

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA

**PRODUÇÃO DE ALEVINOS DE CARPA COMUM,
Cyprinus carpio L., 1758, NO CENTRO DE
PESQUISAS ICTIOLÓGICAS RODOLPHO VON
IHERING (PENTECOSTE, CEARÁ, BRASIL):
RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO.**

JANAÍNA DE ARAÚJO SOUSA

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO APRESENTADO AO
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA, DO CENTRO DE
CIÊNCIAS AGRÁRIAS, DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ,
COMO PARTE DAS EXIGÊNCIAS PARA OBTENÇÃO DO TÍTULO
DE ENGENHEIRO DE PESCA.**

FORTALEZA - CE

1997.1

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

S697p Sousa, Janaina de Araújo.

Produção de alevinos de carpa comum, *Cyprinus carpio* L., 1758, no Centro de Pesquisas Ictiológicas Rodolpho Von Ihering (Pentecoste, Ceará, Brasil): Relatório de estágio supervisionado / Janaina de Araújo Sousa. – 1997.

33 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 1997.

Orientação: Prof. Jose William Bezerra e Silva.

1. Carpa (Peixe) - Criação. I. Título.

CDD 639.2

PROF. ADJ. IV JOSÉ WILLIAM BEZERRA E SILVA
ORIENTADOR

ENG^a. DE PESCA MARIA INÊS DA SILVA NOBRE
ORIENTADORA TÉCNICA

COMISSÃO EXAMINADORA:

PROF. ASS. II JOSÉ WILSON CALÍOPE DE FREITAS

PROF. ADJ. IV LUÍS PESSOA ARAGÃO

VISTO:

PROF. ADJ. IV PEDRO DE ALCÂNTARA FILHO
CHEFE DO DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA

PROF. ADJ. IV LUÍS PESSOA ARAGÃO
COORDENADOR DO CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA

AGRADECIMENTOS

Ao Professor José William Bezerra e Silva, pela indispensável assistência e valiosa orientação.

Ao corpo técnico do Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” na pessoa de Maria Inês da Silva Nobre, Daury de Sousa Gabriel e Marcelo José da Ascensão Feitosa Vieira, pela dedicada orientação prática e aos conhecimentos passados.

Aos funcionários e prestadores de serviço do Centro de Pesquisas Ictiológicas do DNOCS, que direta ou indiretamente, contribuíram para a realização das práticas.

Aos meus pais pela minha formação pessoal e profissional.

Aos professores e colegas de curso, pela convivência amigável durante esta jornada.

ÍNDICE

1 - INTRODUÇÃO.....	01
2 - MATERIAL, MÉTODOS E RESULTADOS.....	03
2.1 - Tipos de instalações utilizadas no processo de reprodução da carpa comum.....	03
2.2 - Seleção e manutenção de reprodutores e reprodutrizes.....	05
2.3 - Propagação artificial.....	08
2.3.1 - Aplicação de hormônios hipofisários	08
2.3.2 - Indução da ovulação e desova.....	10
2.3.3 - Dosagem hormonal.....	10
2.3.4 - Preparo da dose hormonal.....	11
2.3.5 - Aplicação da dose.....	11
2.3.6 - Cálculo da hora-grau.....	12
2.3.7 - Extrusão dos óvulos e sêmen.....	12
2.3.8 - Eliminação da camada pegajosa da membrana do ovo.....	13
2.3.9 - Incubação dos ovos.....	14
2.4 - Reprodução natural em cativeiro.....	15
2.4.1 - Incubação dos ovos.....	16
2.5 - Criação de pós-larvas e alevinos	16
2.6 - Calagem e adubação dos viveiros.....	18
3 - CONCLUSÃO E SUGESTÕES.....	20
4 - SUMÁRIO.....	21
5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	22
6 - TABELAS.....	25
7 - RELAÇÃO DE FIGURAS.....	27
8 - ANEXO.....	33

PRODUÇÃO DE ALEVINOS DE CARPA COMUM, *Cyprinus carpio* L., 1758, NO CENTRO DE PESQUISAS ICTIOLÓGICAS RODOLPHO VON IHERING (PENTECOSTE, CEARÁ, BRASIL): RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO.

