

Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros

Claudio Luiz Bock^{1*} e Carlos Roberto Padovani²

¹Centro de Nacional de Pesquisa de Peixes Tropicais, Cepta/Ibama, Rod. Prefeito Euberto Nemésio Pereira de Godoy, Km 6,5, 13630-970, Pirassununga-São Paulo, Brazil. ²Departamento de Bioestatística, Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista, Campus de Botucatu, Unesp, C.P. 510, 18618-000, Botucatu-São Paulo, Brazil. *Author for correspondence.

RESUMO. Este trabalho apresenta uma revisão bibliográfica sobre a reprodução artificial, incubação e alevinagem de pacu em viveiros de terra. As técnicas de propagação artificial possibilitam o suprimento de ovos para uma grande variedade de peixes destinados à criação em viveiros e outros corpos de água confinados, bem como para sistemas superintensivos. Essas técnicas tornaram igualmente possível introduzir várias espécies importantes de peixes em áreas geográficas separadas. Além disso, permitem a incubação, a eclosão de ovos e larvicultura em condições bem protegidas e independentes das condições climáticas. Dependendo do sistema, 20 a 70% dos ovos produzidos têm possibilidade de se transformarem em alevinos; em contrapartida, a taxa de sobrevivência, sob condições naturais, geralmente é muito inferior a 1% dos ovos produzidos.

Palavras-chave: alevino, incubação, peixe, reprodução.

ABSTRACT. Considerations on artificial reproduction and fingerling culture of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) in ponds. This paper presents a literature review on pacu artificial reproduction, incubation and fingerling culture of pacu in ponds. The techniques of artificial propagation facilitate egg supply for a great variety of fish set aside to be raised in ponds and other impounded water bodies, as well as for superintensive systems. Those techniques made it equally possible to introduce several important fish species in separate geographical areas. Besides, they allow incubation, eggs eclosion and larvae culture under protected conditions, independently of climatic conditions. Depending on the system perfection, 20 to 70% of the eggs are liable to hatch and produce fingerlings. On the other hand the survival rate under natural conditions is generally lower than 1% of eggs.

Key words: incubation, fingerling, fish, reproduction.

A importância, cada vez maior, que vem sendo atribuída à criação de peixes, torna imperativo que os criadores aprimorem-se nas técnicas necessárias de forma a assegurar o êxito básico e inicial da criação, como a produção de alevinos para povoamento, repovoamento e criação em piscicultura. As técnicas de propagação artificial possibilitam o suprimento de ovos para uma grande variedade de peixes destinados à criação em viveiros e outros corpos de água confinados, bem como para sistemas superintensivos. Essas técnicas tornam igualmente possível introduzir várias espécies importantes em áreas geográficas separadas. Além disso, permitem a incubação e a eclosão de ovos e sua criação em condições bem protegidas, independentemente das condições climáticas. Dependendo do sistema, 20 a

70% dos ovos produzidos têm possibilidade de se transformarem em alevinos, enquanto a taxa de sobrevivência, sob condições naturais, geralmente, é inferior a 1% dos ovos produzidos (Woynarovich e Horváth, 1983).

Este trabalho teve por objetivo reunir informações sobre reprodução hormonal induzida, larvicultura e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em forma de procedimentos para a produção de alevinos. Foi baseado no acervo bibliográfico das realizações da piscicultura brasileira com essa espécie. Foram utilizadas informações comprovadas desenvolvidas por universidades, centros de pesquisa e estudos, direcionados especificamente para o setor produtivo.

A piscicultura comercial iniciou-se há pouco

mais de 150 anos no Japão, embora a pesca seja uma atividade humana das mais primitivas, sendo os primeiros estudos sobre os peixes realizados por Lineu, nos trabalhos de organização sistemática. A grande maioria das espécies fluviais brasileiras, entre outros condicionantes para a reprodução, necessita longas migrações rumo às nascentes dos rios. Piracema, como é denominada essa migração, é uma característica presente nas espécies nobres, como o pacu (Castagnolli e Cyrino, 1986). A dificuldade que se apresenta à criação desta espécie é a de produção de alevinos, uma vez que não se reproduz naturalmente em tanques ou viveiros; por esta razão, torna-se necessário proceder a reprodução induzida com a incubação dos ovos e a criação de larvas em laboratório.

