

C 9244 9476

Biblioteca - Unemat - PLA



00014213

BIBLIOTECA
UNEMAT pl

Campus Universitário do Pontes e Lacerda-MT

RG N.º 14213

Data 14 / 06 / 2010

() Compra ☒ Doação () Permuta

UNIVERSIDADE DO ESTADO DE MATO GROSSO
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

MANEJO REPRODUTIVO DO PACU (*Piaractus mesopotamicus*) E
TAMBAQUI (*Colossoma macropomum*)

Autora: Ane Ely Almeida de Moraes
Orientadora: Prof^ª. MSc. Adriana Fernandes de Barros

"Trabalho de Conclusão de Curso de graduação em Zootecnia, apresentado ao Departamento de Zootecnia da Universidade do Estado de Mato Grosso – Campus Universitário de Pontes e Lacerda, como parte das exigências para obtenção do título de BACHAREL EM ZOOTECNIA”.

PONTES E LACERDA
JULHO/2008

UNIVERSIDADE DO ESTADO DE MATO GROSSO
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

MANEJO REPRODUTIVO DO PACU (*Piaractus mesopotamicus*) E
TAMBAQUI (*Colossoma macropomum*)

Autora: Ane Ely Almeida de Moraes
Orientadora: Prof^a. MSc. Adriana Fernandes de Barros

"Trabalho de Conclusão de Curso de graduação em Zootecnia, apresentado ao Departamento de Zootecnia da Universidade do Estado de Mato Grosso – Campus Universitário de Pontes e Lacerda, como parte das exigências para obtenção do título de BACHAREL EM ZOOTECNIA”.

PONTES E LACERDA
JULHO/2008

639.3
M827m

Pai, eu não tenho medo da vida e me sinto agradecida,

Por que aprendi contigo o valor da coragem;

Eu não tenho medo da vida e me sinto muito feliz,

Por que aprendi contigo admirar o pôr-do-sol,

ouvir os suaves acordes da música, cantar a alegria,

festejar a multiplicação dos sentimentos,

acreditar no esforço da busca, na capacidade de querer bem.

Eu não tenho medo da vida e me sinto confiante

Por que teu exemplo me leva a ter fé.

Eu não tenho medo da vida e me sinto protegida

Por que no teu coração construí minha fortaleza,

abraçando a felicidade em meio à muito aconchego,

Eternamente...

Autora: Ane Ely Almeida de Moraes.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por ter me acompanhado durante toda minha vida.

Aos meus pais, pelo carinho, incentivo e confiança depositada.

À Universidade do Estado de Mato Grosso, por ter possibilitado a realização deste trabalho.

À Profª. MSc. Adriana Fernandes de Barros, por ter participado da minha formação acadêmica, orientar e auxiliar no desenvolvimento do meu conhecimento científico e profissional e pela confiança em mim depositada durante o período de convívio.

Ao Departamento de Zootecnia e aos professores do Curso de Zootecnia, pelos valiosos ensinamentos.

Ao biólogo Nilme Silveira Filho, por enriquecer o meu conhecimento na área de Piscicultura, colocando em prática a teoria adquirida na Universidade.

Ao Sr. Intercides Luís de Freitas, por me conceder a oportunidade de estagiar na sua propriedade, na qual, adquiri uma visão mais ampla e específica de trabalhos destinados à Piscicultura.

Aos colegas André Lara, Daiane Vieira, Rafael Kill, Reginaldo (Crovin), Renato Rodriguês, e Teodora Vareiro, por compartilharem tanto o trabalho quanto o lazer.

Aos amigos Alessandro Silva, Carlos Clayton, pela amizade, companheirismo e paciência.

Aos tantos colegas, que me apoiaram e me ajudaram.

BIOGRAFIA DA AUTORA

ANE ELY ALMEIDA DE MORAES, filha de Pedro Vieira de Moraes e Celina de Almeida Moraes, nasceu em Cáceres - Mato Grosso, no dia 16 de março de 1984.

Em Julho de 2002, concluiu Curso de Técnico em Agropecuária com especialização em Zootecnia, pela Escola Agrotécnica Federal de Cáceres (EAFEC).

Em Agosto de 2003, ingressou na Universidade do Estado de Mato Grosso cursando o Curso de Zootecnia.

No mês de Julho de 2008, submeteu-se á banca examinadora para defesa do Trabalho de Conclusão de Curso.

Em Julho de 2008, concluirá o Curso de Zootecnia, pela Universidade do Estado de Mato Grosso *Campus* Universitário de Pontes e Lacerda.

SUMÁRIO DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Caracterização dos principais indutores de reprodução utilizados.....	12

MANEJO REPRODUTIVO DO PACU (*Piaractus mesopotamicus*) E TAMBACUI (*Colossoma macropomum*)

Resumo - A piscicultura vem sendo apontada como promissora atividade no mundo e principalmente no Brasil, em decorrência da malha hidrográfica e do clima propício. Dados de produção nacional de organismos de água doce confirmam o crescimento da produção de peixes, sendo que as espécies pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e tambaqui (*Colossoma macropomum*) possuem produção considerável dentro a produção total nacional. O híbrido tambacu também vem alcançando sucesso, por apresentar boa conversão alimentar e resistência as variações climáticas, características herdadas de seus pais (fêmea tambaqui X macho pacu). No entanto, essas espécies só se reproduzem em cativeiro através de estimulação hormonal. Os hormônios mais utilizados no Brasil são as gonodotropinas encontradas no extrato de glândulas pituitárias de peixes. Alguns importantes aspectos da produção, principalmente com respeito a manejo de reprodutores, desova e larvicultura, viabilizam a produção intensiva de juvenil, e conseqüentemente, produção em larga escala de peixe gordo. Porém, alimentação adequada é fundamental para o desempenho reprodutivo do plantel e garante a produção de gametas e progênes de melhor qualidade. Fica evidente, portanto, a necessidade da realização deste trabalho, através de levantamento bibliográfico, visando abordagem de técnicas de manejo reprodutivo adequadas para se obter o sucesso da indução hormonal.

Palavras-chave: hormônios, piscicultura, reprodução.

1. INTRODUÇÃO

A piscicultura é a atividade do ramo da aquicultura, que visa à cultura racional de peixes, exercendo particular controle sobre o crescimento, reprodução e alimentação desses animais (Galli & Torloni, 1992).

A piscicultura vem se destacando nos últimos anos, como apontam os dados de produção nacional de organismos de água doce, confirmando o crescimento da produção de peixes, bem como evidenciam o estabelecimento de algumas espécies em posição de destaque. Peixes como tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*) possuem uma posição considerável dentro a produção total nacional, sendo que, por três anos consecutivos apresentaram produção acima de 15.000 e 5.000 t, respectivamente, apresentando grande avanço na piscicultura brasileira (Baldisserotto & Gomes, 2005).

Através do cruzamento entre o tambaqui e pacu, obteve-se o híbrido tambacu, que vem se destacando, sendo cultivado em várias pisciculturas. A origem do híbrido tambacu se desenvolveu porque o tambaqui apresenta melhor conversão alimentar, mas não resiste às baixas temperaturas, o pacu resiste às baixas temperaturas, porém tem um crescimento lento, com pior conversão alimentar. Diante desses fatores, os pesquisadores do CEPTA - IBAMA (Centro Nacional de Pesquisa com Espécies Nativas) tiveram a idéia de desenvolver um híbrido entre essas espécies, agregando num único peixe as características desejadas de seus pais, sendo resistente as variações climáticas e apresentando boa conversão alimentar.

O pacu e tambaqui são espécies reofílicas, ou seja, não se reproduzem em ambientes lênticos, sendo necessária estimulação hormonal para que ocorra a liberação dos gametas (Schmidt, 1998).

