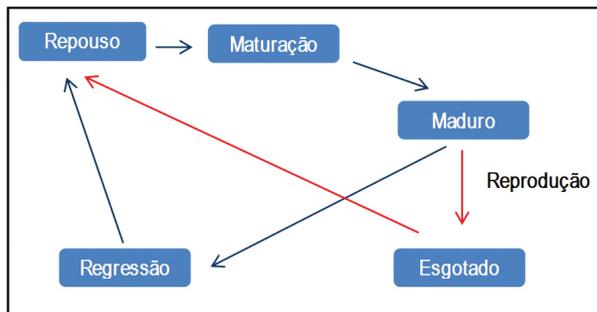


Figura 1. Fluxograma dos estádios de maturação gonadal dos peixes.

Paralelamente ao processo de maturação das gônadas, ocorre o processo de gametogênese, que é caracterizado por fases de desenvolvimento dos gametas, conforme descrito no capítulo sobre “Anatomia e fisiologia de peixes de água doce”.

As características reprodutivas são reguladas internamente por hormônios. Os estímulos que levam ao aumento da liberação hormonal são internos e externos. Os estímulos externos são basicamente ambientais.

Os principais hormônios envolvidos no desenvolvimento reprodutivo são aqueles liberados pelo hipotálamo, hipófise e gônadas, havendo outros que atuam como moduladores indiretos da reprodução. Basicamente, têm-se: a) hormônio estimulador das gonadotrofinas (GnRH): produzido pelo hipotálamo, age na hipófise estimulando a produção e liberação de hormônios gonadotróficos; b) hormônios gonadotróficos (GtH): são produzidos pela hipófise, estimulam o desenvolvimento dos ovócitos e a

liberação dos hormônios esteroides pelas gônadas. Pertencem a duas categorias: GtH I (comparado com o FSH - hormônio folículo estimulante dos mamíferos), que estimula o crescimento gonadal, a gametogênese e a entrada de vitelogenina no ovócito e GtH II (comparado com o LH, hormônio luteinizante dos mamíferos), que estimula a maturação final do ovócito e a desova; c) hormônio de crescimento (GH) e somatolactina: são produzidos pela hipófise, estimulam a liberação de esteroides pelas gônadas, mas com menor potência do que os hormônios gonadotróficos; d) hormônios tireoidianos (T3, principalmente): potencializam, indiretamente, a ação dos hormônios gonadotróficos I e II no início do desenvolvimento ovariano. Nesse período, há um aumento na secreção de estradiol, hormônio sexual, que inibe a liberação dos hormônios tireoidianos, os quais, por sua vez, regulam o metabolismo do organismo. Desse modo, com a redução nos níveis de hormônios tireoidianos, a energia disponível no peixe, que seria destinada para o crescimento corporal, pode ser majoritariamente destinada para o desenvolvimento gonadal.

Recomendações técnicas

1. Diversos hormônios estão envolvidos na reprodução de peixes, sendo importante conhecer a alteração destes ao longo do ciclo reprodutivo para compreender os aspectos fisiológicos envolvidos na reprodução;
2. As gônadas e gametas sofrem alterações ao longo do ciclo reprodutivo, sendo estas resultantes dos processos de alterações hormonais.

4. Reprodução de peixes migradores

O início do ciclo reprodutivo em peixes migradores é influenciado por fatores ambientais como fotoperíodo, temperatura, salinidade, composição iônica na água, fluxo de água, abundância de alimento e condições sociais da população de peixes. De forma geral, os peixes da região tropical e subtropical respondem a alterações graduais da luminosidade e temperatura. Desse modo, os processos reprodutivos dependem de ritmos endógenos regulados por relógios biológicos internos, mas que são fortemente influenciados por fatores ambientais externos.

Um dos fatores externos que estimulam o desenvolvimento gonadal de forma progressiva ao longo do ano é o fotoperíodo, que é o intervalo de claro e escuro em que os animais ficam expostos durante um dia (24 horas). Vale lembrar que a variação da luminosidade é relativa à latitude, de modo que quanto menor a latitude menor

a diferença de luminosidade ao longo do ano. A ação da luz ao penetrar pela retina ocorre através da excitação dos nervos ópticos que, por meio de sinais elétricos, estimulam células e glândulas do sistema nervoso central dos peixes. Dessa forma, a variação de hora-luz por dia vai sendo percebida pela retina tendo como consequência a liberação de hormônios que agirão no desenvolvimento gonadal. Ao longo desse período, o hipotálamo produz o hormônio liberador de hormônio gonadotrófico (GnRH), que agirá na hipófise estimulando-a a liberar o hormônio gonadotrófico do tipo 1 (GtH1). Este, por sua vez, agirá nas gônadas estimulando as células germinais a produzirem os primeiros estágios dos gametas, sendo este o início do complexo processo reprodutivo dos peixes migradores. De forma complementar, a melatonina também age na modulação da GtH, sendo liberada pela glândula pineal nos períodos de ausência de luminosidade (noite).

Com a aproximação do verão, o aumento progressivo da temperatura da água e da luminosidade vai sendo percebido pelos peixes. Nos peixes tropicais, a temperatura ideal para os processos fisiológicos é sempre elevada. O período de chuva associado com o aumento da temperatura está relacionado com o processo final de maturação gonadal dos peixes tropicais e subtropicais, sendo um gatilho importante desse momento. As chuvas alteram a composição química das águas dos rios e lagos. O aumento do volume da água no período de chuva inunda áreas de matas ciliares e causa alterações químicas do corpo hídrico. Essas alterações associadas ao aumento na temperatura e do nível do rio, bem como à crescente concentração iônica e disponibilidade de alimento, parecem estar relacionados a ritmos de secreção da GtH2, que estimulam o desenvolvimento final da maturação gonadal dos peixes de água doce das regiões tropicais e subtropicais.

Durante o processo de maturação, características secundárias podem estar evidenciadas, influenciando na atratividade sexual. Nos peixes teleósteos, esta atratividade é feita por estruturas morfológicas (atração visual) e também por meio de feromônios (substâncias químicas liberadas na água). Os órgãos reprodutores maduros de machos e fêmeas produzem hormônios que agem nos estágios finais de maturação gonadal. Quando excretados e liberados no ambiente, podem ser absorvidos pela pele ou olfato, passando a ter ação atrativa para indivíduos do sexo oposto da mesma espécie – são os chamados feromônios. Eles estimulam a ovulação nas fêmeas e a produção de sêmen nos machos e influenciam a fisiologia e comportamento reprodutivo. Um exemplo prático é o caso dos andrógenos produzidos pelos machos de tambaqui. Estes são percebidos pela fêmea, estimulando sua proceptividade e aceitação do macho. As fêmeas, por sua vez, produzem prostaglandina F2 alfa ($PGF\alpha$), que favorece a ovulação e tem sido citada como um dos principais feromônios femininos em peixes.

O desenvolvimento gonadal de peixes migradores pode ser resumido da seguinte forma:

Machos:

Espermatogênese → Espermiogênese → Liberação de gametas

A formação dos espermatozoides se dá em cistos germinativos estimulados pela produção de hormônio testosterona pelas células de Leydig. Essas células produzem 11-ketotestosterona que estimula a produção de 17α , 20β progesterona, que, por sua vez, induz a maturação dos espermatozoides. Após a maturação, os espermatozoides seguem para a luz do túbulo seminífero onde sofrem uma hidratação, sendo então liberados no processo chamado espermição.

Fêmeas:

Repouso → Maturação inicial ou ciclo pré-vitelogênico → Maturação avançada ou vitelogênese → Maturação final → Ovulação → Desova

Os ovários dos peixes são estruturas pequenas durante a fase de repouso, semelhante a finos fios rosados e com pouca vascularização. Com os estímulos hormonais, os ovários iniciam o processo de recrutamento de células germinativas que darão origem aos ovócitos. Essa fase é conhecida como pré-vitelogênica. Com o crescimento dos folículos ovarianos, inicia-se a produção de hormônios esteroides que estimulam a produção de vitelogenina pelo fígado e a absorção desta proteína pelo ovócito em forma de vesículas de vitelo. Inicia-se, então, a fase de maturação (vitelogênese) – caracterizada por ser longa e demandante de boa reserva de energia. Por isso, animais com deficiência nutricional não entram em reprodução ou possuem baixa produção de ovócitos de qualidade inferior.

A próxima fase de desenvolvimento gonadal refere-se às alterações estruturais do ovócito com migração de seu núcleo da região central para a periférica, conhecida como migração da vesícula germinal. Nesse momento, as fêmeas encontram-se preparadas para a desova, a qual irá ocorrer sob condições ambientais favoráveis.

Recomendações técnicas

- 1.** A reprodução de peixes é fortemente influenciada por fatores ambientais;
- 2.** Temperatura e luminosidade são os principais fatores ambientais que influenciam a reprodução;
- 3.** A atratividade entre os peixes pode ser visual ou uma resposta à presença de feromônios.

5. Reprodução artificial de peixes migradores

Considerando que uma das características mais buscadas nas espécies para produção é a possibilidade de reprodução em cativeiro, o desenvolvimento de técnicas de indução contribuiu para o aumento da produção de peixes no mundo todo. No Brasil, as primeiras pesquisas sobre reprodução em cativeiro e indução hormonal foram realizadas por Ihering (1935), com o uso da técnica de hipofiseação, que utiliza o extrato bruto de hipófise para indução hormonal dos peixes. Essa técnica é amplamente utilizada nas estações de piscicultura até os dias atuais. Entretanto, também surgiram estudos com a indução por meio de hormônios sintéticos, que se tornaram uma alternativa.

Uma vez conhecida a importância dos fatores exógenos no desenvolvimento gonadal e estímulo reprodutivo dos peixes migradores, é possível compreender como as condições de cultivo podem afetar negativamente a reprodução, principalmente, durante a fase que deveria ocorrer o processo de migração, no qual há uma limitação de espaço. Dessa forma, os peixes chegam a um grau de desenvolvimento reprodutivo limitado, sem concluir a fase de maturação final dos ovócitos. Nesse momento, é possível observar nas fêmeas o abaulamento abdominal com avermelhamento da papila urogenital, que pode estar protuberante ou não.

Além da limitação do espaço de cultivo, a restrição na qualidade ou quantidade de alimento, a excessiva densidade de estocagem e presença de outros fatores estressantes (presença/ manipulação do homem, p.ex.) podem induzir a reabsorção de ovócitos vitelogênicos. Nesse caso, nem com intervenção hormonal consegue-se uma desova bem sucedida.

A seleção de reprodutores maduros é vital para o sucesso do processo de indução da maturação final e desova, sendo considerada uma das etapas mais importantes para a produção de ovos. Os critérios utilizados pelos produtores são baseados em características subjetivas. Para as fêmeas, deve-se observar: abdômen dilatado e macio e papila genital intumescida e avermelhada (Figuras 2A e B). Para a seleção dos machos da maioria das espécies migradoras brasileiras, deve-se observar, através de uma leve compressão abdominal, a saída de pequenas quantias de sêmen.