Em piscicultura, a qualidade e a quantidade dos alevinos disponíveis são pontos críticos, pois devem ter taxa de sobrevivência e capacidade de crescimento elevadas para que se obtenha sucesso. Os alevinos podem ser capturados no ambiente natural, mas a disponibilidade de muitas espécies varia amplamente. Além disso, a ocorrência também pode ser sazonal, como no caso de várias espécies comerciais sul-americanas, que migram para reprodução e apresentam seu período reprodutivo concentrado, principalmente, nos meses de outubro a fevereiro. Uma técnica amplamente utilizada é a criação de reprodutores em cativeiro com a finalidade de controlar a reprodução e a obtenção de larvas e alevinos. Na criação de larvas, os objetivos principais visam à maximização do número e do peso dos alevinos produzidos durante a larvicultura (30-40 dias), assim como à diminuição da mortalidade, que ocorre por diversas razões: condições ambientais inadequadas; falta de alimentação natural em quantidade e qualidade; falta de alimentação artificial que substitua, pelo menos em parte, a natural; e predação por organismos aquáticos.

Por meio de reprodução induzida podem-se obter grandes quantidades de larvas, mas, na fase de transformação em alevinos, a sobrevivência é muito baixa. Uma das formas de criação de larvas é em sistema semi-intensivo em que, após a absorção parcial do saco vitelínico, a boca aberta e a bexiga natatória cheia, são liberadas em viveiros de 0,01 a 0,1 ha, onde permanecem por aproximadamente 30 dias, até que se tornem alevinos (Senhorine, 1995). O pré-requisito para um ambiente destinado à produção de alevinos é o de fornecer organismos forrageiros em qualidade e quantidade coerentes com a morfofisiologia da larva. A distribuição temporal e o tamanho da partícula alimentar

determinam, em grande parte, se ela pode ser utilizada adequadamente (Geiger, 1983 a,b).

Uma das formas de aumentar a densidade e a composição do zooplâncton nos viveiros de larvicultura é a fertilização que consiste na utilização de esterco orgânicos de aves, suínos, bovinos, eqüinos e outros, como os subprodutos agrícolas e fertilizantes inorgânicos (Senhorine, 1995). Um programa adequado de fertilização, orgânica e inorgânica, otimiza os aspectos nutricionais do zooplâncton, incluindo a produção de bactérias aquáticas, fitoplâncton, protozoários e pequenas partículas de detritos (Geiger e Turner, 1990).

A adição de fertilizantes leva ao aumento da população dos organismos de zoobênton (Pennak, 1946). Entretanto, a eficácia da fertilização está relacionada à quantidade, aos esterco utilizados e às condições da região (Woynarovich, 1986). O sucesso na criação de larvas de peixes 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 (Senhorine, *op. cit.*).

No *Workshop on Larval Rearing of Finfish* (Harvey e Carolsfeld, 1990) concluiu-se que as espécies mais criadas em toda região tropical incluem os peixes nativos tambaqui e curimatá, com alguma ênfase sobre as espécies piau (*Leporinus*), no Nordeste, pacu, no Sudeste, e carpa comum, no Sul. A criação de outras espécies nativas está presente em pequena escala, sendo consenso geral que a larvicultura é o grande obstáculo à maioria das espécies de peixes no Brasil, considerando-se a ausência de alimento adequado e a predação como os principais limitantes.

Estocagem de reprodutores

A origem do plantel de reprodutores exige cuidados, pois estes podem comprometer a produção. A utilização de um estoque de reprodutores oriundo de diferentes pontos geográficos apresenta maior potencial genético do que o proveniente de parentais coletados em um único local. A decisão principal, nesta etapa, constitui-se na escolha do número de reprodutores a serem efetivamente usados. O principal problema genético decorrente do uso de poucos casais parentais é o aumento do nível de consangüinidade. Nas estações de aqüicultura, o estoque de reprodutores está sujeito a um tipo de seleção, que ocorre sempre que esse estoque é manejado. Os técnicos, muitas vezes, de maneira não deliberada, selecionam apenas os exemplares maiores ou que apresentam melhor conformação ou, ainda, que

mostram maturação precoce. Estes procedimentos alteram a composição genética do estoque de reprodutores, eliminando alelos potencialmente úteis. Recomenda-se não misturar num único viveiro os reprodutores provenientes de diferentes origens; maximizar o número de reprodutores, possibilitando o maior número de cruzamentos; e utilizar o esperma de um único macho para fertilizar a desova de cada fêmea (Toledo Filho *et al.* 1992).