Alguns importantes aspectos da produção, principalmente com respeito a manejo de reprodutores, desova e larvicultura, viabilizam a produção intensiva de juvenil de tambaqui e pacu minimizando custos e aumentando a produção (IBAMA, 1999).

No entanto, a piscicultura, no nosso país se expandiu no momento em que adotaram as técnicas de reprodução artificial de peixes em cativeiro. A partir do domínio do processo reprodutivo com o uso de hipofisacção em peixes cultivados, ficou claro a importância da escolha de espécies condizentes com as características físicas do ambiente, bem como a adoção do manejo adequado para cada espécie. Outros aspectos importantes são: capacidade de adaptação da espécie ao cativeiro, manejo reprodutivo, além dos cuidados com a larvicultura, os aspectos nutricionais e sanitários.

Fica evidente, portanto, a necessidade da realização deste trabalho, através de levantamento bibliográfico, para que sejam abordadas técnicas de manejo reprodutivo adequadas para se obter o sucesso de uma indução á desova de pacu e tambaqui.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Histórico e Importância da Piscicultura no Brasil

Segundo Proença, 1994 citado por Baldisserotto & Gomes, 2005), a aquicultura brasileira vem crescendo desde a década de 70, isso se deve ao fato do declínio da pesca extrativa e do aumento da demanda de pescado, juntamente com ação do governo, no incentivo ao cultivo de organismos aquáticos.

Dentro da aquicultura, a piscicultura brasileira é uma atividade que sofreu grande impulso nos meados da década de 80, e hoje se encontra em franco desenvolvimento.

O Brasil conta com vantagens, para a atividade, em relação a muitos outros países, onde o cultivo de peixes encontra-se mais desenvolvido. Uma das principais vantagens a ser destacada são a quantidade e a qualidade de água. Outro aspecto é a temperatura propícia durante a maior parte do ano favorecendo o desenvolvimento dos peixes, o que permite maior crescimento, boa conversão alimentar, e conseqüentemente, bom desempenho. A topografia, na maioria das regiões, de certa forma favorece a construção dos viveiros bem como a condução da água para o abastecimento por gravidade. Aliado a essas vantagens, há grande disponibilidade de produto e subprodutos que podem ser utilizados na formulação de rações com custo relativamente baixo (Souza, 2001).

Dentro deste contexto, a piscicultura busca novas alternativas, pois esta apresenta suporte protéico na alimentação e alta rentabilidade econômica, sendo fatores necessários para amenizar o problema de diminuição da pesca e do afastamento natural dos pescadores artesanais, que, sem alternativa, acabam migrando com sua família para a zona urbana, em busca de outras formas de sobrevivência, gerando problema social. A piscicultura se mostra como uma solução para os mesmos, considerando as qualidades nutritivas do pescado, potencial de produção de peixes em cativeiro, redução dos estoques naturais e aumento populacional (Kubitza, 2004).

De acordo com os dados da FAO, dentre os países latino americanos, o Brasil é o segundo maior produtor de pescado cultivado em 2005, produzindo 260 mil toneladas (atrás do Chile que produziu 714 mil toneladas). A aquicultura brasileira cresceu em média 23,8% ao ano, contra 10,2% da aquicultura mundial. Entre as principais espécies cultivadas, destaca-se o grupo dos peixes redondos, que contribui com 19% da produção de pescado no Brasil. A produção deste grupo saltou de 35 para 50 mil toneladas entre 2001 e 2005 (Kubitza, 2007).

De acordo com o mesmo autor, o Brasil conta com 5 milhões de hectares em reservatórios de água doce, inúmeros rios, dispõem de insumos básicos e de empresas especializadas na produção de rações, e tem o domínio tecnológico para a produção de diversas espécies de peixes nativos, além disso, conta com um mercado promissor (180 milhões de consumidores), diminuindo sua dependência em relação ao mercado externo na comercialização de pescado.

2.2 Caracterização das espécies piscícolas

As alterações no ambiente como desmatamentos, aterros, assoreamento, agrotóxicos, construção de barragens e sobrepesca, provocaram, ao longo dos anos, redução na qualidade e quantidade de espécies de peixes de águas interiores. Sendo assim, a expansão da piscicultura foi fundamental, e de certa forma obrigatória (Cyrino & Kubitza, 1996).

Dentre as espécies nativas as que receberam destaque foram os representantes do grupo de peixes redondos, como pacu, tambaqui e seus híbridos, devido ao elevado valor comercial, adaptação à alimentação artificial e também pela facilidade de obtenção de larvas através da reprodução induzida e por apresentar boa taxa de crescimento (Kubitza, 2007).

2.2.1 Pacu (*Piaractus mesopotamicus*)

O pacu é uma espécie da ordem *Characiformes*, família *Characidae* e gênero *Piaractus*, na qual incluem os peixes de maior valor comercial na pesca e na piscicultura brasileira. Esse é um grupo dominante entre os peixes de água doce da América do Sul (Géry, 1986).

Quanto a sua morfologia, o pacu apresenta o corpo romboidal e comprimido lateralmente com coloração variando do castanho ao cinza escuro sendo o ventre sempre mais claro. Apresentam boca forte com dentes molariformes e especializados para triturar alimentos duros especialmente frutos e sementes. Podem atingir 70 cm de comprimento e pesar até 20 kg (Silva, 1985).

O pacu é encontrado nas Bacias dos rios Paraná, Paraguai e Uruguai. Segundo Godoy (1970), a maior distribuição da espécie ocorre nas planícies alagadas da região Centro Oeste, especificamente no Pantanal do Mato Grosso do Sul. Sendo um dos peixes mais estudados no Sul, Sudeste e Centro Oeste do Brasil.

É um peixe de hábito alimentar onívoro que se alimenta principalmente de folhas, caules, frutos, flores e sementes. Havendo necessidade e oportunidade, se alimenta de insetos, moluscos e peixes. No ambiente natural, o pacu não tem comportamento alimentar contínuo e seu ciclo de vida está estreitamente relacionado a períodos de alta ingestão de carboidratos. Sua alimentação sofre flutuações de acordo com as disponibilidades do alimento, em conseqüências de variações ambientais e da migração reprodutiva (Menton, 1989 citado por Baldisserotto & Gomes, 2005).

2.2.2 Tambaqui (*Colossoma macropomum*)

O tambaqui é uma espécie de peixe pertencente à ordem *Characiforme*, família *Characidae* e gênero *Colossoma*. Na América do Sul, o tambaqui é conhecido por outros nomes, como Cachama na Venezuela e na Colômbia e Gamitana no Peru

(Britsky, 1997 citado por Baldisserotto & Gomes, 2005). O tambaqui é um peixe originário da bacia amazônica e não resiste às baixas temperaturas das regiões sul e sudeste, no período de inverno.

Quanto a sua morfologia, o tambaqui apresenta maxilar inferior proeminente, corpo lateralmente deprimido, romboidal. Boca prognata pequena e forte com dentes molariformes, o que permite quebrar e aproveitar as sementes, frutos mais duros e caracóis. Sua nadadeira é óssea, contendo raios. O dorso é cinza-escuro e o ventre esbranquiçado, os adultos têm manchas escuras irregulares no ventre e na cauda. Pode atingir 90 cm de comprimento e pesar 30 kg. Tem escamas relativamente pequenas que estão estabelecidas fortemente na pele. Sua linha abdominal é afiada com escamas em forma de V. Os tambaquis jovens e pré-adultos possuem forma ovóide e rombóide, mas os adultos com o avanço da idade, tornam-se mais ou menos alongados (Alvez, 1986).