A dificuldade para padronização dos critérios para seleção dos reprodutores tem estimulado trabalhos de pesquisa a buscar métodos mais objetivos, principalmente para as fêmeas. Um método que pode ser utilizado é a realização de biópsia ovariana por meio de canulação intraovariana, via papila genital (Figura 2C). Nesse procedimento, os produtores podem observar coloração, textura e tamanho diferenciado dos ovócitos

maduros. Para os produtores que possuírem uma lupa ou microscópio, vale observar a migração do núcleo do ovócito da posição central para a periférica (Figura 3), que indicará com mais precisão a fase de maturação em que a fêmea se encontra.



Figura 2. Reprodução do tambaqui (*Colossoma macropomum*). A e B. Fêmea com ventre distendido, barriga abaulada e papila genital intumescida e vascularizada. C. Canulação de fêmea para verificação da coloração dos ovócitos. D. Processo de sutura da papila genital de exemplar fêmea. Fotos: Adriana F. Lima.

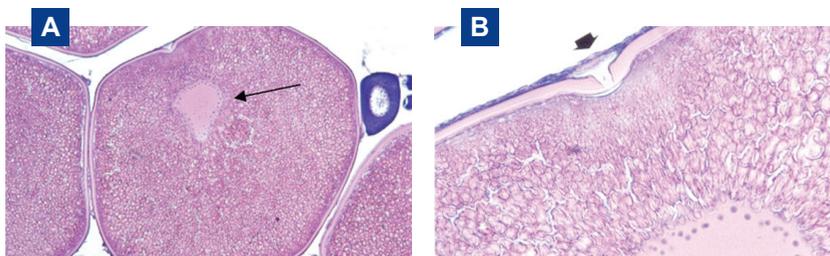


Figura 3. Ovócitos de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). A. Migração do núcleo do ovócito da posição central para periférica (seta). B. Micrópila (seta). Fotos: Luciana N. G. Kirschnik.

Na Tabela 2, são resumidas recomendações técnicas para a escolha dos reprodutores mais propícios a responder à indução hormonal.

Tabela 2. Recomendações técnicas para a escolha dos reprodutores.

	Machos	Fêmeas
Características observadas para escolha dos reprodutores aptos à indução hormonal	- Leve pressão abdominal leva à espermiacção;	- Abaulamento abdominal (ovário cheio);
	- Papila genital edemaciada.	- Poro genital edemaciado e protuso.
	Coloração nupcial (pode mudar de cor, de acordo com a espécie).	
Práticas que permitem o sucesso e maior controle na reprodução induzida	- Verificar características do sêmen (pH, número de espermatozoides, motilidade);	- Canulação para verificar tamanho dos ovócitos e homogeneidade;
	- Determinação do volume de sêmen.	- Contagem de gametas (fecundidade), volume de ovócitos.

A indução hormonal realizada pela aplicação de hormônios é o controle artificial mais eficaz da reprodução de peixes migradores tropicais mantidos em cativeiro. Nas fêmeas, tais hormônios devem ser capazes de promover a maturação final dos gametas. O peixe deve estar num estágio de maturação gonadal adequado para que responda à indução hormonal e permita a liberação dos gametas. A indução irá garantir a migração e posterior desintegração da vesícula germinal, com rompimento do envelope folicular e consequente liberação dos ovócitos na luz do ovário, seguida pela eliminação dos ovócitos maduros (desova).

Para os machos, a função básica da indução hormonal é o aumento no volume de sêmen, que está mais associado com uma maior fluidez do sêmen produzido do que com o aumento no número de espermatozoides. É importante lembrar que, após a coleta do sêmen, os espermatozoides encontram-se inativos. Apenas quando entram em contato com a água é que ficarão ativos e serão capazes de fecundar os ovócitos.

Com toda a gama de hormônios já testada na indução da reprodução artificial de peixes (Tabela 3), a técnica de hipofiseação, que utiliza o extrato bruto de hipófise, ainda é a mais empregada nas desovas induzidas de diversas espécies de peixes em vários países.

A hipófise é um produto comercializado por empresas especializadas, que a retiram de peixes adultos sexualmente maduros. Se for de interesse do produtor, a coleta da hipófise pode ser realizada na propriedade, pois é um procedimento simples. No item 4.1, apresentamos o detalhamento dos procedimentos necessários para a retirada da hipófise (hipofisectomia).

Tabela 3. Hormônios utilizados na indução da reprodução de peixes.

Agente indutor	Característica	Vantagem	Desvantagem	Uso
Extrato de hipófise	<ul style="list-style-type: none"> - É a forma mais utilizada; - A hipófise é o local de acúmulo dos hormônios gonadotróficos em peixes maduros; - Pode ser fresca, seca ou dessecada em acetona. 	<ul style="list-style-type: none"> - Praticidade de procedimentos e uso de equipamentos simples; - Fácil manuseio e disponibilidade no mercado. 	<ul style="list-style-type: none"> - Variabilidade na quantidade de gonadotropina presente em hipófises distintas, o que dificulta a padronização da dosagem indicada; - Risco de contaminação com doenças dos peixes extraídos. 	<ul style="list-style-type: none"> - Fêmea: 0,5 mg/kg (1ª dose) e 5,0 mg/kg (2ª dose); - Macho: 1 dose de 0,5 a 1,5 mg/kg.
hCG	Gonadotropina coriônica humana.	<ul style="list-style-type: none"> - Atua diretamente na gônada, induzindo a maturação; - Fácil aquisição. 	<ul style="list-style-type: none"> - Funciona só em algumas espécies; - Exige aplicação de doses elevadas (> custo); - Uso continuado reduz o desempenho reprodutivo dos peixes. 	<ul style="list-style-type: none"> - Fêmea: 5 UI*, (1ª dose) e 10 UI* (2ª dose).

GnRH	<ul style="list-style-type: none"> - Hormônio liberador de gonadotropinas; - É aconselhável injetar junto antagonistas de dopamina (domperidona e pimizida), quando a injeção de GnRH sozinho não traz resultados; - Nomes comerciais: Ovaprim, Ovopel e Conceptal. 	<ul style="list-style-type: none"> - São semelhantes para vertebrados inferiores e superiores; - Atuam no início da cadeia hormonal e estimulam o peixe a sintetizar sua própria GtH. 	<ul style="list-style-type: none"> - Não funciona para muitas espécies (Ovaprim); - Necessidade de altas doses (Ovopel); - Difícil obtenção. 	<ul style="list-style-type: none"> - Fêmea: 10 a 15 µg/kg; - Macho: 5 µg/kg.
	LH-RH	<p>Hormônio liberador do hormônio luteinizante.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Induz a liberação de GtH no organismo do reprodutor; - Comercializado em ampolas de 1 a 5 mg; - Possui mesmo princípio do GnRH. 	<ul style="list-style-type: none"> - A resposta à indução pode demorar de 1 a 4 dias; - Custo alto. 	<ul style="list-style-type: none"> - Fêmea: 1ª: 5 a 7 µg/kg, 2ª: 15 a 20 µg/kg; - Machos 3 a 6 µg/kg (dose única).

* UI – Unidade Internacional.

Na preparação da hipófise para processos de indução, é necessário macerá-la completamente em um gral de porcelana (cadinho). Para facilitar o processo, deve-se adicionar de uma a três gotas de glicerina e macerá-la com o pistilo (haste de ponta arredondada). A solução formada deve ser diluída em solução fisiológica (cerca de 0,5 mL de soro para cada kg de peixe) (Figuras 4 A,B e C).



Figura 4. Reprodução do tambaqui (*Colossoma macropomum*). A, B e C. Processo de preparação, maceração e diluição da hipófise em solução fisiológica 0,65% NaCl, respectivamente. D. Extrusão de uma fêmea. E. Extrusão de um macho sobre os ovócitos da fêmea. F. Distribuição de ovos hidratados em incubadora. G. Processo de limpeza em incubadora com retirada das larvas por sifonamento. Fotos: Adriana F. Lima.

De forma geral, a aplicação de hormônios ou agentes indutores deve ser feita com uma seringa e agulha esterilizadas, podendo ser aplicada de forma intramuscular (músculo da região dorsal) ou intraperitoneal (cavidade abdominal). No entanto, devido à complexidade inerente à maturação final dos ovócitos, faz-se necessária a divisão da dose hormonal a ser aplicada nas fêmeas. Estas, portanto, receberão uma primeira

dose indutora, referente a 10% da dose total, e uma segunda aplicação, chamada dose final, relativa a 90% da dose hormonal calculada. A aplicação da dose inicial é fundamental para estimular os receptores hormonais e melhorar a eficácia da dose final, por isso a importância da divisão em duas doses. O cálculo da dose hormonal a ser aplicada é baseado no peso do animal, variando de acordo com o tipo de agente indutor. A Tabela 3 apresenta os principais hormônios utilizados em peixes, suas vantagens, desvantagens e respectivas doses. Cabe lembrar que o uso de hormônios está atualmente proibido em produções comerciais.

Após a aplicação da dose final, deve-se iniciar a contagem de uma medida chamada “hora-grau”, que nada mais é do que a somatória da temperatura da água em que os reprodutores estão a cada hora que passa (Tabela 4). Com esse cálculo, é possível saber aproximadamente em quanto tempo, após a aplicação do agente indutor, as fêmeas estarão preparadas para desovar. Por exemplo, se os peixes estão em uma água cuja temperatura é de 25°C, passado uma hora da aplicação da última dose, o valor da hora-grau será 25, se na próxima hora a temperatura se elevar para 26°C o valor de hora-grau após duas horas será 51 ($25 + 26$) e assim deve ser calculado sucessivamente. É importante notar que esse valor varia de acordo com cada espécie e entre indivíduos da mesma espécie (Tabela 5). Quando o valor estiver próximo ao de referência para a espécie, as fêmeas devem ser avaliadas quanto à qualidade de seus ovócitos, o que deve ser feito por meio de uma leve pressão no abdômen verificando a sua liberação.

Tabela 4. Cálculo da hora-grau (Adaptado de CECARELLI et al., 2000).

Hora	Temperatura	Soma	Hora-grau
17:00	26	26	26
18:00	25	26+25	51
19:00	25	26+25+25	76
20:00	26	26+25+25+26	102
Etc.

Tabela 5. Valor referência de hora-grau para algumas espécies de peixes (Adaptado de CECARELLI et al., 2000).