Os reprodutores devem ser estocados em viveiros com área 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. O preparo dos viveiros inclui a limpeza do lodo e da vegetação do fundo, a exposição aos raios solares por cinco dias, a desinfecção com cal virgem na proporção de 50 a 200 g/m² sobre o fundo úmido e, a fertilização com adubos orgânicos e inorgânicos.

A densidade de estocagem normalmente utilizada é de 150 a 400 g/m², podendo-se manter os reprodutores em policultivo, onde participam acima de 70% dos indivíduos estocados; porém, evitando-se o manejo das demais espécies para não provocar estresse, pois, é necessário oferecer tranquilidade ao plantel, evitando-se manejo excessivo (Desarrollo, 1992). Quanto a alimentação dos reprodutores, deve-se fornecer ração pelletizada ou extruzada, com um mínimo de 30 % de proteína bruta e 2.800 kcal/100g (Fish, 1983), de 1,5 a 5 % da biomassa (Desarrollo, *op. cit.*). O período reprodutivo compreende os meses de outubro a março, sendo o seu pico de novembro a janeiro (Desarrollo, *op. cit.*). Já, Lima e Barbieri (1983) apresentam o período de reprodução, no rio Cuiabá, entre outubro e janeiro, com o seu pico no mês de novembro.

Seleção de reprodutores

O pacu é um peixe reofílico que, em ambiente natural, realiza migrações reprodutivas, as quais culminam com a desova. Quando em ambiente confinado, apresenta bloqueios no seu ciclo gonadal e só reproduz artificialmente, isto é, através de indução artificial (Lima *et al.* 1991).

A captura dos reprodutores é realizada com idade acima de 3 e 4 anos para machos e fêmeas, respectivamente, utilizando-se para a seleção, características extragenitais presentes no período de reprodução. A apresentação de abdômen abaulado e macio na parte posterior até a pélvis e papila genital proeminente e avermelhada são os critérios empregados para as fêmeas. Para os machos, o critério para maturidade sexual é a emissão de sêmen, de coloração branca e aparência densa, que

flui com facilidade e abundância após leve pressão no abdômen (Desarrollo, 1992).

Entre o viveiro e o pavilhão de incubação, os reprodutores, separados por sexo, são transferidos em macas permeáveis, de tecido de algodão suave, sendo recolocados em água dentro de caixas de fibra de vidro. Se a distância entre os viveiros e o pavilhão de incubação for grande, pode-se utilizar na água das caixas, como medida preventiva, azul de metileno (1,5 à 3,0 ml/10 litros de água) e sal grosso (0,5 à 1,0 g/litros de água). Como tranqüilizante, quinaldina (0,5 ml/100 litros de água) ou 2 fenoxietanol (0,5 ml/100 litros de água) e suplementação de oxigênio (Rocha e Ceccarelli, 1995; Ramos e Ramos, 1996).

No pavilhão de incubação, os reprodutores são marcados com fios de nylon coloridos, atados na altura do primeiro raio da nadadeira dorsal e pesados individualmente. Para os peixes com mais de quatro quilos utiliza-se um dinamômetro ou, na ausência deste, os mesmos devem ser anestesiados e pesados em balança com capacidade para 15 quilos. Após o procedimento de pesagem, permanecem separados por sexo em caixas de fibra de vidro ou tanques, com fluxo de água de 1,5 l/minuto por quilograma de reprodutor, em vazão contínua (Castagnolli, 1992; Ramos e Ramos, 1996).

Reprodução por indução hormonal

O agente indutor, com melhor definição tecnológica e mais utilizado, é o extrato bruto de hipófises, desidratadas em cetona e conservadas a seco, maceradas em um gral de porcelana com adição de algumas gotas de glicerina, e a pasta diluída em solução fisiológica. É possível a utilização de hormônios sintéticos, como o LHRH análogo e o HCG (Ramos e Ramos, 1996).