A dieta do tambaqui consiste dos mais variados alimentos naturais encontrados nas águas. Alimenta-se de algas filamentosas, parte de plantas aquáticas frescas e em decomposição, zooplâncton, insetos aquáticos e terrestres que caem na água, caracóis, caramujos e outros moluscos, frutas secas e carnosas, sementes duras e moles de árvores e arbustos, plantas dos terrenos alagados, e também, raramente consome peixes pequenos (Baldisserotto & Gomes, 2005). Segundo Araújo Lima & Goulding (1998), a alimentação natural das larvas do tambaqui consiste de zooplâncton, particularmente cladóceros e copépodes. Já, os juvenis passam a incorporar pequenas sementes na sua dieta, e os adultos têm uma dieta que consiste principalmente de sementes e frutas. Quando os juvenis atingem cerca de 50 a 60 cm, ou aproximadamente quatro anos de idade, eles iniciam sua maturação sexual e recrutam aos cardumes de adultos. A desova ocorre no início das cheias, próximo as margens do rio.

2.2.3 Tambacu

O tambacu é o híbrido proveniente do cruzamento de fêmeas de *Colossoma macropomum* (tambaqui) com machos de *Piaractus mesopotamicus* (pacu) (Nogueira et al., 2001).

Segundo Calcagnotto et al. (1999), a identificação do híbrido tambacu, feita apenas por características externas é difícil, exigindo, dessa forma, o uso de marcadores genéticos. Barbosa & Oliveira (1988), verificaram que o tambacu distinguiu-se das espécies parentais quanto à presença de dentes no maxilar, número de rastros no primeiro arco branquial, número de escamas na linha lateral e transversal abaixo e acima da linha. Complementa ainda que no híbrido a bexiga natatória é dividida em duas câmaras simétricas, enquanto no tambaqui a câmara anterior é maior que a posterior e no pacu é ao contrário.

Baldisserotto & Gomes (2005), afirmam que o tambacu apresenta gametas maduros que podem ser viáveis e tornar possível o cruzamento destes com seus parentais, em ambiente natural.

Os híbridos apresentam três tipos de esterilidade: zigótica (gônadas com tamanho e estrutura normais, fertilidade normal, podendo ocorrer morte, alguns dias depois da eclosão), gamética (gônadas com tamanho normal, mas estrutura anormal, sendo incapaz de desencadear desenvolvimento embrionário) e gonádica (gônadas atrofiadas) (Chevassus, 1983 citado por Florindo, 2002).

2.3 Características Reprodutivas do Pacu e Tambaqui

No ambiente natural o pacu e tambaqui desenvolvem estratégias reprodutivas, que consistem num conjunto de características que suas espécies deverão manifestar para que a reprodução tenha sucesso. Quando ocorre a variação na condição de determinado ambiente, determinam mudanças em algumas características da estratégia. Essas

características variáveis são denominadas táticas reprodutivas, que na verdade são respostas as flutuações do ambiente (Wootton, 1989).

Dentre as táticas reprodutivas, a que merece destaque, é o desencadeamento do processo hormonal, por ação de estímulos de fatores ambientais (temperatura e fotoperíodo), que determina o desenvolvimento das estruturas reprodutivas e culmina com a desova (Vazzoler, 1996).

Na natureza, a desova do pacu e tambaqui é regulada por ritmos endógenos mediados por fatores externos, tais como: variação de temperatura, mudanças cíclicas de luz (fotoperíodo), pressão da massa de água, pH, entre outras variáveis, que determinam o melhor período para a desova e proporcione grande sobrevivência da prole (Woynarovich, 1989).

O sistema reprodutor do pacu e tambaqui é regido pelo eixo endócrino composto principalmente pela glândula pineal, hipotálamo, hipófise e gônadas. Ações de comando regulam a síntese e a liberação de hormônios na corrente sangüínea, controlando assim, o ciclo reprodutivo. Nesse processo, o sistema nervoso central (SNC) recebe e traduz para o cérebro os sinais advindos do meio ambiente que, por sua vez, são medidos pelos processos fisiológicos endógenos. O hipotálamo recebe informações de neurotransmissores cerebrais, estimula a produção de GnRH (hormônio liberador de gonadotropina); este, por sua vez, atua na hipófise na liberação de GtHs (células produtoras de gonadotropinas), que atua diretamente nas gônadas promovendo a liberação de hormônios esteroidais, os quais irão maturar os gametas - óvulos e espermatozóides (Zanuy & Carrillo, 1987).

O pacu e tambaqui são espécies reofílicas de peixes que realizam migração reprodutiva (piracema). Em ambientes lênticos (cativeiros), esses animais deixam de receber certos estímulos externos, fazendo com que não haja resposta endócrina apropriada para indução da maturação gonadal final. Dessa forma, os ovários se

desenvolvem apenas parcialmente (estágio de vitelogênese completa). Por outro lado, a reprodução pode ser obtida fazendo-se simulação da resposta endócrina natural, através da manipulação ambiental ou aplicação de substâncias análogas aos estímulos hormonais intrínsecos (Kubtiza, 2004).

Conhecer a influência do fotoperíodo na ovulação induzida do pacu e tambaqui é de extrema importância à sua criação, pois favorece o melhor controle da sua reprodução em cativeiro, da qualidade dos gametas e, conseqüentemente, de sua prole.

Segundo Bernadino & Lima (1999), o período de reprodução dessas espécies, nas diferentes regiões onde elas são produzidas, compreende de outubro a março, com o pico entre novembro a janeiro, época de temperaturas mais altas e maior incidência de chuvas.

A primeira maturação no pacu ocorre aos três e quatro anos, respectivamente nos machos e fêmeas, e os reprodutores são usados até os oito anos de idade, já no tambaqui, a maturação é mais tardia estendendo-se até os quatro anos, nos machos, e cinco anos de idade nas fêmeas (Cyrino & Kubtiza, 1996).

O grau de maturação nas fêmeas é determinado pelas seguintes características externas: abdômen abaulado e macio, papila urogenital saliente e avermelhada; e nos machos, fluidez de sêmen obtido por massagem abdominal suave e, secundariamente, pela posição da vesícula germinativa dos óvulos obtidos por canulação da abertura urogenital (Romagosa et al., 1990).

A obtenção dos ovócitos e espermatozóides é feita por extrusão mediante compressão abdominal. A fecundação é externa e, após o período de hidratação dos ovos, estes são levados para incubadoras onde se desenvolvem, podendo permanecer até a eclosão ou mesmo até a fase de pós-larva (Woynarovich & Horvath, 1989).

2.3.1 Indução Hormonal

Nas décadas de 30 e 40 começaram os primeiros ensaios para o cultivo de espécies brasileiras. Nesta época, Rodolfo Von Ilhering e outros pesquisadores visualizaram o enorme potencial que a piscicultura brasileira poderia proporcionar. Estudaram muitas espécies e desenvolveram a técnica mundialmente empregada de indução à reprodução através de injeção de extrato de hipófise, possibilitando o desenvolvimento das espécies reofilicas em condições de cativeiro (Baldisserotto & Gomes, 2005).

As formas de indução hormonal podem ser através da aplicação de substâncias que irão desencadear estímulos na hipófise desses peixes, como é o caso de análogos de GnRH (gonadotropinas), inibidores de dopamina. A indução pode ainda atuar nas gônadas, como é o caso de gonadotropinas de peixes, macerado de hipófises desidratadas e gonadotropina coriônica humana. As induções químicas podem ainda ser utilizadas para aumentar a produção seminal, antecipar o período reprodutivo, restringi-lo ou mesmo sincronizar a reprodução de lote de matrizes, o que permite ao produtor obter juvenis em períodos onde a lucratividade seja maior, ou que o cultivo seja finalizado em período onde a comercialização seja otimizada (Venturieri & Bernardino, 1999), como por exemplo, durante a Semana Santa.