Espécie	Temperatura da água (°C)	Hora-grau
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	25	240-320
Matrinxã (<i>Brycon amazonicus</i>)	24	140-160
Dourado (<i>Salminus brasiliensis</i>)	24	140-160
Piau (<i>Leporinus macrocephalus</i>)	24	220
Surubins (<i>Steindachneridion spp.</i> e <i>Pseudoplatystoma spp.</i>)	24	255
Curimatá (<i>Prochilodus spp.</i>)	25	210
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	27	290

A coleta dos ovócitos e do esperma deve ser realizada a seco, em recipientes separados ou não, evitando-se ao máximo qualquer contato com a água. Isso porque a água em contato com os ovócitos promove a sua hidratação e, conseqüentemente, o fechamento de um pequeno orifício por onde o espermatozoide irá fecundar o óvulo, chamado de micrópila. Além disso, os espermatozoides estão inativos devido à alta concentração de potássio no sêmen. No entanto, uma vez ativos, sua motilidade diminui com o tempo e a capacidade de fecundação se torna reduzida. Dessa forma, a região genital dos animais precisa estar seca. A extrusão da fêmea deve ser feita por meio da compressão do ventre no sentido ântero-posterior, até a aparente retirada da maior quantidade possível de ovócitos (Figura 4D). Posteriormente, deve-se realizar a compressão do ventre do macho, também no sentido ântero-posterior, até a liberação do sêmen, que deve ser suavemente misturado aos ovócitos (Figura 4E). O ideal é que os gametas masculinos e femininos sejam cuidadosamente misturados com auxílio de uma pena ou espátula para otimizar o sucesso da fecundação, antes de estimular tais gametas com a hidratação.

Após a mistura dos gametas coletados, deve ser adicionada água. Nessa fase, ela será essencial para que ocorra a ativação dos espermatozoides, possibilitando que estes fecundem os óvulos antes do fechamento da micrópila. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras (Figura 4F).

Diante do mencionado, dentre os fatores que podem levar ao insucesso da indução hormonal, destacam-se:

- Falha em qualquer etapa da técnica. Uma simples queda de um peixe reprodutor já pode prejudicar o sucesso da reprodução;
- Falha na preparação e conservação do extrato de hipófise;
- Aplicação do hormônio no momento incorreto;
- Falha na coleta dos gametas.

Os ovos recém-fertilizados devem ser colocados em incubadoras cilíndrico-cônicas com fluxo de água contínuo, onde seguirão durante o período inicial da larvicultura (Figura 4G).

Recomendações técnicas

- 1.** Limitação de espaço de cultivo, restrição na qualidade ou quantidade de alimento e excessiva densidade de estocagem são fatores que contribuem para o insucesso da reprodução;
- 2.** Devem-se escolher os animais reprodutores com cautela quanto ao estágio de maturação e sanitário;
- 3.** É recomendável utilizar acessórios que evitem o contato direto das mãos com os peixes, pois a presença de ácidos orgânicos nas mãos pode causar injúrias nos peixes;
- 4.** Manejar sempre com cuidado os reprodutores para evitar injúrias;
- 5.** Calcular a dose exata do hormônio a ser utilizado;
- 6.** A aplicação de hormônio deve ser intramuscular ou intraperitoneal, dividida em duas doses;
- 7.** O acompanhamento das horas-grau permitirá a identificação do momento da desova;
- 8.** Realizar a extrusão dos ovócitos e do sêmen evitando ao máximo o contato com a água é importante para garantir altos níveis de fertilização.

5.1. Hipofisectomia

Para o procedimento de hipofisectomia, prezando o bem estar animal, os peixes devem ser insensibilizados com gelo para que então possam ser sacrificados e a hipófise, retirada. Com o auxílio de um arco de serra ou uma faca afiada, deve-

se efetuar um corte na região occipital da cabeça do peixe, retirando-se o encéfalo com uma pinça e acessando-se a sela-túrcica, região anatômica onde a hipófise fica localizada. Após alguma prática, a remoção da hipófise torna-se corriqueira e bastante rápida, não afetando a qualidade da carne do peixe, que poderá ser enviado ao mercado consumidor.

As hipófises retiradas devem ser colocadas em um recipiente contendo acetona PA e mantidas nesse meio por um período de 10 horas. Após esse período, renova-se a acetona, mantendo as hipófises por mais 10 horas. Somente então as glândulas são retiradas do recipiente inicial, passadas para um papel filtro e colocadas em um dessecador (câmara fechada com sílica gel). Após aproximadamente 8 a 10 horas, as glândulas estão prontas para serem utilizadas na indução. Para isso, devem ser maceradas e diluídas em solução fisiológica contendo 0,65% de NaCl (Figuras 4A, B e C). Geralmente necessita-se em torno de 300 a 500 animais doadores em fase de reprodução (dependendo da espécie utilizada), que irão resultar em apenas um grama (1 g) de hipófise seca no final do processo descrito.

6. Larvicultura e alevinagem de peixes

O período de incubação varia para cada espécie e em função da temperatura da água de cultivo. Em geral, águas com temperaturas mais elevadas resultam numa diminuição do tempo de eclosão e aceleração no desenvolvimento das larvas. Nessa fase, cuidados com a qualidade da água de abastecimento das incubadoras são essenciais para o sucesso da produção, principalmente para os níveis de oxigênio dissolvido e partículas em suspensão. O manejo das incubadoras exige atenção do produtor, sobretudo com relação à necessidade de limpeza logo após a eclosão das larvas (Figura 4G). Esse procedimento é necessário devido à elevada quantidade de resíduos oriundos da estrutura dos ovos, o que pode colmatar as tela das incubadoras, causando transbordamento e consequente escape das larvas.

As larvas eclodidas possuem reserva energética conhecida como saco vitelínico, que garante a sobrevivência das larvas enquanto ainda não são capazes de se alimentarem. A formação do sistema digestivo varia de acordo com a espécie, não estando completamente formado no momento da eclosão da larva.

O momento da primeira alimentação das larvas requer grande atenção do produtor, que deve considerar a espécie cultivada. Algumas espécies aceitam alimento inerte (ração) como primeiro alimento, enquanto outras, sobretudo as

carnívoras, necessitam inicialmente de alimento natural e apenas na fase de alevinagem é que passam por um processo de treinamento, quando podem ser condicionadas a aceitar ração.

A manutenção e alimentação das larvas na incubadora pode variar entre 2 e 10 dias, para a maioria das espécies nativas de água doce. Na sequência, inicia-se a fase de alevinagem, que, em geral, é realizada em viveiros escavados, quando os peixes ainda merecem uma atenção especial, sobretudo em relação aos números de refeições diárias e cuidados com possíveis predadores.

Recomendações técnicas

1. A temperatura da água irá influenciar o tempo necessário para desova, assim como o tempo de eclosão e desenvolvimento larval;
2. Deve-se estar atento para a qualidade da água das incubadoras, principalmente para as concentrações de oxigênio dissolvido e limpeza da água;
3. A fase da primeira alimentação é um dos pontos mais críticos na larvicultura, sobretudo para peixes carnívoros, por isso o alimento ofertado deve ser compatível com o tamanho da larva e capacidade em aceitar o alimento.

7. Reprodução, larvicultura e alevinagem do tambaqui (*Colossoma macropomum*)

Para iniciar o processo de reprodução do tambaqui, é necessário selecionar os reprodutores com características externas que indiquem a preparação do animal para a reprodução. Para as fêmeas, devem-se observar a presença de papila genital altamente vascularizada, coloração avermelhada e ventre distendido (Figuras 2A e B). Para os machos, deve-se observar a liberação de sêmen sob uma leve pressão. Alguns laboratórios realizam o processo de canulação da fêmea, na qual é utilizada sonda uretral nº 10 ou 12, com a qual é retirada uma amostra dos óvulos para observação visual da coloração dos ovócitos. A coloração esverdeada indica que os ovócitos estão desenvolvidos. Ovos com coloração diferente desta não estão adequados para o processo de reprodução.

Conforme descrito, a indução da desova do tambaqui pode ser realizada com o uso de diversos hormônios (Tabela 3). No Brasil, o tipo e a quantidade de hormônio

utilizados variam dependendo do laboratório que trabalha com reprodução do tambaqui. Quando as fêmeas escolhidas para o processo de indução são muito grandes (acima de 7 kg), pode ser adicionado 1 mg de hormônio para cada 2 kg de peso acima do valor referência (7 kg).

Em geral, a indução do tambaqui à desova é realizada com duas doses de extrato de hipófise. Na primeira, aplica-se 0,5 mg de extrato de hipófise/kg de peso da fêmea, e 5 mg de extrato de hipófise/kg de peso da fêmea, na segunda. Já para o macho, em geral, é utilizado dose única aplicada no momento da segunda dose da fêmea, na concentração de 2,5 mg/kg de peso do macho (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). O intervalo entre as duas doses é de 8 horas.

A partir da segunda aplicação, inicia-se a contagem das horas-grau, que para o tambaqui é de 260 a 290 horas-grau (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). A partir de 210 horas-grau deve-se começar a observar o comportamento das fêmeas, verificando mudanças no comportamento natatório e agitação, o que indica a aproximação do horário da desova.

Em alguns laboratórios do Brasil, existe a prática da sutura da papila genital da fêmea com agulha para sutura e linha de poliamida (Figura 2D), procedimento realizado logo após a aplicação da segunda dose. A sutura tem por finalidade a não liberação de ovos no tanque antes do processo de extrusão manejada, contudo essa prática não é obrigatória, pois, com a observação cuidadosa da fêmea, a partir da hora-grau 210, pode-se identificar o momento ideal para a extrusão. Além disso, a sutura do poro urogenital, em alguns casos, pode proporcionar ovos de pior qualidade, pois passando o tempo exato em que os ovos são liberados na luz das gônadas, estes entram em processo de decomposição.

Identificado o momento ideal, deve-se realizar o procedimento de extrusão (Figuras 4D e E), como descrito no tópico “Reprodução artificial de espécies migradoras”. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras, colocando-se cerca de 100 a 200 gramas de ovos hidratados em cada incubadora de 200 L (Figura 4F). Cada grama de ovócito de tambaqui contém entre 1.000 e 1.200 ovócitos.

Cuidados como controle da velocidade de água e presença das telas da incubadora são necessários para que não haja perda dos ovos produzidos. O seu tempo de desenvolvimento varia de 14 a 18 horas a uma temperatura média de 25 a 29°C (WOYNAROVICH; HORVÁTH, 1983). Contudo, em geral, a partir de 12h após a fertilização, já é possível perceber a eclosão de algumas larvas. Após o término da eclosão das larvas, é necessário realizar a limpeza das incubadoras, devido ao acúmulo de resíduos dos ovos. Esse procedimento deve ser realizado a cada 24 horas enquanto as larvas estiverem nas incubadoras, dependendo da quantidade de resíduos acumulados (lama, larvas mortas, etc.). Para isso, a água de abastecimento precisa ser

interrompida por alguns minutos (tempo necessário para decantação dos resíduos), na sequência, é realizado o sifonamento das larvas que estão na coluna d'água antes da sucção dos resíduos acumulados no fundo da incubadora (Figura 4G). Essas larvas são imediatamente transferidas para uma incubadora limpa.

A larvicultura do tambaqui se inicia ainda na incubadora. O tempo de permanência das larvas em incubadoras varia nos laboratórios (de 3 a 6 dias após a eclosão das larvas) e isso influencia o momento de se iniciar a preparação dos viveiros que receberão as pós-larvas. Em geral, os laboratórios que passam mais tempo com as larvas nas incubadoras oferecem alimentação após o momento de abertura da boca das larvas (que ocorre geralmente com 36 horas após a eclosão). Esta alimentação é baseada em zooplâncton filtrado, alimentos microencapsulados ou gema crua de ovo de galinha. Quando as larvas são incubadas por um período menor, elas são transferidas para os viveiros sem uma pré-alimentação.