De posse do peso individual de cada fêmea, efetua-se a aplicação intraperitoneal de uma dose preparatória de 0,5 mg de extrato bruto de hipófise por kg de peso, macerada com a adição de algumas gotas de glicerina e diluída em 0,25 ml de soro fisiológico por kg de peixe. Após 12 horas, as fêmeas recebem a segunda dose de 5,0 mg de extrato bruto de hipófise por kg, diluída em 0,5 ml de soro fisiológico por kg de peixe.

Os machos, em geral, recebem uma única dosagem, aplicada simultaneamente com a segunda dose das fêmeas, de 1,5 a 2,0 mg de extrato bruto de hipófise por kg, diluída em 0,25 ml de soro fisiológico por kg de peixe. Após a aplicação da dosagem decisiva, os reprodutores entram no processo de maturação final. Embora o LHRH tenha se mostrado efetivo, ainda são necessários estudos para definição da dose mínima que garanta a

ovulação nas fêmeas. Nos machos são indicadas duas doses, de 5 a 10 e de 10 a 29 µg/kg, aplicadas em intervalos de 24 horas (Bernardino e Ferrari, 1987; Castagnolli, 1992), ao passo que vem sendo utilizadas para fêmeas de 10 a 30 µg/kg, variando entre autores.

É recomendado o acompanhamento da temperatura, de hora em hora, para estimar o intervalo entre a dosagem definitiva e a ovulação. O tempo para a ovulação varia entre 240 e 270 horas-grau (Alcântara e Bernardino, 1988). Para a extrusão, a fêmea deve ser anestesiada e colocada sobre uma espuma espessa, cuidadosamente seca, para evitar o contato dos óvulos com a água, porque, ocorrendo a hidratação, há o fechamento da micrópila, quando a taxa de fecundação é reduzida. Os óvulos extrusados são pesados enquanto os machos são esgotados para a coleta de sêmen. O líquido pode ser mantido em temperatura de 4°C por um período de até 2 horas, preservando sua eficiência para fecundação, sendo o sêmen 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 espátula plástica ou pena de ave. Após 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 e Ramos, *op. cit.*).

Para evitar perdas de reprodutores é necessário efetuar um tratamento pós-reprodução. Consiste em, após anestesiá-lo o peixe, cortar as partes desfiadas das nadadeiras, com o mesmo sobre uma espuma, passando sobre as partes lesionadas uma solução de permanganato de potássio (2-3g- KMnO_4 + 200 ml H_2O destilada) e, ainda, aplicar pentabiótico veterinário (0,5 ml/2 kg do peso vivo) por via intramuscular. Como alternativa, pode-se realizar um banho preventivo, utilizando 100 l de H_2O , 200 g de cloreto de sódio (NaCl), 2 g de permanganato de potássio (KMnO_4) e 10 ml de formol, com duração de 10 a 15 minutos, com a aplicação de quemicitina (1 ml/kg de peso vivo) por via intraperitoneal.

Visando evitar a colonização de bactérias e outros microorganismos na superfície externa dos ovos em incubação, as incubadoras, canaletas, caixas d'água e tubos devem ser desinfetados com uma solução recém-preparada 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 e Ceccarelli, 1995).

Incubação

Os ovos hidratados devem ser transferidos para incubadoras, a mais utilizada é a do tipo funil, com capacidade de 60 ou 200 l. A quantidade recomendada de ovos fertilizados por incubadora é de 1000 a 1500 ovos/litro (Desarrollo, 1992), sendo que um kg de ovos secos possui em torno de 100 mil ovos (Alcântara e Bernardino, 1988). O fluxo de água inicialmente utilizado é de 1,5 a 2,0 l/min, gradativamente elevado até no máximo 5,0 l/min, quando do enchimento da bexiga natatória, em incubadora de 60 litros. Para a de 200 litros, o fluxo utilizado varia de 10 a 15 l/min. A eclosão dá-se de 17 a 19 horas após a fertilização e a absorção do saco vitelínico, o enchimento da bexiga natatória, as aberturas da boca e do ânus, e o movimento natatório horizontal ocorrem entre 100 e 120 horas, isto é, do quarto para o quinto dia, dependendo da temperatura da água.