No entanto, a reprodução induzida que apresenta maior informação e facilidade de execução é através do uso de hipófise desidratada de carpa, aplicada na forma de extrato bruto, diluída em solução fisiológica (IBAMA, 1999).

Segundo Donaldson (1996), as técnicas reprodutivas mediante indução hormonal podem ser divididas em três gerações. Na primeira geração, os peixes foram induzidos a desovar mediante aplicação de extrato hipofisário bruto homólogo, oriundo de hipófises frescas, extraídas de peixes com gônadas em estágio de maturação avançada. Na segunda geração, essa técnica foi aprimorada, mediante a utilização de hipófise,

homóloga ou não, desidratada em acetona e conservada em ambiente isento de umidade. Além disso, passou-se também a utilizar gonadotropina coriônica humana (HCG) e de peixes para a desova em cativeiro. Na terceira geração, engloba as técnicas de indução mediante o uso de substâncias mais processadas como análogos de gonadotropinas associados ou não com antagonistas de dopamina e antiestrógenos, bem como processos de controle e manipulação ambiental.

Atualmente, para a reprodução induzida de pacu e tambaqui a maioria dos piscicultores utiliza a hipófise desidratada de carpa, pela facilidade de obtenção do produto, bem como pela simplicidade desta metodologia, apesar do seu custo ser elevado, aproximadamente 400 U\$ o grama (Calcagnotto & Toledo Filho, 2000).

Apesar dos altos custos fixos na produção de juvenis por indução, o custo final por unidade produzida é baixo, devido à alta fecundidade das espécies utilizadas (uma fêmea de 1 kg pode produzir mais de cem mil ovócitos), e o controle do processo produtivo que permite maior aproveitamento dos ovos, tornando esta atividade uma das mais rentáveis na aquicultura (Andrade & Yasui, 2003).

A maioria das técnicas para a indução hormonal do pacu e tambaqui, se baseia em aplicações intramusculares, principalmente na base das nadadeiras peitorais e pélvicas.

Na Tabela 1 são apresentadas e comentadas as principais substâncias indutoras utilizadas comercialmente para a desova artificial de peixes (Andrade & Yasui, 2003).

Tabela 1. Principais indutores de reprodução utilizados comercialmente (Andrade & Yasui, 2003).

INDUTOR	MODO DE ATUAÇÃO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
Hipófise	Atua diretamente nas gônadas; induzindo a maturação através de gonadotropinas	Facilidade de dosagem e aplicação; fácil estocagem; metodologia estabelecida em diversas espécies; pode ser produzida pelo piscicultor; possuem outras substâncias de efeito sinérgico às gonadotropinas	Falta de padronização qualitativa; propagação de doenças; reação imune das matrizes; custo relativamente elevado
GnRHs:	Formas de GnRHs que atuam indiretamente nas gônadas, induzindo a produção intrínseca de gonadotropinas, na hipófise	Menor resposta imune; padronização qualitativa; custo reduzido	Dificuldade na dosagem; metodologia não definida em muitas espécies; estocagem sob refrigeração
Antagonistas de Dopamina	Bloqueia o mecanismo de inibição efetuado pela dopamina, aumentando a produção intrínseca de GnRH.	Pode ser ministrado com gonadotropinas com atuação sinérgica; menor resposta imune;	Dificuldade na dosagem, metodologia não definida em muitas espécies
GtHs:	Gonadotropina humana, que atua diretamente nas gônadas, induzindo a maturação	Padronização qualitativa, facilidade de aquisição; estocagem por longos períodos;	Reação imune; metodologia não definida em muitas espécies

GnRH: Hormônio liberador de gonadotropina
GtHs: Células produtoras de gonadotropinas

2.4 Manejo do plantel de reprodutores

O manejo adequado do plantel de reprodutores é a chave para o sucesso de uma indução. Fatores como: taxa de estocagem, qualidade da água e da alimentação, temperatura e sanidade repercutem diretamente sobre o desenvolvimento gonadal influenciando positiva ou negativamente a produção de juvenis (Pinheiro et al., 1988 citado por Cyrino & Kubitza, 1996).

Atualmente, a renovação do plantel de reprodutores é também uma preocupação importante. Alguns laboratórios têm excesso de consangüinidade no seu plantel, o que pode afetar de forma imprevisível a qualidade de larvas e jovens comercializados (Calcagnotto & Toledo Filho, 2000).

2.4.1 Qualidade da Água

As condições do meio em que os peixes vivem são de fundamental importância para que ocorra bom desenvolvimento e sobrevivência dos peixes cultivados, de modo que deve existir sempre preocupação com a qualidade da água nos tanques de criação para o sucesso na produção (Tavares, 1994).

Alguns parâmetros, como oxigênio dissolvido, merecem atenção especial. Nos viveiros de reprodução, seu teor não pode ser inferior a 4 mg/L, pois repercutiria negativamente no metabolismo e, em consequência, no desenvolvimento gonadal dos peixes (Cyrino & Kubitza, 1996).

Quando o meio ambiente não tem oxigênio dissolvido em concentrações adequadas, os tambaquis tomam ar na flor d'água. Quando o decréscimo de oxigênio prolonga-se, os lábios do tambaqui anormalmente engrossam-se, sendo isso denominado de "aju". Esse processo afeta a performance reprodutiva e o desenvolvimento dos peixes (Alvez, 1986).

Para o bom desenvolvimento corporal (crescimento) e desempenho reprodutivo, existe uma faixa de temperatura ótima de água para os peixes. Para o tambaqui e pacu, a temperatura ideal localiza-se entre 20 a 27°C, sendo toleradas temperaturas extremas de 15 a 35°C, porém, com suspensão na ingestão de alimentos e aumento de susceptibilidade a doenças (Baldiasserotto & Gomes, 2005). A temperatura da água na época da desova deve ser em torno de 27° C (Alvez, 1986).

Existem muitos fatores que alteram a qualidade da água, como a presença excessiva de fitoplâncton, plantas aquáticas e algas, as quais causam redução da concentração de oxigênio, aumento de dióxido de carbono e consequente redução de pH.

O inadequado programa de alimentação também é um fator que favorece a redução da qualidade da água, pois os excessos de resíduos orgânicos são excelentes

substratos para bactérias e fungos e servem de alimento a um grande número de parasitas (Pavanelli et al., 2002).

Segundo Florindo (2002), tanto o tambaqui quanto o pacu apresentam adaptações morfológicas e fisiológicas para suportar águas ácidas, principalmente na época da seca.

Alevinos de pacu apresentam melhor desempenho em pH neutro com tendência a ácido (intervalo de pH 7,0 a 6,0 (Nascimento et al., 2005).

2.4.2 Alimentação

O desenvolvimento gonadal é determinado pela qualidade da ração administrada durante todo o período reprodutivo dos peixes. Através do direcionamento da alimentação, pode-se estimular o desenvolvimento gonadal, antecipando-se, dessa forma, o próximo período de reprodução. Ainda deve-se ter em conta que os peixes, logo após a desova, perdem de 10 a 20% de seu peso corporal, necessitando de alimento rico em energia para recompor o organismo e ter condições para o início do novo ciclo reprodutivo. Do meio do ciclo reprodutivo para o final, a energia disponível na ração deve diminuir, e a qualidade de proteína aumentar, a fim de favorecer a formação dos gametas e um emagrecimento (queima de gordura abdominal) dos peixes (Izquierdo et al., 2001).