No Norte e Nordeste do Brasil, onde as temperaturas são sempre elevadas, o procedimento de preparação do viveiro deve ocorrer cinco dias antes do povoamento das larvas. Já em regiões com temperaturas inferiores, esse tempo deve ser estendido para 7-10 dias. Por exemplo, onde o processo de incubação dos ovos e larvas dura 4 dias, é necessário iniciar a preparação dos viveiros para recepção das larvas já no dia em que ocorre o processo de extrusão dos reprodutores.

O primeiro passo da preparação do viveiro é a realização da calagem, seguida por uma adubação, que pode ser orgânica com esterco de gado, suíno ou ave e farelos vegetais (de arroz ou trigo, p.ex.) ou química (superfosfato triplo e ureia ou NPK). A aplicação de cal também é indicada quando o viveiro acumula poças d'água, pois auxilia na eliminação de peixes e insetos que poderiam preda as larvas após a estocagem (OLIVEIRA et al., 2004). Após a calagem e adubação do viveiro, que acontece quando este ainda está vazio, é iniciado lentamente o abastecimento com água, para que encha cerca de 20 cm de altura por dia. Esse procedimento objetiva a proliferação de alimento natural (fito e zooplâncton) necessário para as larvas. Após o viveiro completamente abastecido, não é indicada a troca de água constante, para que não haja perdas de nutrientes com conseqüente diminuição da produção de plâncton. É importante a manutenção dos viveiros adubados por todo o período de alevinagem, que dura em média de 20 a 30 dias. A necessidade de adubação pode ser acompanhada pela transparência da água, que deve permanecer em torno de 40 a 50 cm (OLIVEIRA et al., 2004).

A transferência das larvas para os viveiros é a fase mais sensível do processo de reprodução, havendo risco de ocorrer alta taxa de mortalidade devido à predação ou também alimentação inadequada. Para a larvicultura, é indicado usar viveiros pequenos, não maiores que 2.000 m². A densidade de estocagem inicial nos viveiros

deve ser de 100 a 400 larvas/m². No dia posterior à estocagem das larvas, deve-se iniciar a alimentação baseada em ração (em pó, farelada ou de 0,5 mm, com proteína bruta variando de 40 a 55%), ofertada à vontade, distribuída em 3 a 5 refeições diárias. Um procedimento importante é ofertar a ração sempre a favor do vento e, quando possível, em todos os lados do viveiro. Ao final do período de alevinagem, os alevinos estão prontos para serem comercializados ou transferidos para os viveiros de engorda.

Recomendações técnicas

1. Na escolha de reprodutores de tambaqui, observar a presença de papila genital altamente vascularizada, coloração avermelhada e ventre distendido para as fêmeas e a liberação de sêmen sob uma leve pressão para os machos;
2. A desova do tambaqui ocorre entre 260 a 290 horas-grau após a aplicação da segunda dose de hormônio;
3. O tempo de desenvolvimento dos ovos de tambaqui varia entre 14 e 18 horas, quando a temperatura da água está entre 25 e 29°C;
4. Deve-se realizar a limpeza das incubadoras a cada 24 horas, após a eclosão das larvas;
5. As larvas podem ficar nas incubadoras por um tempo total que varia entre 3 e 6 dias.

8. Reprodução, larvicultura e alevinagem de surubins (*Pseudoplatystoma* spp.)

A reprodução dos surubins é abordada de forma generalista para os pintados e cacharas e, sendo assim, será tratada dessa forma neste capítulo.

As mesmas observações iniciais para escolha dos reprodutores descritas no tópico para o tambaqui devem ser consideradas na reprodução do surubim. A coloração dos ovócitos de surubins, quando estão em adequado estágio de desenvolvimento, é amarelo-clara.

A indução à desova destas espécies pode ser realizada com o uso de diversos hormônios naturais ou artificiais (Tabela 3), sendo mais comum a utilização de extrato hipofisário de carpas, em dose similar para os demais peixes. A fêmea deve receber duas doses, com intervalo de 10 a 12 horas entre cada uma. Na primeira, aplica-se

a dosagem de 0,5 mg/kg de peso da fêmea, ao passo que, na segunda, 5 mg/kg de peso da fêmea. O macho deve receber uma dose única, em geral, concomitantemente à segunda dose da fêmea, sendo a dosagem de 0,5 a 1,5 mg/kg de peso do macho.

A partir da segunda aplicação, inicia-se a contagem das horas-grau. A hora-grau definida para a desova de surubins é de 180 a 260 horas-grau (geralmente a desova ocorre entre 7 e 8 horas após a aplicação da segunda dose). A partir da hora-grau 150 deve-se começar uma avaliação contínua da fêmea por meio da leve compressão da região abdominal, objetivando observar se os ovócitos já estão sendo liberados. Essa avaliação é necessária pelo fato de o surubim não apresentar uma sinalização do momento da desova, ao contrário de como ocorre com o tambaqui.

Identificado o momento ideal, deve-se realizar o procedimento de extrusão, como descrito no tópico “Reprodução artificial de espécies migradoras”. Os ovos formados devem ser levados para as incubadoras, colocando-se cerca de 100 gramas de ovos hidratados por incubadora de 200 L (Figura 4F). Cada grama de ovos de surubins contém em média 2.200 ovos.

Para que não haja perda dos ovos produzidos, deve-se tomar cuidado com o controle da velocidade de água e colmatção das telas da incubadora, sendo que a sua limpeza deve ser realizada diariamente. O tempo de desenvolvimento dos ovos varia de 12 a 16 horas quando mantido a uma temperatura média de 26 a 29°C. Após a eclosão dos ovos, inicia-se a primeira fase da larvicultura, na qual as larvas devem ser repicadas para a densidade de 50 mil larvas por incubadora de 200 L. As larvas de surubins têm tamanho muito reduzido (3 mm) e iniciam a alimentação exógena em torno de 48 horas após a eclosão, quando se deve iniciar a oferta de alimento a cada hora por um período de 10 dias. Essa é uma estratégia alimentar utilizada para se evitar o canibalismo natural que ocorre nessas espécies. Alimentos como gema de ovo de galinha e rotíferos são ministrados como primeiro alimento, contudo o mais utilizado nessa fase são náuplios de artêmia recém-eclodidos.

Para a fase seguinte, pode-se optar por dois processos de produção. O primeiro seria a continuidade da produção em laboratório, enquanto o segundo, a transferência das larvas para viveiros adubados. Optando-se pelo primeiro, as larvas podem ser estocadas na proporção de 5.000 a 10.000 larvas/m³ e deve-se iniciar a alimentação com zooplâncton, que pode ser obtido por meio da coleta com redes específicas em viveiros pré-adubados. A transição entre os náuplios de artêmia para o zooplâncton deve ser realizada de forma gradual. Atenção também deve ser dada para a manutenção da qualidade da água, cuidando-se para que predadores não sejam acidentalmente coletados e inseridos no sistema. Também se faz necessário realizar uma constante classificação dos animais por tamanho, a fim de diminuir as taxas de canibalismo. Optando-se pela produção em viveiros adubados, devem-se estocar de 25 a 150

larvas/m² de lâmina d'água. Os viveiros devem ser preparados com antecedência que permita a formação de uma comunidade zooplanctônica, similar ao descrito no tópico sobre a preparação do viveiro para povoamento de larvas de tambaqui. A adubação deve ser mantida de forma que haja sempre disponibilidade de alimento natural no viveiro. Cuidados com predadores também são necessários, sendo que essa segunda fase dura de 20 a 30 dias.

Após esse período, deve-se iniciar o processo de treinamento alimentar dos juvenis, em que os animais são gradativamente treinados para consumir ração comercial. Nesse processo, os animais são estocados em caixas ou tanques no laboratório, em densidades variando de 1.000 a 6.000 juvenis/m³, quando devem ser alimentados de 6 a 10 vezes por dia. Inicialmente, deve-se usar ração úmida em conjunto com alimentos atrativos (na proporção de 10 a 40%), como carne de peixe moída, zooplâncton, coração de boi, entre outros. Gradativamente, diminui-se a quantidade do atrativo até que os animais consigam consumir apenas a ração comercial. Esse processo dura em torno de 20 a 30 dias. Nessa fase também é necessário realizar classificações periódicas dos juvenis, em intervalos de 7 a 10 dias.

Atualmente, muitos laboratórios têm realizado a produção do híbrido chamado de pintado-da-Amazônia, sendo este resultado do cruzamento da fêmea da cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*) com o macho do jundiá-da-Amazônia (*Leiarius marmoratus*). Os procedimentos necessários para a produção desse híbrido são semelhantes ao descrito para os surubins. Contudo, não é necessária a fase de treinamento alimentar. Durante a segunda fase, comumente realizada em viveiros, é adicionada gradualmente ração com 55% de proteína bruta na alimentação. Nos primeiros cinco dias, utiliza-se ração farelada. Nos 10 dias seguintes, utiliza-se ração com granulometria de 0,8 mm e, nos últimos 10 dias, ração com 1,5 mm. Ao final desse período, têm-se juvenis com tamanho para comercialização (aproximadamente 8 cm de comprimento total) e aptos para o consumo de ração.

Recomendações técnicas

- 1.** Ovócitos de surubins, quando estão em adequado estágio de desenvolvimento, devem apresentar coloração amarelo-clara;
- 2.** A desova de surubins ocorre cerca de 180 a 260 horas-grau, após a aplicação da segunda dose do hormônio;
- 3.** O tempo de desenvolvimento dos ovos varia de 12 a 16 horas quando mantidos a uma temperatura de 26 a 29°C;
- 4.** As larvas de surubins apresentam tamanho muito reduzido, por isso atenção especial deve ser dada à primeira alimentação;
- 5.** A continuidade da produção das larvas pode ser realizada em laboratório ou em viveiros escavados.

9. Reprodução, larvicultura e alevinagem do jundiá (*Rhamdia quelen*)

O método utilizado para a desova induzida do jundiá é basicamente o mesmo para espécies migradoras descrito anteriormente no capítulo. Entretanto, existe a diferença de que para o jundiá é possível ser realizada a desova sem a necessidade da extrusão dos ovócitos e do sêmen. Basta apenas manter o casal em uma incubadora e, após a indução hormonal, os peixes irão desovar naturalmente dentro de incubadora de 200 L.

Seguindo o processo de reprodução do jundiá, as larvas irão eclodir aproximadamente 24 horas após a fertilização. A absorção do saco vitelino pelas larvas ocorre em dois dias após a eclosão e, a partir desse momento, deve-se iniciar o fornecimento de uma ração farelada com no mínimo 40% de proteína bruta. Não é necessária a realização de treinamento alimentar nem fornecimento de alimento vivo. A alimentação nas incubadoras deve ser feita por, no mínimo, cinco dias. A partir desse período, os animais podem ser soltos em um tanque previamente adubado, onde deve ser fornecida ração pelo menos quatro vezes ao dia, com taxa que varia de 5 a 7% da biomassa total do tanque. O tempo para venda dos alevinos costuma ser de aproximadamente 45 dias, podendo variar segundo a temperatura e disponibilidade de alimento no tanque.