Em algumas situações, torna-se necessário efetuar tratamento para ovos e larvas, que consiste na aplicação de 7,5 ml de formol/incubadora de 60 l, realizado após uma hora de incubação e depois a cada 12 horas, podendo ser aplicado até cinco vezes. É recomendado a higienização das incubadoras, no mínimo uma vez ao dia, por sifonagem, com uma mangueira fina, com cuidado para não retirar ovos e larvas saudáveis. As larvas são transferidas para viveiros previamente preparados, em saco plástico, colocando-se de 50 a 80 mil larvas em cada saco, contendo 10 a 15 litros de água e 15 a 20 l de oxigênio sob pressão (Woynarovich e Horváth, 1983).

Viveiro para larvicultura e alevinagem

Os viveiros devem variar entre 0,01 a 0,1 ha de tamanho e 1,2 e 1,5 m de profundidade, oferecer controle do suprimento de água, proteção para evitar a entrada de invasores e predadores, e possibilitar uma completa drenagem. Esses devem ser esvaziados e expostos ao sol durante um período de cinco dias. Além disso, faz-se 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, em quantidade aproximada de 40 g/m². 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, é recomendado fazer o expurgo, utilizando 400 a 1000 g/m² da cal virgem. Esta, deve 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 (Senhorini *et al.*, 1988).

O conhecimento da nutrição de peixes, principalmente na fase inicial, é relativamente recente em termos de ciência, quando comparado à nutrição de aves, suínos e bovinos. Para os peixes, o plâncton está para as formas jovens assim como o leite está para os mamíferos. O fornecimento do plâncton, sempre que possível, é vantajoso porque as larvas e alevinos se alimentam com eficiência da pequena fauna aquática, que é uma excelente fonte de nutrientes.

O momento mais importante em que a larva começa a buscar alimento exterior é quando a bexiga natatória se enche de ar e a vesícula vitelínica está com 20 a 30 % de sua reserva. A presença de vitelo nesta fase assegura a sobrevivência devido à dificuldade que existe em encontrar uma partícula de alimento vivo ou inerte que lhe possibilite ingerir os nutrientes e a energia necessária para seu desenvolvimento. Esta fase se caracteriza por ser a mais delicada para a larva, visto que está dependente totalmente do valor nutritivo que a partícula apreendida pode fornecer. Fica difícil, neste momento, utilizar um alimento inerte completo e de tamanho adequado. Na prática, o tamanho da partícula teoricamente possível da larva ingerir, quando na água, reidrata-se rapidamente (até 4 vezes o tamanho original), impossibilitando sua ingestão e podendo até matá-la. Tanto para larvas quanto para alevinos, existe consenso de que o fornecimento de alimento natural é a chave para obter-se uma satisfatória sobrevivência e um crescimento adequado (Cantelmo e Senhorini, 1989).

Um programa de fertilização orgânica e inorgânica, deve ser utilizado para otimizar 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 (7000 a 10000 kg/ha de adubação inicial), suína (3000 a 4500 kg/ha) e de galinha poedeira (2000 a 3500 kg/ha), com três adubações suplementares realizadas semanalmente, compostas de 30% da adubação inicial (Senhorini, 1995).

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).

As principais causas de mortalidade durante a larvicultura podem ser devido à predação, a condições ambientais inadequadas, à falta de alimentação e a problemas genéticos. O sucesso nesse tipo de criação depende, principalmente, do fornecimento de alimento vivo em quantidade e qualidade adequadas, imediatamente após as larvas iniciarem a alimentação (Opuszynski *et al.*, 1984). Outro fator de considerável influência na produção final dos alevinos é a predação das larvas por insetos aquáticos, principalmente a Odonata (Moraes Filho *et al.*, 1987).

Fregadolli (1990), em estudo sobre a seletividade alimentar de pacu, concluiu que as larvas desta espécie preferem cladóceros a náuplios e rotíferos, sendo o mesmo confirmado por Senhorini (1995). Apesar de a utilização do folidol apresentar uma maior sobrevivência devido à sua ação sobre os predadores aquáticos, este elimina, também, um item importante da cadeia alimentar do pacu, os cladóceros. 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 e Senhorini, 1994).