Na fase preparatória, os animais devem receber o mínimo de ração possível, cerca de 1-2% do peso vivo (PV), porém, ricas em proteínas (cerca de 30-35%), vitaminas e minerais, de tal forma que, ao iniciarem os trabalhos de hormonização, os peixes se apresentem saudáveis, com bom aspecto, mas com nenhuma ou pouca gordura abdominal, o que facilita a liberação dos gametas (Wootton, 1995). É extremamente importante fornecer uma alimentação adequada às matrizes, visto que na maturação das gônadas, cada ovócito incorpora vitelo, que fornecerá nutriente e energia para o desenvolvimento larval (Nikolskii, 1969). Matrizes mal nutridas podem gerar ovos e

larvas com quantidades de vitelo insuficiente, podendo comprometer o processo reprodutivo, originando animais com menores chances de sobrevivência, ou ainda com baixo potencial zootécnico (Gunasekera et al., 1996).

Segundo Chabalin et al. (1993), os reprodutores de pacu e tambaqui são alimentados diariamente a uma taxa de 2 a 3% PV. O teor médio de proteína na ração é de aproximadamente 28%.

De acordo com esse mesmo autor, nas regiões Centro-Oeste e Sudeste do Brasil, a taxa de alimentação é reduzida em 90-100% durante os meses de inverno. Na CODEVASF (Brasil), a taxa de alimentação é reduzida em 33-66% durante os 2-3 meses antecedentes à desova. Isto é feito para simular as condições que a espécie encontra no ambiente silvestre.

Quanto à alimentação dos reprodutores de pacu e tambaqui, deve-se fornecer ração peletizada ou extruzada, com um mínimo de 30 % de proteína bruta e 2.800 kcal/100g, de 1,5 a 5% da biomassa (Desarrollo, 1992).

2.4.3 Densidade de estocagem

A densidade de estocagem, ou seja, a quantidade de peixes colocados no viveiro está relacionada com teores de oxigênio e alimentação, mas, como regra geral usa-se 100 a 300 reprodutores/ha, ou até 200 kg/1.000m² (Ribeiro et al., 1995).

Segundo Araújo Lima & Goulding (1998), a maioria dos laboratórios mantém os peixes em viveiros monoespecíficos em uma taxa de estocagem que varia em 50 a 300 g/m². Mas em alguns casos, a densidade atinge 1 kg/m².

No entanto, Desarrollo (1992), enfatiza que os reprodutores devem ser estocados em viveiros de 300 a 1000 m², de forma a facilitar o controle e manejo dos mesmos, a fim de evitar o estresse para futuras utilizações no processo de reprodução. A densidade de estocagem de reprodutores deve ser de 150 a 400 g/m², podendo-se manter os

reprodutores em policultivo, em que devem representar 70% ou mais dos indivíduos estocados; porém, deve-se evitar o manejo das demais espécies para não provocar estresse, pois, é necessário oferecer tranquilidade ao plantel, evitando-se manejo excessivo.

Pinheiro & Silva (1988), estocaram reprodutores em densidades altas (4 a 7 kg/m²). Os peixes foram alimentados com ração contendo 35% proteína bruta, e uma taxa de arraçamento de 3% do PV/dia. Para aumentar a produtividade dos tanques, foram adicionados regularmente gastrópodes e adubação com esterco de gado, porco ou patos. Esse regime alimentar era muito rico em proteínas. Separados os indivíduos sexualmente maduros dos imaturos, os autores conseguiram que os peixes desovassem durante o ano todo.

2.4.4 Seleção das matrizes para propagação artificial

O fator mais sensível em todo o processo de indução da reprodução está relacionado com o estoque de reprodutores e os indivíduos escolhidos para a desova. As fêmeas devem estar suficientemente maduras, ou seja, capazes de produzir progesterona, para terem uma alta probabilidade de desovar após receberem as injeções de hormônios (Caroslfeld, 1989).

Só se obtém bom êxito quando se utiliza reprodutores que apresentam um certo estágio de desenvolvimento gonadal. Isto é, suas gônadas já desenvolvem em direção da maturação final e ovulação.

Os reprodutores julgados bons para a reprodução artificial são capturados com auxílio de uma rede de arrasto, pesados e colocados separadamente conforme o sexo nos tanques de laboratório. Esses tanques têm geralmente 2,5 a 3 m de comprimento e 1 a 1,2 m de largura, e de 0,8 a 1 m de profundidade com água corrente para melhorar a oxigenação da água (Alvez, 1986).

2.4.5 Dosagem de hipófises

Injeções de hormônios são usadas para promover a maturação final dos óvulos. O estimulante mais usado é um extrato da glândula pituitária (hipófise). Este extrato contém gonadotropinas, que são os hormônios necessários para estimular as gônadas (Caroslfeld, 1989).

As hipófises de peixes doadores são removidas do crânio, secas, pulverizadas, e dissolvidas em solução salina ou de glicerina para uso. Glândulas frescas também podem ser preservadas em álcool (etanol) absoluto. Carpas (*Cyprinus carpio*) e curimbatás (*Prochilodus* spp.) são os principais doadores de glândulas, mas um grande número de outras espécies também pode ser utilizado. Hormônios sintéticos, puros ou misturados com extratos de pituitária, também foram utilizados com sucesso para induzir a desova. A gonadorelina (LHRH), por exemplo, é um hormônio bastante usado, que pode estimular a ovulação desses peixes. Essa droga é considerada tão eficiente quanto o extrato de pituitária. A gonadotropina coriônica humana (HCG) é um outro hormônio comercialmente disponível que foi empregado em alguns casos para induzir a ovulação do tambaqui, entretanto, sua eficiência é considerada inferior à do extrato de pituitária (Desarrollo, 1992).

As técnicas utilizadas para estimular a ovulação do pacu e tambaqui com extratos de pituitária estão bem estabelecidas e as chances de sucesso são maiores que 80%. Os protocolos dos laboratórios são diferentes, apenas no número, frequência e intervalo com que as doses de extrato são injetadas. Porém, a maioria das estações de piscicultura está usando hoje apenas duas injeções de extrato para a indução (Hernández et al., 1992).

Hernández et al. (1992) comentam ainda que, as estações de piscicultura usam uma dose igual ou superior a 5,5 mg de hipófise seca/kg de fêmea. A primeira dose (preparatória) é apenas 0,5 mg/kg. A segunda e última dose é injetada de 12 a 18 horas

após, e consiste de 5 mg de hipófise/kg de fêmea. Pinheiro et al. (1988) recomendam um aumento na dose final quando a fêmea pesa mais de 7 kg, adicionando 1 mg/kg para cada 2 kg de fêmeas acima deste valor.

As glândulas secas são maceradas e misturadas em solução salina (0,6% NaCl) na concentração de 0,1 g de pituitária/0,1 mL de solução. As injeções são administradas debaixo da nadadeira abdominal ou nadadeira peitoral. Esta administração apresenta as seguintes vantagens: as agulhas são mais grossas e por isso não ocorre o risco de obstrução das agulhas; a solução não reflue, não precisa aplicar massagem na área da injeção, e a quantidade de soro fisiológico pode ser maior, não alterando o êxito.

As fêmeas respondem ao tratamento 200-300 horas-grau após a injeção (aproximadamente, 10-14 horas). Uma hora-grau é a soma das temperaturas medidas a cada hora, da água onde a fêmea é mantida (Pinheiro et al., 1988).

Os machos normalmente são injetados em dose única (2 mg de hipófise/kg), junto com a segunda dose da fêmea. Porém, também podem ser utilizadas 2 doses: 0,5 e 2,5 mg de hipófise/kg. Resultados satisfatórios já foram obtidos com 2 doses iguais de 1 a 1,5 mg de hipófise/kg (Woynarovich, 1998).