Recomendações técnicas

1. Para a desova do jundiá não é necessário realizar o procedimento de extrusão, devendo apenas manter o casal em uma incubadora para que a desova ocorra naturalmente;
2. A eclosão das larvas de jundiá ocorre cerca de 24 horas após a fertilização;
3. Larvas de jundiá aceitam ração farelada como primeiro alimento.

10. Reprodução e alevinagem do pirarucu (*Arapaima gigas*)

A tecnologia de reprodução do pirarucu ainda não está dominada, sendo esse um dos principais entraves para o desenvolvimento da produção da espécie, uma vez que limita a oferta e eleva os preços dos alevinos no mercado.

O pirarucu é um peixe de desova parcelada, que alcança a maturidade sexual com 4 ou 5 anos de idade, pesando entre 50 e 100 kg. Atualmente, o processo de reprodução da espécie é dependente da desova natural dos animais nos viveiros e barragens onde são estocados. Entretanto, é estimulado por algum *input* ou fator ambiental ainda não conhecido. Dessa forma, os produtores dependem das condições naturais para o sucesso da reprodução, o que os deixam em uma situação de incerteza e risco econômico.

Nesse processo de desova natural, o primeiro desafio é a identificação do sexo para a formação de casais. Atualmente, a técnica mais utilizada para a sexagem do pirarucu é a observação do padrão de coloração de animais adultos, quando próximos ao período reprodutivo. Sendo assim, os produtores precisam criar os animais até o período reprodutivo, cerca de quatro anos, para que possam, então, identificar o número de machos e fêmeas disponíveis para iniciar o processo de reprodução. Esse tempo de espera é extremamente dispendioso ao produtor, sendo a identificação do sexo dos animais ainda juvenis uma demanda prioritária do setor.

Fontenele (1948) descreveu um padrão de coloração diferente entre machos e fêmeas, que foi posteriormente observada em outros estudos (CAVERO; FONSECA, 2008; SEBRAE, 2010). A diferença consiste basicamente na coloração da região ventral posterior à cabeça, onde os machos apresentam uma coloração alaranjada, que não está presente na fêmea (Figuras 5A e B). Além disso, durante a reprodução, os machos ficam com a parte superior da cabeça enegrecida, coloração que se estende pela região do dorso até quase a inserção da nadadeira dorsal.

Após a identificação do sexo, existe a necessidade de se formar os casais. Duas estratégias têm sido utilizadas para alcançar este fim, segundo descrito por SEBRAE (2010). Uma delas é a formação aleatória de casais, que tem sido apontada como a estratégia que alcança menor grau de sucesso, uma vez que o pirarucu não escolhe o parceiro de forma aleatória, havendo um critério de seleção que ainda não foi identificado. Sendo assim, casais formados aleatoriamente podem reproduzir, mas com menor probabilidade em relação àqueles que foram formados naturalmente ou com menor produtividade.

A segunda estratégia, que é a mais utilizada, consiste na estocagem de diversos animais em um mesmo viveiro e na observação da formação dos casais. Contudo, ainda não é conhecido o tamanho do viveiro necessário para isso. Uma vez formado, o casal deve ser separado e transferido para outro viveiro onde se deve aguardar a reprodução. Em geral, o casal de pirarucus prefere viveiros de grande tamanho (>300 m²).

Os ovos do pirarucu são depositados em ninhos construídos no fundo dos viveiros pelos machos, não sendo aproveitados ninhos construídos por outros indivíduos (SEBRAE, 2010). Em geral, os ninhos são construídos em locais com profundidade entre 0,8 a 1,0 m (FONTENELE, 1948) e apresentam diâmetro de até 50 cm, de acordo com as características do terreno, e profundidade não superior a 20 cm.

Na região da Amazônia Central, as desovas do pirarucu se concentram no período de outubro a março, coincidente com a época chuvosa da região (ONO et al., 2004). Entretanto, variações podem ocorrer em outras regiões do país, de acordo com o período chuvoso. Em locais onde não existe distinção entre o período de chuva e seca, porém, as desovas podem acontecer durante todo o ano (SEBRAE, 2010).

A melhor estratégia para se conseguir um melhor aproveitamento das desovas seria a captura dos ovos nos ninhos e a realização da larvicultura em laboratório. Porém, apesar desse processo já ter sido descrito (FONTENELE, 1948; SEBRAE, 2010), ainda não é frequente, visto que a maioria dos produtores só consegue verificar que houve desova quando as larvas iniciam o processo de respiração aérea, que ocorre em torno do 9º dia (FONTENELLE, 1948) (Figura 5C). Essa identificação é dificultada devido ao comportamento do reprodutor em tentar ocultar os alevinos (NEVES, 1995). Dessa forma, a larvicultura do pirarucu acontece no ambiente de reprodução, que geralmente são viveiros escavados.

Após a identificação da ocorrência da nuvem, deve-se realizar o manejo de captura dos alevinos, prática delicada devido ao cuidado parental da espécie, o que faz com que os alevinos permaneçam sempre próximos ao reprodutor. Em geral, quanto antes os alevinos forem coletados, maior será o número de indivíduos obtidos, pois, no ambiente de cultivo, os jovens estão sujeitos a predadores naturais, sobretudo aves.

No processo de captura dos alevinos, geralmente utiliza-se um puçá (Figura 5D) e, com um único lance, é possível capturar todos os alevinos, pois os mesmos nadam em cardumes sobre a cabeça do macho (SEBRAE, 2010).

Após a captura dos alevinos, estes devem ser estocados em tanques ou calhas no laboratório. No primeiro momento de cultivo, a alimentação pode ser baseada tanto em artêmia recém-eclodida quanto em zooplâncton, porém este último vem sendo o alimento inicial mais utilizado. Pode ser coletado em viveiros previamente adubados e ofertado ainda vivo. De modo a facilitar o manejo, pode também ser armazenado em congelador e oferecido depois de descongelamento prévio.

A oferta de alevinos de pirarucu para sistemas de produção que realizam recria e/ou engorda está condicionada ao treinamento alimentar destes para aceitação de ração comercial. Recomenda-se iniciar o processo de treinamento alimentar dos alevinos com cerca de sete centímetros de comprimento (SEBRAE, 2010), pois nessa fase os animais começam a buscar presa e alimentos. Nesse momento, deve-se iniciar a oferta de ração (0,5 a 0,8 mm) com, no mínimo, 45% de proteína bruta, a cada duas horas. Porém, no início, para que a ração seja atrativa, é necessário misturá-la com zooplâncton vivo peneirado (sem água, apenas massa zooplanctônica, Figuras 5E e F). Este deve ser, então, gradativamente removido da dieta. Após aproximadamente 10 dias de treinamento, os peixes já estão condicionados a aceitar ração. Após essa fase, podem ser comercializados para o sistema de recria e engorda.



Figura 5. Reprodução do pirarucu (*Arapaima gigas*). A e B. Coloração do macho e fêmea, respectivamente, durante o período reprodutivo. C. Cardume de alevinos no momento da respiração aérea. D. Captura de alevinos após desova em barragem. E e F. Massa de zooplâncton para alimentação dos alevinos. Fotos: (A e B) SEBRAE, 2010; (C e D) Tácito A. Bezerra; (E e F) Adriana F. Lima.

Recomendações técnicas

1. Para a formação de casais de pirarucu, podem-se estocar (1) vários animais em uma mesma estrutura e aguardar a formação natural do casal ou (2) estocar um macho e uma fêmea em uma estrutura e aguardar o sucesso ou não da formação do casal;
2. Quanto antes os alevinos forem coletados no viveiro, maior será o número de alevinos obtidos;
3. É necessário realizar o procedimento de treinamento alimentar nos alevinos de pirarucu para condicioná-los a aceitar ração.

11. Reprodução, larvicultura e alevinagem da tilápia-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*)

A tilápia é um peixe de desova parcelada, com reprodução natural no ambiente de cultivo. Para o início do procedimento de reprodução, é necessário realizar sexagem através da visualização da região urogenital (Figuras 6A, B e C). Após essa separação, os animais podem ser acondicionados em dois sistemas para reprodução: hapas (Figuras 6D e E) ou tanques (Figura 6F).

11.1. Reprodução em hapas

Os peixes devem ser estocados na proporção de três fêmeas para um macho e devem possuir tamanhos semelhantes. Geralmente estocam-se 45 fêmeas e 15 machos em cada hapa, que são estruturas de tela, medindo geralmente 1 m de largura por 1 m de profundidade e de 6 a 8 m de comprimento (Figura 6G). As hapas são fixadas dentro de viveiros escavados. Os peixes devem permanecer nas hapas por 15 dias. Ao final desse período, os reprodutores são despescados com o uso de puçás. Na captura, é verificado se as fêmeas estão com ovos na boca. Caso estejam, os ovos são retirados e levados para incubadoras específicas para tilápia (Figuras 7A, B e C). Ao retirar os reprodutores, já é realizado o procedimento de sexagem, separando machos de fêmeas, que são levados para os tanques de repouso. Como a reprodução nas hapas acontece em tempos diferentes, é comum que seja coletado também, ao final da despesca, as larvas (nuvens) que lá estejam.



Figura 6. Reprodução da tilápia (*Oreochromis niloticus*). A. Macho. B. Fêmea. C. Comparação entre fêmea (esquerda) e macho (direita). D. Hapas para reprodução, fixadas com cabos na margem. E. Hapas para reprodução, fixadas com estacas no viveiro. F. Tanques de alvenaria utilizados na reprodução. G. Dimensões aproximadas de uma hapa. Fotos: (A, B, C, E e F) Adriana F. Lima; (D e G) Sancler Santos.

Os ovos e larvas devem, então, ser transferidos para o laboratório, conforme será descrito adiante. Enquanto isso, os reprodutores são transferidos para tanques de estocagem, onde devem ser mantidos separados os machos das fêmeas para se evitar que uma nova reprodução ocorra no período de repouso. Os reprodutores necessitam de um período de repouso de, no mínimo, 10 dias para entrarem em um novo ciclo reprodutivo.



Figura 7. Reprodução da tilápia (*Oreochromis niloticus*). A e B. Fêmea com ovos incubados na boca. C. Processo de retirada dos ovos da boca da fêmea. D. Incubadoras de ovos (setas representam o fluxo da água, que é seguido pelas larvas quando eclodem). E. Bandeja para retenção das larvas eclodidas (observar detalhes das telas que permitem a saída da água – seta). F. Complexo de incubadoras. G. Incubadoras com ovos em diferentes estágios de desenvolvimento. H. Classificação das larvas para início do processo de reversão sexual. I e J. Calhas utilizadas para a fase inicial de reversão sexual. L. Hapas de 1 m³ utilizadas para o processo de reversão sexual. Fotos: (A e B) Departamento Nacional de Obras contra as Secas - DNOCS; (C a L) Adriana F. Lima.