A alimentação artificial pode ser iniciada após o décimo dia de vida das larvas, sendo importante o seu fornecimento várias vezes ao dia. Semanalmente é capturada uma amostra dos indivíduos para avaliar seu desenvolvimento e calcular a quantidade de ração a ser administrada. Nos primeiros 15 dias de criação a ração é administrada de forma que se distribua sobre toda a superfície da água, ficando disponível à grande maioria das larvas (Bock, 1999). Essa ração deve possuir acima de 30 % de proteína bruta, 3100 kcal (Fish, 1983) e ter a granulação de pó, 250 µm, (Cantelmo e Ribeiro, 1994), sendo alterada após os 15 dias iniciais de criação para ração farelada, com a mesma composição. Os níveis de aminoácidos indicados para dietas com 30% de

proteína são: arginina, 1,29 %; histidina, 0,55 %; isoleucina, 0,84 %; leucina, 1,53 %; lisina, 1,77 %; metionina, 0,58 %; cistina, 0,21 %; fenilalanina, 0,87 %; tirosina, 0,69 %; ireonina, 0,97 %; triptofano, 0,18 %; valina, 1,00 % (Tacon, 1989) e administrada a 20 % da biomassa (Senhorini *et al.* 1988). Após 30 dias de criação é realizada a despesca dos alevinos, obtendo-se, normalmente, uma média entre 35 e 50 % de sobrevivência das larvas inicialmente estocadas.

Transporte de alevinos

É recomendado fornecer, sempre que for efetuar o manejo dos peixes, uma ração anti-estresse, com uma antecedência de sete dias. Ração esta constituída de 400 mL de óleo de soja, 150 g de leite em pó, 3,0 g de vitamina C e 16,5 g de oxitetraciclina, em 13 kg de ração. 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 (Rocha e Ceccarelli, 1995). Orienta-se que os peixes sejam 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.

Os alevinos com três a quatro semanas de idade podem ser transportados em sacos plásticos ou recipientes com aeração ou oxigenação constante. Estes, de 500 a 1000 indivíduos, são acondicionados em sacos plásticos com capacidade para 60 litros, dependendo do tamanho e do tempo de transporte; sendo que estas embalagens, normalmente, contém 1/3 de seu volume de água e o restante completado com oxigênio e vedado por tiras de borracha (Woynarovich e Horváth, 1983; Pinheiro e Silva, 1988).

Referências bibliográficas

- Alcântara, R.C.G.; Bernardino, G. *Banco de hipófises do Cepta*: formulário de aquisição. Pirassununga: Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura, 1988. p.39. (Documento interno).
- Bernardino, G.; Ferrari, V. *Reprodução artificial do tambaqui Colossoma macropomum*. In: Síntese dos trabalhos realizados com espécies do gênero *Colossoma*. Pirassununga: Cepta, 1987. p.12-3.
- Bock, CL., *Programa computacional para o planejamento em alevinagem de pacu (Piaractus mesopotamicus, Holmberg, 1887)*. Botucatu, 1999. (Master's Thesis in Zootechny) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista.
- Cantelmo, O.A.; Senhorini, J.A. Alimentação artificial de larvas e alevinos de peixes. *Red Acuicult. Bol.*, 3(3):3-6, 1989.
- Cantelmo, O.A.; Ribeiro P. Determinação do tamanho da partícula alimentar para o pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 e tambaqui *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, no estágio de alevino. *Bol. Téc. Cepta*, 7:9-17, 1994.
- Castagnolli, N.; Cyrino, J.E.P. *Piscicultura nos trópicos*. 2.ed. São Paulo: Manole, 1986. p.2, 89.
- Castagnolli, N. *Piscicultura de água doce*. Jaboticabal: Fundação de Estudos e Pesquisa em Agronomia, Medicina Veterinária e Zootecnia, 1992. p.157-70.
- Desarrollo del cultivo de colossoma y piaractus en America Latina. *Red Acuicult. Bol.*, 6(3-4):3-17, 1992.
- Fish feeds and feeding in developing countries. *ADC/REP*, 18:51, 1983.
- Fontes, N.A.; Senhorini, J.A. Larvicultura do pacu *Piaractus mesopotamicus* Homberg, 1887 (Teleostei, Serrasalminae), em diferentes densidades de estocagem. *Bol. Téc. Cepta*, 7:49-55, 1994
- Fregadolli, C.H. *Estudo comparativo do comportamento alimentar das larvas de pacu, Piaractus mesopotamicus (Homberg, 1887) e tambaqui, Colossoma macropomus (Cuvier, 1818), em laboratório*. Salvador, 1990. (Master's Thesis in Aquatic Production) - Instituto de Biologia, Universidade Federal da Bahia.
- Geiger, J.G. Zooplankton production and manipulation in striped bass rearing ponds. *Aquaculture*, 35:331-351, 1983a.
- Geiger, J.G. A review of pond zooplankton productions and fertilization for the culture of larval and fingerling striped bass. *Aquaculture*, 35:353-356, 1983b.
- Geiger, J.G.; Turner, C.J. Pond fertilization and zooplankton management. In: Harvey, B.; Carolsfeld, J. (eds.). *Workshop on larval rearing of finfish*. [s.l.]: Canadian International Development Agency, 1990. p.93-110.
- Harvey, B.; Carolsfeld, J. Synopsis of papers and discussion. In: Harvey, B.; Carolsfeld, J. (eds.). *Workshop on larval rearing of finfish*. [s.l.]: Canadian International Development Agency, 1990. p. 6-25.
- Lima, J.A.F.; Barbieri, G. Período de reprodução, tamanho e idade de primeira maturação sexual do pacu, *Colossoma mitrei*, em ambiente natural (Rio-Cuiabá-Pantanal do Mato Grosso). In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 3, 1983, São Carlos. *Programa e Resumos...* São Carlos: Universidade Federal de São Carlos, 1984. p.19.
- Lima, R.V.A.; Bernardino, G.; Val-Sella, M.V.; *et al.* Tecido germinativo ovariano e ciclo reprodutivo de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) mantidos em cativeiros. *Bol. Téc. Cepta*, 4(1):1-46, 1991.
- Moraes Filho, M.B. de; Araújo Neta, M.; Senhorini, J.A. Predação de larvas de *Colossoma mitrei*, por Odonata. In: Síntese dos trabalhos realizados com espécies do gênero *Colossoma*. Pirassununga: Cepta, [1987]. n.2.15 p.15-6.
- Opusynski, K.; Shireman, J.V.; Aldridge, F.J.; *et al.* Environment manipulation to stimulate rotifers in fish