2.4.6 Cuidados com os reprodutores

A manipulação dos reprodutores para a indução da desova é um procedimento que causa intensos efeitos na reprodução. A tentativa de fuga na captura, o contato do peixe com a rede e mãos dos técnicos, os barulhos, entre outros fatores, afetam a qualidade dos ovos, os níveis de hormônios no sangue, facilitam o aparecimento de infecções e pode causar mortalidade. Sugere-se, então, evitar a captura de grande número de peixes ao mesmo tempo; devolver o peixe ao tanque cuidadosamente; umedecer as mãos e material usado na contenção dos peixes; cobrir os olhos dos peixes; segurar o animal de forma que se diminua o movimento de luta com as mãos sobre o corpo e não na cauda e

cabeça; minimizar o barulho; transportar os peixes em água levemente salgada (1 a 2% NaCl) e aplicar anestesia leve (sedação) durante o manejo (Baldisserotto & Gomes, 2005).

Após aplicação de hipófises, os reprodutores são mantidos em pequenos tanques para facilitar o manuseio. A temperatura da água deve ser mantida entre 26 e 30°C. Para evitar a liberação prematura dos óvulos, alguns laboratórios costuram a papila urogenital até a hora da extrusão. É recomendável anestesiá-los no momento da extrusão. Um dos anestésicos mais utilizados é a quinaldina, que em concentração de 0,5mL/100 litros de água tem bom efeito (Woynarovich, 1998).

Os gametas são obtidos por extrusão, que consiste em massagear levemente a área abdominal do reprodutor no sentido cranial-caudal. A quantidade de óvulos liberados varia de 40 a 180 g/kg, e de sêmen varia de 0,5 a 5 mL/kg (Baldisserotto & Gomes, 2005).

Os óvulos extrusados são pesados enquanto os machos são esgotados para a coleta de sêmen. O sêmen é distribuído de maneira uniforme sobre os óvulos, na proporção de 1 mL de sêmen para 100 g de óvulos, misturando-se, com cuidado, por aproximadamente um minuto, com uma pena de ave. Depois de homogeneizada a mistura, adiciona-se água para ativação da motilidade espermática e fecundação instantânea, completando, posteriormente, com uma maior quantidade de água para favorecer a hidratação dos ovos (Ramos & Ramos, 1996).

2.5 Incubação dos Ovos

Os ovos fecundados devem ser transferidos para incubadora, 10 minutos após a possível fertilização. As incubadoras mais comumente usadas são do tipo Woynarovich de 60 a 200 litros de capacidade. As taxas de estocagem nessas incubadoras variam de 0,5 a 3,5g de ovos/L de água, o que é equivalente a 800 a 6.000 ovos/L. No entanto, a

maioria dos laboratórios usa 2 g/L ou 3.000 ovos/L em incubadoras de 200 L. Nesta densidade, a taxa de eclosão esperada é de 60-90%. Entretanto, densidades de ovos acima de 1,5 g/L são difíceis de manejar em incubadoras de 60 L. Nestas altas densidades, a malha do topo da incubadora tende a obstruir, devido à alta vazão de água necessária para manter os ovos flutuando. O entupimento pode causar a mortalidade de 80% dos ovos. Recomenda-se para incubadoras de 60 L, uma taxa de estocagem menor do que 2.000 ovos/L (Araújo Lima & Goulding, 1998).

A quantidade recomendada de ovos fertilizados por incubadora é de 1000 a 1500 ovos/litro, sendo que um kg de ovos secos possui em torno de 100 mil ovos (Desarrollo, 1992).

Os ovos devem ser incubados entre 26-29° C. Temperaturas superiores a 30° C podem causar alta mortalidade de ovos. O tempo de incubação, medido desde a fertilização até a eclosão, diminui exponencialmente com o aumento da temperatura. Com temperaturas médias de 26-29°C o tempo de incubação médio reduz de aproximadamente 17:50h a 12:45h. As larvas eclodem com 3,2-3,8 mm de comprimento e pouco desenvolvidas, com olhos não pigmentados, boca e nadadeiras peitorais não formadas. Os olhos começam a pigmentar e a nadadeira peitoral, está aparente, 24 horas após a eclosão. A boca só se tornará ativa e a bexiga natatória estará inflada 24 horas após a eclosão a uma temperatura média de 28° C. Um dia após estes eventos, a larva já nada em posição horizontal e inicia sua procura por alimentação (Vieira & Johnston, 1996).

Visando evitar a colonização de bactérias e outros microorganismos na superfície externa dos ovos em incubação, as incubadoras, devem ser desinfetadas com uma solução de formol a 3 % (3 L de formol em 100 L de água destilada). O período de exposição deve ser de 5 a 10 minutos na solução desinfetante. Uma vez desinfetado, o conjunto de incubação deve ser enxaguado com água limpa em abundância, objetivando

eliminar qualquer vestígio da substância desinfetante empregada (Rocha & Ceccarelli, 1995).

2.6 Larvicultura

Por meio de reprodução induzida podem-se obter grandes quantidades de larvas, mas, na fase de transformação em alevinos, a sobrevivência é ainda muito baixa (35-50%) (Senhorini, 1995).

A larva recém-eclodida vive das suas reservas vitelínicas durante 4 a 6 dias, quando desenvolve adaptações para a alimentação exógena. A duração exata desse período é dependente da temperatura da água. O início da alimentação externa é uma das fases mais delicadas do processo de cultivo. Nessa fase, a larva é muito sensível à alimentação inadequada e também aos predadores, o que pode levar a uma alta taxa de mortalidade. As taxas de sobrevivência para larvas criadas em cativeiro variam e 30-66%, mas as causas dessas variações ainda não são conhecidas. Entretanto, na maioria dos casos, a mortalidade parece estar correlacionada com a densidade de estocagem. Alta sobrevivência é esperada quando a taxa de estocagem é baixa, o que não apenas reduz a competição por alimento, mas também a taxa de encontro das larvas com seus predadores (Lima & Goulding, 1998).

O processo da larvicultura é diversificado. Alguns laboratórios preferem dar uma pré-alimentação antes de transferir as larvas para os viveiros, o que Hernández (1992) recomenda. Outros transferem as larvas diretamente das incubadoras para os viveiros. Na pré-alimentação, as larvas na fase inicial de alimentação externa são mantidas em condições controladas e alimentadas intensivamente com alimento vivo e/ou artificial. Depois de 2 a 4 dias, elas são transferidas para viveiros, onde populações de zooplâncton estão crescendo em alta densidade. A dieta natural é complementada com alimentação artificial (Baldisserotto & Gomes, 2005).

As larvas mantidas em incubadoras ou tanques com condições controladas recebem, em alguns casos, uma combinação de microcápsulas de ovos com leite em pó, 2 a 4 vezes ao dia. Outras vezes o zooplâncton natural ou cultivado em laboratório, selecionados por tamanhos, ou mesmo náuplios de *Artêmia* são fornecidos às larvas (Contreras & Contreras, 1993).

Depois de 4 a 5 dias, as larvas são movidas com sifão para baldes e transferidas para os viveiros externos, em densidade média de 200 larvas/m². A produção de zooplâncton deve ser alta para fornecer uma alimentação adequada. Cuidado especial deve ser tomado para evitar choque térmico. A transferência é efetuada bem cedo pela manhã, quando as temperaturas da incubadora e do viveiro são semelhantes (Lima & Goulding, 1998).

O sucesso na criação de larvas de pacu e tambaqui depende primariamente da produtividade de zooplâncton e do número de insetos encontrados na água dos viveiros, os quais vão servir de alimento para essas larvas durante o período de criação, que varia de 4 a 5 semanas (Senhorini, 1995).