11.2. Reprodução em tanques de alvenaria ou viveiros escavados

Na reprodução em tanques de alvenaria ou viveiros escavados, também se utiliza a mesma proporção de fêmeas e machos (3:1). Entretanto, a quantidade de animais estocados varia com o tamanho dos tanques, devendo ser de 0,2 a 0,3 kg/m². Os animais devem permanecer no tanque por um período de 10 a 15 dias, onde se faz a coleta das “nuvens” (larvas nadantes). Esta pode ser realizada com o auxílio de um puçá ou passagem de rede, geralmente após a retirada de todos os reprodutores para um tanque de descanso. Nesse sistema, não se realiza a coleta de ovos incubados na boca das fêmeas, devido ao difícil manejo dos peixes. Assim, torna-se necessário realizar várias passagens de rede de arrasto ou a drenagem total do tanque.

11.3. Coleta de ovos incubados x coleta de nuvens de larvas

Inicialmente, na reprodução da tilápia, costumava-se realizar apenas a coleta de nuvens de larvas como procedimento. Entretanto, em comparação com a coleta de ovos diretamente da boca da fêmea, nesse procedimento há maior mortalidade das larvas por predação e menor eficiência no processo de reversão sexual, uma vez que as larvas coletadas podem estar com idade superior à recomendada para iniciar a reversão. No procedimento de coleta de nuvens de larvas, não se conhece o tempo exato de vida da larva, já que não existe uma forma de se acompanhar o momento da desova de cada fêmea, considerando que os peixes podem passar de 10 a 15 dias no tanque e realizarem desovas em tempos distintos. Adicionalmente, ressalta-se que o momento de eclosão das larvas é uma informação essencial para a eficácia dessa técnica amplamente empregada na reprodução da tilápia (HIOTT; PHELPS, 1993).

11.4. Incubação dos ovos

Os ovos retirados da boca das fêmeas devem permanecer nas incubadoras até o momento da eclosão das larvas, que irão sair das incubadoras através do fluxo de água e se acumularão em bandejas (Figuras 7D, E e F). Deve-se atentar para a necessidade de regulação constante do fluxo de água das incubadoras, que deverá simular o movimento natural da água que ocorre na boca da fêmea. Outro problema comum é o acúmulo de ovos mortos na tela da bandeja plástica. As telas evitam a saída das larvas recém-eclodidas, devendo haver a limpeza constante para que não ocorra transbordamento e, conseqüentemente, perda das larvas.

O estágio de maturação dos ovos pode ser observado por meio da sua coloração (Figuras 7A e B). Os mais jovens possuem uma coloração amarelo-clara, enquanto os mais próximos da eclosão são mais escuros (Figura 7G). Os ovos que chegam às incubadoras no estágio mais imaturo permanecem por períodos de até 72 horas, tempo necessário para que ocorra a eclosão das larvas. Após isso, as larvas ainda permanecem estocadas nas bandejas por três dias, período necessário para que haja o consumo do saco vitelínico. Nesse momento, seguem para o processo de reversão sexual. Com tal procedimento, é possível separar a produção em lotes de acordo com a idade larval, fazendo com que entrem no processo de reversão sexual em idade e tamanho adequados.

11.5. Produção de alevinos revertidos

A tilápia possui algumas características indesejáveis sob o ponto de vista zootécnico, como maturação precoce, alta capacidade reprodutiva e baixa competição intraespecífica, que juntas levam a um quadro de superpopulação e reduzem o potencial de crescimento da espécie, o que é prejudicial para a produtividade dos sistemas de produção (DIAS-KOBERSTEIN et. al., 2008). Diante dessas características, desenvolveram-se técnicas para a obtenção de populações monossexo masculinas de tilápia, uma vez que os machos da espécie crescem mais rápido e alcançam maior peso que as fêmeas (CYRINO; CONTE, 2006).

No Brasil, para o desenvolvimento de populações do tipo monossexo masculinas, utilizou-se inicialmente o híbrido (*O. niloticus* ♀ x *O. hornorum* ♂). Posteriormente, a adição de hormônios masculinizantes à ração foi desenvolvida e tornou-se o método mais utilizado no país para a formação de populações monossexo. Muitos estudos têm sido realizados no intuito de conseguir desenvolver comercialmente a produção de supermachos por meio de manejo genético. Isso possibilitaria a obtenção da população monossexo sem o uso de hormônios.

11.5.1. Processo de reversão sexual

Para realizar o processo de reversão sexual, é necessário que as larvas possuam tamanho entre 11 e 14 mm (HIOTT; PHELPS, 1993; PHELPS; POPMA, 2000). Dessa forma, as larvas coletadas nas hapas ou tanques de alvenaria precisam ser classificadas por tamanho para entrarem no processo de reversão sexual (Figura 7H). Deve-se usar para isso uma rede de malha de 3,2 mm. Caso sejam utilizadas larvas com tamanho superior ao recomendado, a eficiência da reversão será menor,

umentando-se a probabilidade de haver fêmeas no resultado final. Quando o processo é bem conduzido, as taxas de reversão podem alcançar de 97 a 100% de eficiência (POPMA; LOVSHIN, 1995).

Esse processo pode ser realizado em hapas (Figura 7L), em tanques-rede de 1 m³ e malha de 1 mm ou em tanques de alvenaria. Alguns laboratórios estocam as larvas em calhas (Figuras 7I eJ) por alguns dias antes de transferi-las para as hapas ou tanques, mas esse procedimento não é obrigatório. As hapas ou tanques-rede suportam de 3.000 a 5.000 indivíduos/m³ ao passo que os de alvenaria podem suportar 4.000 indivíduos/m² (POPMA; LOVSHIN, 1995). Os animais devem permanecer nessas estruturas por um período de 21 a 28 dias, dependendo da temperatura da água (HIOTT; PHELPS, 1993; POPMA; LOVSHIN, 1995), e devem ser alimentados com ração contendo o hormônio masculinizante. A taxa deve ser de 20% do peso vivo ao dia durante a primeira semana e 10% do peso vivo ao dia nas demais. Essas alimentações devem ser ofertadas em 6 a 8 porções diárias. Ao final desse período, os alevinos apresentarão, em geral, peso médio de 0,1 a 0,5 g (POPMA; LOVSHIN, 1995).

11.5.2. Ração para o processo de reversão sexual

Para o procedimento de reversão sexual, deve-se utilizar ração em pó com mais de 40% de proteína bruta (PHELPS; POPMA, 2000), acrescida de 40 a 60 mg do hormônio masculinizante 17- α -metilttestosterona por kg de ração. Este deve ser dissolvido em álcool e posteriormente misturado à ração até a completa homogeneização. Depois de feita a mistura, a ração deve ser colocada para secagem por um período de 24 horas, em um local protegido do sol, calor e umidade. Após a secagem, a ração deve ser armazenada em freezer (-20°C) e pode ser ofertada às larvas.

Depois do processo de reversão, os animais podem ser comercializados. Entretanto, alguns laboratórios de produção realizam o processo de alevinagem da tilápia, para a comercialização dos alevinos em tamanhos maiores. Neste caso, as larvas são retiradas das hapas e transferidas para viveiros adubados por um período de 60 a 90 dias, a uma taxa de estocagem de 20 a 25 peixes/m², alimentadas com ração comercial, de 3 a 4 vezes por dia (FAO, 2005). A Figura 8 apresenta o fluxograma da reprodução, incubação, larvicultura e reversão sexual da tilápia.

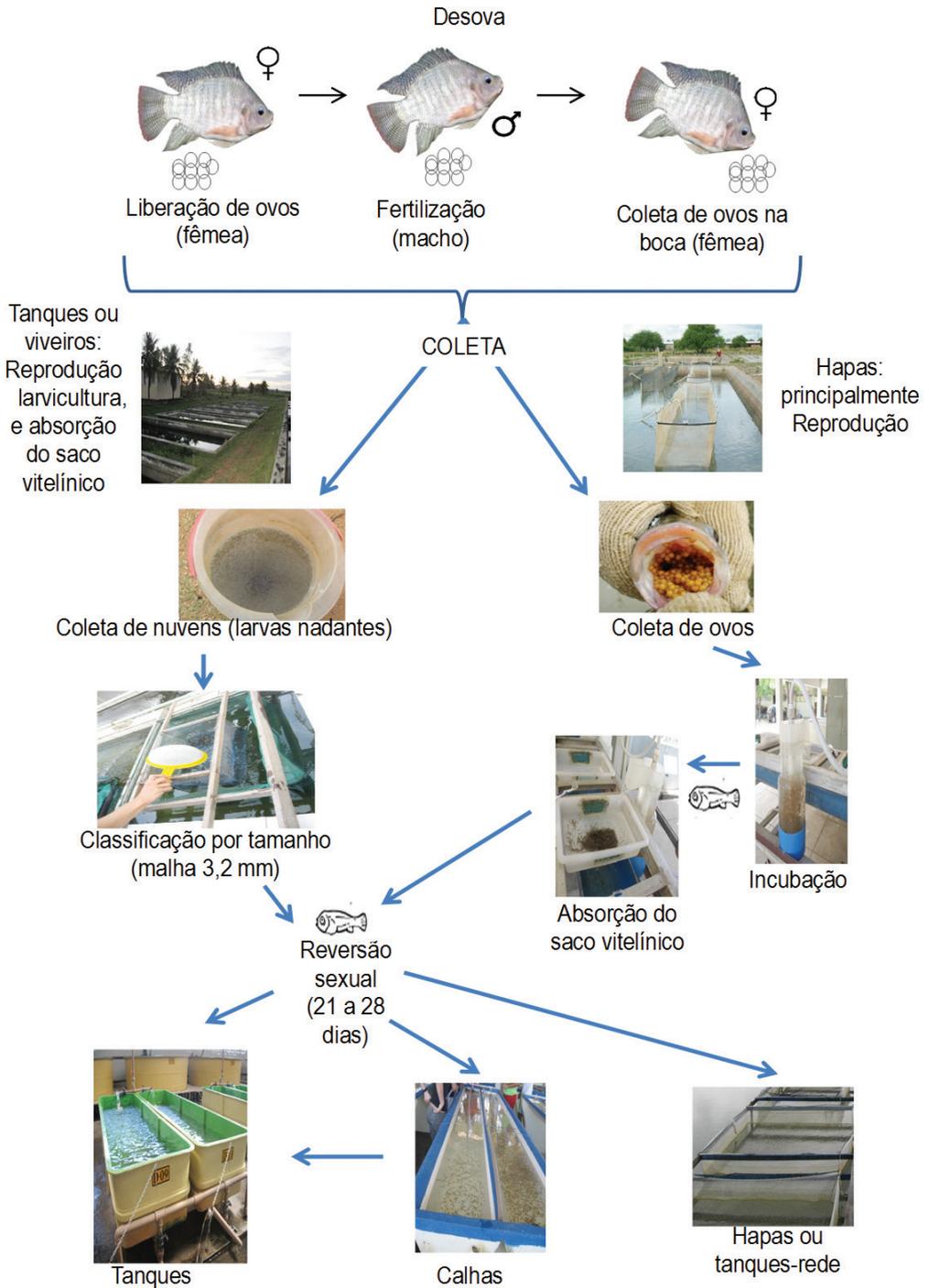


Figura 8. Fluxograma da reprodução, incubação dos ovos, larvicultura e reversão sexual da tilápia (*Oreochromis niloticus*). Adaptado de FAO, 2005.