- rearing ponds. *Aquaculture*, 42:343-348, 1984.
- Pennak, R.W. The dynamics of fresh-water plankton populations. *Ecol. Monog.*, 16:341-355, 1946.
- Pinheiro, J.L.P.; Silva, M.C.N. *Alevinos e larvas*: transporte. Brasília: Companhia de Desenvolvimento do Vale do São Francisco, 1988. p.10-7.
- Ramos, S.M.; Ramos, R.O. *Reprodução de peixes*. Pirassununga: Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura, 1996. 20p. (Apostila de curso).
- 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. 42p. (Apostila de curso).
- Senhorine, J.A.; Figueiredo, G.M.; Fontes, N.A.; et al. Larvicultura e alevinagem do pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) e seus respectivos híbridos. *Bol. Téc. Cepta*, 1(2):19-30, 1988.
- Senhorine, J.A. *Procedimentos para criação de larvas de peixes*. Pirassununga: Centro de Pesquisa e Treinamento em Aquicultura, 1993. 32p. (Apostila de curso).
- Senhorine, J.A. *Desenvolvimento larval do pacu Piaractus mesopotamicus Holmberg 1887 (Pisces, Characidae) em viveiros*. Botucatu, 1995. (Master's Thesis in Zoology) - Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista.
- Tacon, A.G.J. *Nutricion y alimentacion de peces y camarones cultivados*: manual de capacitacion. Brasilia: Food and Agriculture Organization the United Nations, 1989. p.24 (Documento de campo, 4).
- Toledo Filho, S.A.; Almeida-Toledo, L.F.; Foresti, F.; et al. *Cadernos de ictiologia 1*: conservação genética de peixes em projetos de repovoamento de reservatórios. São Paulo: Coordenadoria de Comunicação Social, Universidade de São Paulo, 1992. vol. 1. 39 p. 1.,17-29.
- Woynarovich, E. Horváth, L. *A propagação artificial de peixes de águas tropicais*: manual de extensão. Brasília: Food and Agriculture Organization the United Nations, 1983. p.13-4, 71-3, 171-3, 213-5.

Received on September 13, 1999.

Accepted on May 26, 2000.