Ninfas de inseto Odonata ou pequenos peixes freqüentemente causam problemas nos tanques. Uma única larva de Odonata pode destruir cerca de 30 larvas de peixe por dia. Tratamentos com inseticidas foram tentados, mas sem sucesso aparente (Baldisserotto & Gomes, 2005).

Hernández et al. (1992) mencionam que existe uma tendência geral a se evitar inseticidas e a utilizar meios mecânicos para prevenir a colonização dos viveiros pelos predadores. A calagem antes do enchimento e a remoção constante de plantas aquáticas ainda parece ser os melhores paliativos para o problema da predação.

2.6.1 Viveiros para larvicultura e alevinagem

Os viveiros para larvicultura e alevinagem de pacu e tambaqui, devem variar entre 0,01 a 0,1 ha de lâmina d'água, e 1,2 a 1,5 m de profundidade, oferecer controle do suprimento de água, proteção para evitar a entrada de invasores e predadores, além de possibilitar uma completa drenagem (Ramos & Ramos, 1996).

De acordo com Senhorini (1995), os viveiros devem ser esvaziados e expostos ao sol durante um período de cinco dias. Este autor recomenda fazer a calagem ou o expurgo, dependendo do objetivo desejado. Para a calagem pode ser utilizada a cal virgem ou o calcário dolomítico. A cal, além de corrigir o pH, pode exterminar peixes e insetos indesejados. O calcário dolomítico, na mesma proporção, pode ser usado apenas em caso de correção do pH. No caso do viveiro ter apresentado algum tipo de doença durante a criação, recomenda-se fazer o expurgo, utilizando 400 a 1000 g/m² da cal virgem, devendo ser distribuída de modo uniforme sobre toda a superfície do viveiro, sendo que o fundo deve estar úmido para obter-se reação imediata e efeito desinfetante.

Um programa de fertilização orgânica e inorgânica deve ser utilizado para aperfeiçoar os aspectos nutricionais de zooplâncton. A efetividade da fertilização depende da quantidade, do tipo de esterco, das condições da região e da frequência com que são aplicados. Os principais adubos orgânicos usados são esterco de origem bovina (7.000 a 10.000 kg/ha de adubação inicial), suína (3.000 a 4.500 kg/ha) e de galinha poedeira (2.000 a 3.500 kg/ha), com três adubações suplementares realizadas semanalmente, compostas de 30% da adubação inicial (Nascimento et al., 2005).

O abastecimento de água do viveiro inicia-se no dia da primeira injeção hormonal nos reprodutores, seis dias antes da estocagem. Deve possuir uma proteção contra invasores, composta de filtro ou saco de tela de nylon de 300 micras. No dia seguinte à adubação inicial, calagem e início do abastecimento, deve-se homogeneizar o fundo do viveiro, podendo-se ainda, efetuar uma ou mais fertilizações inorgânicas com

superfosfato triplo (10 a 12 g/m²) ou fosfato monoamônico (5 a 7 g/m²), sendo normalmente realizada apenas uma no segundo ou terceiro dia após o abastecimento do viveiro (Senhorini, 1993).

No sexto dia após iniciar-se o abastecimento de água, os viveiros devem ter alcançado metade da altura de sua coluna d'água para receberem as larvas, em uma densidade que pode variar de 70 a 100 exemplares por m², sendo o nível do viveiro elevado, gradativamente, até próximo do seu nível máximo, no décimo terceiro dia, mas sem transbordar e sem que ocorram perdas de alimento vivo pelo sistema de drenagem (Fontes & Senhorini, 1994).

De acordo com o mesmo autor, após 30 dias de criação deve ser realizada a despesca dos alevinos, obtendo-se, normalmente, uma média entre 35 e 50 % de sobrevivência das larvas inicialmente estocadas.

2.6.2. Transporte de alevinos

Segundo Rocha & Ceccarelli (1995), sempre que for efetuar o manejo dos peixes, é recomendável fornecer uma ração anti-estresse, com uma antecedência de sete dias. Em cada 13 kg de ração deve conter 400 mL de óleo de soja, 150 g de leite em pó, 3,0 g de vitamina C e 16,5 g de oxitetraciclina. Para evitar-se a utilização excessiva do antibiótico, deve-se empregá-lo só em caso de manifestação de doenças. Esta ração deve ser administrada duas vezes ao dia, durante sete dias.

Os peixes devem ser mantidos em jejum antes do transporte para reduzir a liberação de resíduos metabólicos na água. No caso do pacu, porém, se o esfomeamento e a duração da viagem forem prolongados, podem provocar canibalismo. Deve-se, também, dar atenção quanto à separação por tamanho para evitar a agressão entre estes (Senhorini, 1995).

Os alevinos com três a quatro semanas de idade podem ser transportados em sacos plásticos ou recipientes com aeração ou oxigenação constante. De 500 a 1000 alevinos, são acondicionados em sacos plásticos com capacidade para 60 litros, dependendo do tamanho e do tempo de transporte. Estas embalagens, normalmente, contêm 1/3 de seu volume de água e o restante completado com oxigênio e vedado com tiras de borracha (Pinheiro & Silva, 1988).

3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A procura por alimentos saudáveis como a carne de peixe aliada a estagnação da pesca extrativa, impõe à piscicultura a tarefa de suprir o abastecimento de pescado, em um cenário de demanda crescente no Brasil e no exterior. Devido às características climáticas, hídricas e sociais, nosso país reúne condições que o capacitam a ser um grande produtor de pescado, o que implica em aumento significativo da técnica na reprodução de peixes.

Mediante isso, estudaram muitas espécies e desenvolveram a técnica mundialmente empregada de indução a reprodução através de injeção de extrato de hipófise, possibilitando o desenvolvimento das espécies reofílicas em condições de cativeiro.

É importante observar ainda os aspectos da produção, principalmente com respeito ao manejo de reprodutores, pois esse processo viabiliza a produção intensiva de alevinos.

4. LITERATURA CITADA

- ALVEZ, E. R. **Tambaqui e Pirapitinga, propagação artificial e criação de alevinos.** CODEVASF, Brasília, DF. 1986. 68 p.
- 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, 2003, p.166-172
- BALDISSEROTO, B., GOMES, L. C.. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil.** Santa Maria. Ed. da UFSM, 2005. 468 p.
- BARBOSA, J. M., OLIVEIRA, M. R.. **Estudo analítico do híbrido do pacu *Colossoma mitrei* (Berg, 1985) x tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818).** In: Anais. V Simpósio Brasileiro de Aquicultura. Florianópolis.1988
- BERNARDINO, G., LIMA, R.V.. **Situação da criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Sudeste do Brasil (1988-1991).** In: **Criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Brasil.** Brasília: Ibama, 1999, p. 262-266.
- CALCAGNOTTO, D., TOLEDO FILHO, S.A.. **Genética, variabilidade e transferência de genes de tambaqui (*Colossoma macropomun*).** Biologia e Genética Molecular, Ribeirão Preto, v. 23, 2000, p 127-130
- CAROSFELD, J. **Reproductive physiology e induced breeding of fish as related to culture of Colossoma.** In: **Cultivo de Colossoma.** Editora. Guadalupe, Bogotá. 1989
- CHABALIN, E., FERRARI, V. A., GASPAR, L. A., LUCAS, A. F. B.. **Custo de formação de reprodutores de tambaqui *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 em monocultura experimental.** Boletim técnico do CEPTA, v. 6, 1993 , p. 57-67.
- CONTRERAS, P. J. C., CONTRERAS, J. C. **Reproducción inducida de peces tropicales.** In. **Fundamentos da acuicultura.** Ministério de Agricultura- Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura (INPA). Bogotá. 1993.
- CYRINO, J. E. P., KUBTIZA, F. **Piscicultura.** Cuiabá. Ed. SEBRAE, 1996, 86p.
- DESAROLLO,C. Del cultivo de colossoma y piaractus en America Latina. **Red Acuicult. Bol.**, 6(3-4), 1992. p. 3-17.
- DONALDSON, E. M.. Manipulation of reproduction in farmed fish. **Animal Reproduction Science**, v. 42, 1996, p. 381-392.