Recomendações técnicas

1. Reprodutores de tilápia podem ser acondicionados em hapas ou tanques para o procedimento de reprodução;
2. Os reprodutores devem ficar em repouso por no mínimo 10 dias entre reproduções;
3. Para iniciar o processo de reversão sexual, as larvas devem apresentar entre 11 e 14 mm;
4. O processo de reversão sexual dura de 21 a 28 dias.

12. Reprodução e larvicultura do bagre do canal ou americano (*Ictalurus punctatus*)

O *catfish* norte-americano é também conhecido como bagre do canal ou americano. A sua reprodução foi inicialmente realizada de maneira artificial, utilizando hormônios gonadotróficos para induzir os animais à desova. Os ovócitos das fêmeas eram obtidos a partir da extrusão manual e o sêmen dos machos, por meio de um procedimento cirúrgico em que uma das gônadas era removida e o sêmen coletado. Essa prática era realizada, pois, em geral, os machos da ordem dos Siluriformes apresentam as gônadas franjadas, sendo que a extrusão manual não é suficiente para induzir a espermição. Esse processo demandava mão de obra especializada e certa dificuldade na reprodução da espécie. Por esse motivo, pesquisadores norte-americanos começaram a estudar o comportamento reprodutivo dos animais no ambiente natural e adaptaram esse conhecimento ao manejo reprodutivo dos peixes em cativeiro, o que possibilitou que desovassem naturalmente nos tanques, eliminando a necessidade de indução hormonal e dos manejos referentes a essa técnica.

Na natureza, o bagre do canal desova em tocas, feitas pelos machos (Figura 9A), normalmente localizadas nos barrancos de rios e lagos. A temperatura ideal para a reprodução varia de 23 a 30°C. A desova do bagre do canal é total e a fêmea coloca uma massa de ovos compacta, que é fertilizada pelo macho. Ainda, macho e fêmea revezam-se na entrada da toca e, com movimentos constantes da nadadeira caudal, promovem um aumento no fluxo de água que passa por essa massa de ovos, promovendo-lhe melhor oxigenação. Os pais protegem o ninho até que os ovos eclodam e as larvas deixem o ninho.

Atualmente, a reprodução em cativeiro dessa espécie é realizada levando-se em consideração o que ocorre na natureza. Os animais podem ser separados em casais e colocados em tanques individuais (Figura 9B), quando se busca um melhor controle da reprodução para programas de melhoramento genético. Alternativamente, podem ser mantidos juntos em um mesmo viveiro em uma taxa de 1 macho para cada 2 fêmeas (1:2). Os machos e fêmeas podem ser diferenciados principalmente pelo poro urogenital, o qual apresenta uma proeminência nos machos, e pela diferença no tamanho da cabeça, que é maior nos machos.



Figura 9. Reprodução do bagre do canal (*Ictalurus punctatus*). A. Exemplar macho de bagre do canal. B. Tanques individuais para separação de casais. C. Ninhos artificiais. Fotos: Giovani T. Bergamin.

Nos dois tipos de sistema, devem-se colocar ninhos artificiais dentro dos tanques (Figura 9C), o que facilita a identificação dos locais de desova e a retirada da massa de ovos. No período da primavera, o fotoperíodo e a temperatura começam a aumentar, fazendo com que os animais comecem a se reproduzir. Os ninhos são verificados diariamente e, quando a desova é localizada, a massa de ovos é retirada e levada para um laboratório de reprodução. Para simular o movimento da nadadeira caudal dos pais, as incubadoras possuem um sistema de pás que giram constantemente de forma a promover um maior fluxo de água que passa pelos ovos e uma maior oxigenação.

Após a eclosão dos ovos, as larvas são retiradas das incubadoras e colocadas em tanques adubados para se desenvolverem. Elas aceitam ração facilmente, não sendo necessários procedimentos de treinamento alimentar.

Recomendações técnicas

1. Para reprodução do bagre do canal, os reprodutores podem ser separados em casais e colocados em tanques individuais ou mantidos vários reprodutores em um mesmo viveiro, na proporção de 1 macho para 2 fêmeas;
2. É necessário colocar ninhos artificiais dentro dos tanques;
3. Larvas deste bagre aceitam ração sem a necessidade de realização de treinamento alimentar.

13. Reprodução e larvicultura da carpa comum (*Cyprinus carpio*)

A reprodução da carpa comum é bastante simples, uma vez que o sexo dos animais pode ser diferenciado no período reprodutivo. O abdômen das fêmeas se torna abaulado, e os machos liberam seu esperma a partir de uma leve compressão. Assim, podem-se separar os casais para o controle da reprodução. Alternativamente, machos e fêmeas podem ser mantidos em um tanque na proporção de um macho para cada fêmea (1:1). A alimentação dos reprodutores deve ser feita utilizando-se uma ração com 32% de proteína bruta, fornecida duas vezes ao dia.

Nos tanques de desova, devem-se colocar substratos como fitilhos de plástico simulando macrófitas aquáticas (Figura 10A). Os animais irão desovar naturalmente nesse substrato artificial e os ovos ficarão aderidos em sua superfície (Figura 10B). Este substrato é retirado do tanque de reprodução e colocado em outro previamente adubado e com abundância de fito e zooplâncton, que será o alimento inicial das larvas. A eclosão dos ovos leva cerca de 24 horas. A transição das larvas do alimento natural para o inerte é realizada pelo fornecimento gradativo de uma ração farelada balanceada, com teor de proteína bruta acima de 32%. Essa ração deve ser fornecida, no mínimo, quatro vezes ao dia a uma taxa de 5% da biomassa total. A venda dos alevinos costuma ser feita um mês após a eclosão dos ovos.

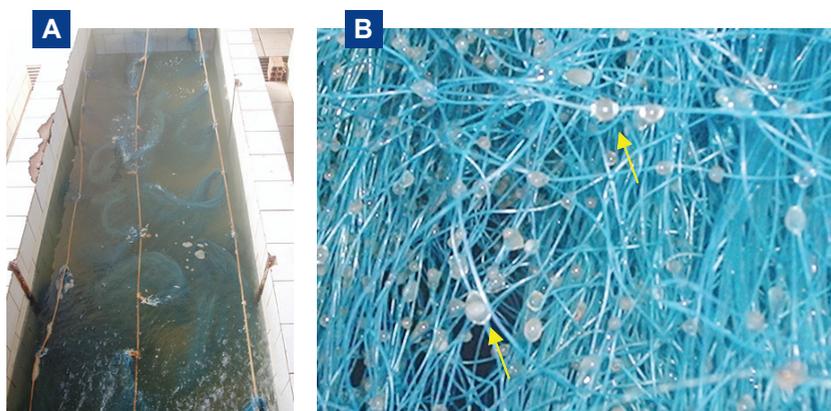


Figura 10. Reprodução da carpa comum (*Cyprinus carpio*). A. Fitolhos de plástico simulando macrófitas aquáticas em tanque. B. Ovos (setas) aderidos aos substratos artificiais. Fotos: Giovani T. Bergamin.

Recomendações técnicas

1. Para reprodução, devem-se estocar reprodutores em um tanque, na proporção de 1 macho para 1 fêmea;
2. Devem-se colocar nos tanques de desova estruturas que simulem macrófitas aquáticas;
3. O treinamento alimentar acontece com o fornecimento gradativo de ração farelada.

14. Transporte de larvas e alevinos

O transporte de larvas e alevinos é um processo extremamente delicado, sendo passível de grandes mortalidades, caso não seja feito de forma adequada. O procedimento de transporte dos animais deve ser planejado, considerando aspectos como distância em relação ao destino final de entrega, tempo médio de viagem, tamanho médio dos animais que serão estocados e dia e hora de sua expedição. Esses fatores irão influenciar diretamente o sucesso do transporte.

Conhecidos esses fatores, o primeiro passo para realizar o transporte de larvas e alevinos consiste no procedimento de depuração. Para isso, a alimentação deve ser suspensa por um período de 24 a 48 horas antes do momento da captura para o transporte, objetivando esvaziar o trato digestório dos animais para minimizar a liberação de dejetos na água. Isso permite conservar a qualidade de água do transporte em níveis adequados por um período maior. No processo de depuração, o ideal é que

se utilizem tanques com água limpa e renovação constante. Após a depuração, os animais podem ser capturados com redes de malha apropriada e acondicionados na estrutura de transporte. É recomendável que o manejo para transporte seja feito em horários do dia com temperaturas amenas (manhã).

O segundo passo é a escolha do sistema de transporte. Larvas e alevinos de peixes podem ser transportados de duas formas básicas, em sistemas fechados, por meio do uso de sacos plásticos, ou em sistemas abertos, com o uso de caixas de transporte. Tal escolha geralmente depende do tamanho das larvas e alevinos a serem comercializados e da distância a ser percorrida. No sistema fechado, no qual sacos plásticos de, geralmente, 60 litros recebem em torno de 20 litros de água, colocam-se primeiro os peixes para, então, injetar gás oxigênio puro até o completo enchimento do saco. Deve-se reservar um espaço que permita uma boa amarração do saco, o que é geralmente feito com uma tira de borracha, cuidando para que, nesse processo, o oxigênio injetado não vaze e que o saco fique completamente vedado.

Já no sistema aberto, a caixa de transporte deve ser abastecida com água limpa, livre de material orgânico, sólidos em suspensão ou plâncton. É recomendável que se utilize água semelhante à do procedimento de depuração, evitando-se, assim, problemas relacionados à aclimação dos peixes. Posteriormente, o sistema de oxigenação da água deve ser acionado, cuja quantidade de oxigênio dissolvido deve ser monitorada e os peixes só devem ser estocados quando a concentração for superior a 4 mg/L. Quando a água estiver nessas condições, os animais podem ser acondicionados na caixa de transporte. Durante os primeiros minutos após a estocagem, é comum a necessidade de se elevar a quantidade de oxigênio injetado, pois os animais ficam inicialmente agitados, consumindo maior quantidade de oxigênio. Após algum tempo do acondicionamento na caixa, os peixes se acalmam e é possível reduzir o oxigênio injetado. Existe a necessidade de se realizar um acompanhamento da concentração de oxigênio em intervalos de 1 a 2 horas, evitando valores muito baixos ou elevados, que podem causar mortalidades¹.