- FLORINDO, L.H. **O papel dos quimiorreceptores de O₂ e CO₂/pH no controle dos reflexos cardio-respiratórios e da ARS em tambaqui: Respostas à longo prazo durante a hipóxia e a hipercardia.** Tese doutorado. UFSCar. 2002.
- FONTES, N.A.; SENHORINI, J.A. **Larvicultura do pacu *Piaractus mesopotamicus* Homberg, 1887 (Teleostei, Serrasalminae), em diferentes densidades de estocagem.** Bol. Téc. Cepta, 7, 1994. 49-55p.
- GALLI, L. F., TORLONI, C. E. C.. **Criação de peixes.** São Paulo. Ed. Nobel, 1992. 55p.
- GÉRY, J. Notes de Characologie neotropical.1. Progrés dans la systematique des genres Colossoma et Piaractus. **Revue Francaise de Aquariologie**, v. 12, 1986. p. 97-102.
- GODOY, M. P. **Migração dos Peixes-Marcação.** Poluição e Piscicultura. Faculdade de Saúde Pública, São Paulo. 1970. p. 54.
- GUNASEKERA, R. M., SHIM, K. F., LAM, T. J, Influence of protein content of broodstock diets on larval quality and performance in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.), **Aquaculture**, v. 146, ..1996. p.245-259
- HERNÁNDEZ, A., MUNOZ, D., LIMA J. A.F. et al. Estado atual del cultivo de Colossoma y Piaractus em Brasil, Colombia, Panamá, Perú y Venezuela. **Red Acuicultura Boletín**, v. 6, 1992, p. 3-28.
- IBAMA. **Criação de Colossoma e Piaractus no Brasil:** in II REUNIÃO DO GRUPO DE TRABALHO DE COLOSSOMA E PIARACTUS, Pirassununga, SP,; **anais..** Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura. Brasília. 13 a 15 de Agosto de 1999. p. 286.
- IZQUIERDO, M.S. FERNÁNDES- PALÁCIOS, H.; TACON, A.G.J. Eficiente manejo nutricional em reprodutores de peixes. **Aquicultura**. Amsterdam , v. 197, 2001. p. 25-42.
- KUBTIZA, F.. **O mar está prá peixe... prá peixe cultivado.** **Panorama da Aquicultura**. v. 17, nº 100, março-abril, 2007 p. 14-23.
- KUBTIZA, F. Coletânea de informações aplicadas ao cultivo do tambaqui, do pacu e de outros peixes redondos. **Revista Panorama da Aquicultura**, Botafogo, n. 82, v. 4, março/abril, 2004. p. 27-39.
- LIMA, A. C., GOULDING, M. **Os frutos do tambaqui, ecologia, conservação e cultivo na Amazônia.** Sociedade Civil Mamirauá, MCT-CNPq, Brasília, DF. 1998. p. 40-56.

- NASCIMENTO, T.S.R. BOYINK, C.L. CASTISANI, D.M.R. Efeito do Ph da água na sobrevivência e crescimento de alevinos de pacu (*Piractus Mesopotamicus*) in **IV Seminário de Iniciação Científica**. 2005.
- NIKOLSKII, G.V.. **Theory of fish population dynamics as the biological background for rational exploitation and management of fishery resources**. Edinburgh: Oliver & Boyd. 1969.p.320.
- PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de Peixes: Profilaxia, Diagnósticos e Tratamentos**. Editora da Universidade Estadual de Maringá. 2002. p.305.
- PINHEIRO, J. L. P., SILVA, M. C. N. **Tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier, 1818). Ampliação do período de desova**. CODEVASF, Brasília, DF. 1988.p.29.
- PINHEIRO, J. L. P., SILVA, M. C. N., SOARES, M. A. A. D. Q., et al, **Tambaqui, produção intensiva de larvas no baixo São Francisco**. CODEVASF, Brasília, DF. 1988. p. 29.
- RAMOS, S.M., RAMOS, R.O. Reprodução de peixes. Pirassununga: **Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura**, 1996. p.20.
- RIBEIRO, C. R., SANTOS, H. S. L., BOLZAN, A. A.. Estudo comparativo da embriogênese de peixes ósseos (Pacu, *Piaractus mesopotamicus*; Tambaqui, *Colossoma macropomum* e Híbrido Tambacu). **Revista Brasileira de Biologia**, v.55, 1995. p. 65-78.
- ROCHA, R.C.G.A, CECCARELLI, P.S. Sanidade, patologia e controle de enfermidades de peixes Pirassununga: **Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura**, 1995. p.42.
- ROMAGOSA, E.; PAIVA, P.; GODINHO, H.M.. **Pattern of oocyte diameter frequency distribution in females of the pacu, *Piaractus mesopotamicus***. 1990.
- SENHORINI, J.A. **Procedimentos para criação de larvas de peixes**. Pirassununga: Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura, 1993. 32p.
- SENHORINI, J.A. **Desenvolvimento larval do pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg 1887 (Pisces, Characidae) em viveiros**. Botucatu,. (Master's Thesis in Zoology) - Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista. 1995.
- SCHMIDT, A. A. P. **Piscicultura, a fonte divertida de proteínas**. São Paulo; Ícone, coleção Brasil Agrícola, 1998, p.38.

- SILVA, A.J. **Aspectos de alimentação do pacu adulto no pantanal de Mato Grosso.** Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal do Rio de Janeiro, RJ. 1985. p.92.
- SOUZA, M.L.R, **Industrialização, comercialização e perspectivas.** In: MOREIRA, H.L.M, VARGAS, L., RIBEIRO, R.P, ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da Moderna Aquicultura.** ed. ULBRA; 2001. p. 149-186.
- TAVARES, L.H.S. **Limnologia aplicada à piscicultura.** FUNEP, Jaboticabal,SP. 1994. p.70.
- VAZZOLLER, A.E.A.M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática.** Maringá: EDUEM. 1996, p.169
- VENTURIERI, R., BERNARDINO, G.. **Hormônios na reprodução artificial de peixes.** **Panorama da Aquicultura**, v.09, n.55. 1999. p.39-48.
- VIEIRA, V. L. A., JOHNSTON, I. A.. **Muscle development in the tambaqui, and important Amazonian food fish.** **Journal of Fish Biology**, v. 49, 1996. p. 842-853.
- WOOTTON, M.N. (Ed) **Fish reproduction: strategies and tactics.** London: Academic Press, 1989. p.410.
- WOOTTON, R.J.. **Ecology of teleost fishes.** Chapman & Hall Co. Wales. 1995.396p.
- WOYNAROVICH, E.. **Tambaqui e Pirapitinga. Propagação artificial e criação de alevinos.** CODEVASF, Brasília, DF. 1988. p.68.
- WOYNAROVICH, E., HORVATH, L.. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais.** Brasília DF. FAO/CODEVASF/CNPq. 1989. p.225.
- ZANUY, S. ; CARRILLO, M. **La reproducción de los teleosteos y su aplicación en acuicultura.** In: MONTEROS, J.E. ; LABARTA, U. (Ed). **Reproducción en Acuicultura.** Madri, Industrias gráficas España, 1987 p. 1- 132.