O terceiro passo do transporte consiste na finalização com o procedimento de aclimação dos animais no destino final. Muitos problemas com mortalidade de larvas e alevinos estão mais relacionados à incorreta aclimação do que ao procedimento de transporte propriamente dito. Antes de retirar os animais da estrutura de transporte (sacos ou caixas de transporte), é necessário que se faça uma mistura gradual da água de transporte com a água da estrutura de cultivo que receberá os animais. Em geral,

¹ Para o pirarucu *Arapaima gigas*, não existe a necessidade de suplementação de oxigênio dissolvido na água de transporte, pois a espécie apresenta respiração aérea. Contudo, a caixa de transporte utilizada não deve ser completamente abastecida, havendo a necessidade de se deixar um espaço para que os peixes possam vir à superfície para respirar.

essa mistura deve durar em torno de 30 minutos, com a adição aos poucos da água da estrutura de cultivo no saco ou caixa de transporte. Nos casos de transporte em sistema aberto, a utilização de bombas levando água até a caixa de transporte facilita o procedimento de aclimatação. Depois de aclimatados, os animais podem então ser liberados na estrutura de cultivo. É comum a ocorrência de mortalidades relacionadas ao transporte até 4 dias após a viagem.

Alguns produtores costumam adicionar algumas substâncias para realização do transporte, sendo o sal de cozinha a mais comum. Tal utilização já foi avaliada positivamente para o tambaqui, na quantidade de 8 g/L (GOMES et al. 2003), e para a matrinhã, na quantidade de 6 g/L (CARNEIRO; URBINATI, 2006). Entretanto, para o pirarucu, não foi recomendada (GOMES et al, 2006a). De forma geral, Kubitzka (2007) sugere sua adição na quantidade de 3 a 8 g/L para o transporte de peixes de água doce.

A Tabela 6 apresenta as densidades recomendadas para o transporte de algumas espécies de peixes comerciais, variando para cada espécie, e, também, de acordo com o sistema utilizado, tempo de transporte e tamanho dos animais. De forma geral, Woynarovich e Horváth (1983) sugerem o transporte de 3.000 larvas/L e até 135 alevinos/L quando o transporte for feito em sacos plásticos.

Tabela 6. Densidade para o transporte de alevinos de peixes em sacos plásticos em função do tempo de transporte e espécie.

Espécie	Tempo (h)	Densidade
	6	75-100 peixes/L
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>) ^a	12	50-75 peixes/L
	24	25 peixes/L
Tilápia (<i>Oreochromis niloticus</i>) ^b	5	10 peixes/L
Pirarucu (<i>Arapaima gigas</i>) ^c	3-5	25 peixes/L
Curimatá (<i>Prochilodus lineatus</i>) ^d	6	200 g/L

^a Gomes et al. (2006b); ^b Oliveira et al. (2009); ^c Imbiriba et al. (2000); ^d Gonçalves et al. (2010).

Recomendações técnicas

1. Questões como distância em relação ao destino final de entrega, tempo médio de viagem, tamanho médio dos animais e dia e hora da expedição devem ser consideradas no planejamento do transporte;
2. Os animais que serão transportados devem passar por um período de 24 a 48 horas de jejum;
3. Recomenda-se a realização do manejo para o transporte no período da manhã, quando as temperaturas estão mais amenas;
4. Sacos plásticos ou caixas de transporte podem ser utilizados para o procedimento de transporte de peixes;
5. Na finalização do transporte, os peixes devem ser aclimatados antes de serem transferidos para a estrutura de cultivo;
6. Mortalidades podem ocorrer até 4 dias após o transporte.

15. Bibliografia consultada

- 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, n. 2, p. 166-172, 2003.
- BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2002. 212 p.
- CAVERO, B.A.S.; FONSECA, F.A.L. Pirarucu: situação atual e perspectivas na região Amazônica. **Revista Panorama da Aquicultura**, v. 110, 2008.
- CARNEIRO, P.C.F.; URBINATI, E.C. Sodium chloride added to transport water and physiological responses of matrinxã *Brycon amazonicus* (Teleost: Characidae). **Acta Amazonica**, v. 36, n. 4, p. 569-572, 2006.
- CECARELLI, P.S.; SENHORINI, J.A.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura: perguntas e respostas**. Botucatu: Santana Gráfica, 2000. 247 p.
- CYRINO, J.E.B.; CONTE, L. Tilapicultura em gaiolas: produção e economia. In: CYRINO, J.E.B.; URBINATI, E.C. (Ed.) **Tópicos especiais em biologia aquática**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2006. p. 151-171.
- DIAS-KOBERSTEIN, T.C.B.; ZANARD, M.F.; NAKAGHI, L.S.O.; VALENTIN, F.N. Temperatura, desenvolvimento e razão sexual de tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*), variedade chitralada. In: CYRINO, J.E.B.; SCORVO FILHO, J.D.; SAMPAIO, L.A.; CAVALLI, R.O. (Ed.) **Tópicos Especiais em Biologia Aquática**. Jaboticabal: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2008. p. 129-134.

- FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Cultured aquatic species information programme. *Oreochromis niloticus*. In: FAO Fisheries and Aquaculture Department. Rome, 2005. Disponível em: <http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/en>. Acesso em: 10 nov. 2011.
- FONTENELE, O. Contribuição para o conhecimento da biologia do pirarucu, "*Arapaima gigas*" (Cuvier), em cativeiro (Actinopterygii, Osteoglossidae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 8, n. 4, p. 445-459, 1948.
- GODINHO, H.P. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 3, p. 351-360, 2007.
- GOMES, L.C.; ARAUJO-LIMA, C.A.R.M.; ROUBACH, R.; URBINATI, E.C. Avaliação dos efeitos da adição de sal e da densidade no transporte de tambaqui. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.38, n. 2, p. 283-290, 2003.
- GOMES, L.C.; BALDISSEROTTO, B.; CHAGAS, E.C.; ROUBACH, R.; BRINN, R.P.; COPPATI, C.E. Use of salt during transportation of air breathing pirarucu juveniles (*Arapaima gigas*) in plastic bags. **Aquaculture**, v. 256, p. 521-528, 2006a.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; CHIPPARI-GOMES, A.R.; ROUBACH, R. Transportation of juvenile tambaqui (*Colossoma macropomum*) in a closed system. **Brazilian Journal Biology**, v. 66, n. 2, p. 493-502, 2006b.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. (Ed.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. p. 175-204.
- GONÇALVES, A.K.N.; TAKAHASHI, L.S.; URBINATI, E.C.; BILLER, J.D.; FERNANDES, J.B.K. Transporte de juvenis de curimatá *Prochilodus lineatus* em diferentes densidades. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 32, n. 2, p. 205-211, 2010.
- IMBIRIBA, E.P.; LOURENÇO JÚNIOR, J.B.; CARVALHO, L.O.D.M. **Transporte de pirarucus vivos**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2000. 4 p.
- HIOTT, A.E.; PHELPS, R.P. Effects of initial age and size on sex reversal of *Oreochromis niloticus* fry using methyltestosterone. **Aquaculture**, v. 112, p. 301-308, 1993.
- IMBIRIBA, E.P. Potencial da criação de pirarucu, *Arapaima gigas*, em cativeiro. **Acta Amazonica**, v. 31, n. 2, p. 299-316, 2001.
- KUBITZA, F. A versatilidade do sal na piscicultura. **Panorama da Aquicultura**, v. 17, n. 103, p. 14-23, 2007.
- LEE, J.S. **Commercial catfish farming**. Danville: Interstate Publisher. 1991. 310p.
- IHERING, R.V. Die wirkung von Hypophyseinjektion auf den Laichakt von Fischen. **Zoologischer Anzeiger**, v. 111, p. 273-279, 1935.
- MPA - MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. **Boletim estatístico da pesca e aquicultura: Brasil 2008 e 2009**. Brasília: Governo Federal, 2009. 101 p.
- NEVES, A.M.B. Conhecimento atual sobre o pirarucu *Arapaima gigas*. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 11, n. 1, p. 33-56, 1995.

- OLIVEIRA, A.M.B.M.S.; CONTE, L.; CYRINO, J.E.P. Produção de Characiformes autóctones. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 217-238.
- OLIVEIRA, V.Q. **Cultivo de pirarucu, *Arapaima gigas* CUVIER, 1829, em tanques-rede no açude Pereira de Miranda, em Pentecoste/CE, submetido a duas taxas de arraçoamento**. 2007. 24 f. Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2007.
- ONO, E.A.; HALVERSON, M.R.; KUBITZA, F. Pirarucu: o gigante esquecido. **Revista Panorama da Aquicultura**, v. 81, p. 14-25. 2004.
- PHELPS, R.P.; POPMA, T.J. Sex reversal of tilapia. In: COSTA-PIERCE, B.A.; RAKOCY, J.E. (Eds.) **Tilapia aquaculture in the Americas**. v. 2. Louisiana, United States: The World Aquaculture Society, 2000. p. 34-59.
- POPMA, T.J.; LOVSHIN, L.L. **Worldwide prospects for commercial production of tilapia**. Auburn: Auburn University, Center for Aquaculture and Aquatic Environments, Department of Fisheries and Allied Aquacultures, 1995. 40 p.
- PROENÇA, E.C.M.; BITTENCOURT, P.R.L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994. 195 p.
- SEBRAE - SERVIÇO BRASILEIRO DE APOIO ÀS MICRO E PEQUENAS EMPRESAS. **Manual de boas práticas de reprodução e cultivo do pirarucu**. Porto Velho: SEBRAE, 2010. 48 p.
- VAZZOLER, A.E.A.M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática**. Maringá: EDUEM, 1996. 169 p.
- WEINGARTNER, M.; ZANIBONI-FILHO, E.. Influência do volume da água de ativação do sêmen na fertilização de óvulos de dourado *Salminus brasiliensis*. In: AQUACIÊNCIA, 2006, Bento Gonçalves, RS. **Anais...** Bento Gonçalves, RS: Sociedade Brasileira de Biologia Aquática, 2006. v. 1, CD-ROM.
- WELLBORN, T.L.; TUCKER, C.S. An overview of commercial catfish culture. In TUCKER, C.S. (Ed.). **Channel Catfish Culture**. New York, USA: Elsevier, 1985. p. 1-12.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/ CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.
- ZIMMERMANN, S.; FITZSIMMONS, K. Tilapicultura Intensiva. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.U.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Ed.). **Tópicos Especiais em Piscicultura de Água Doce Tropical Intensiva**. São Paulo: Tec Art, 2004. p. 239-266.

16. Bibliografia recomendada

- CECARELLI, P.S.; SENHORINI, J.A.; VOLPATO, G. **Dicas em piscicultura**: Perguntas e respostas. Botucatu: Santana Gráfica, 2000. 247 p.
- EL-SAYED, A.F.M. **Tilapia culture**. Wallingford, UK, Cambridge, MA: CABI Publishing Ed, 2006, 277 p.
- GOMES, L.C.; SIMÕES, L.N.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTO, B.; GOMES, L.C. (Ed.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da Universidade Federal de Santa Maria, 2010. p.175-204.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**. Brasília: FAO/ CODEVASF/CNPq, 1983. 225 p.