JANAÍNA DE ARAÚJO SOUSA

1 - INTRODUÇÃO

A carpa, *Cyprinus carpio* L., 1758, é um dos peixes mais criados no mundo. Sua procedência ainda é muito discutida seu cultivo é praticado há mais de 3.000 anos, na Ásia, e há cerca de 600 anos na Europa. Mercê de sua rusticidade, crescimento rápido, prolificidade, regime alimentar onívoro, tipo de reprodução (desova naturalmente em tanque e viveiro) e outras qualidades desejáveis, foi aclimatizada, a partir da Ásia, em diversos países, (SILVA et al., 1984, 1987).

No Brasil, a carpa comum foi introduzida primeiramente em 1882 (NOMURA, 1976), sendo trazida dos Estados Unidos para o Rio de Janeiro. São criadas, no momento, algumas variedades da espécie. No ano de 1934, implantou-se o sistema de produção de alevinos de carpa e sua produção para os produtores interessados, dando início a criação de carpas em água parada no Brasil.

Dentre as variedades de *Cyprinus carpio* as mais indicadas para o cultivo em viveiro são a comum, *C. carpio* L. 1758 vr. *communis*, e a espelho, *C. carpio* L. 1758 vr. *specularis*, em virtude de apresentarem melhores taxas de crescimento e sobrevivência, maior resistência a meios

ambientes diversos, menores incidências de deformações corporais e de doenças, além de outras qualidades desejáveis (BARDACH et al., 1972; MOSCOSO, 1975; ECHEVERRIA et al., 1975 e SILVA, 1982).

Em 1977, o DNOCS recebeu de Israel, exemplares de linhagem pura de carpa espelho, sendo os peixes estocados em viveiros no Centro de Pesquisas Ictiológicas (Pentecoste - Ceará). Contudo, somente a partir de 1981 foi que esta Instituição, após a obtenção de alevinos, deu ênfase às pesquisas visando obter a tecnologia para mono e policultivo da variedade, em nossa região (SILVA et al., 1983a e 1983b).

Com vistas na importância da espécie e do Centro de Pesquisas Rodolpho Von Ihering, foi que escolhemos *C. carpio* e o local para realização de nosso Estágio Supervisionado, o qual ocorreu no período de 17 de fevereiro a 8 de abril de 1997, num total de 37 dias úteis e 8 horas de atividades diárias, perfazendo um total de 296 horas.

No presente relatório, são descritas as atividades por nós desenvolvidas durante referido estágio, abrangendo as etapas de produção de alevinos, desde a manutenção de reprodutores até o final da primeira alevinagem.

2 - MATERIAL, MÉTODOS E RESULTADOS

2.1 - Tipos de instalações utilizadas no processo de reprodução da carpa comum.

O Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” (DIPIS/P) pertence ao Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), localizando-se na cidade de Pentecoste, distante 90 km de Fortaleza (SILVA et al., 1984).

As instalações utilizadas no referido Centro, para a produção de alevinos de carpa comum, compreendem viveiros para manutenção de reprodutores e reprodutrices, viveiros de alevinagem, tanques de manuseio e laboratório para propagação artificial.

Os viveiros para manutenção de reprodutores e para alevinagem são escavados em terreno natural, com área inundada variando de 350 a 4.000 m² e profundidades máxima (lâmina de água) de 1,20 m, mínima de 0,80 m e média de 1,0 m. O abastecimento de água é feito por gravidade, através de canais, passando a mesma por filtro mecânico. A tubulação de tomada de água para os viveiros apresenta diâmetro de 4”, possuindo telas de náilon para evitar a penetração de peixes estranhos, com armação de madeira e abertura de malha de aproximadamente 1,0 mm (figuras 1 e 2).

O esvaziamento é feito por monge e cano de 6”, dotado de tábuas e pó de madeira ou placa de cimento com orifício na parte inferior, os quais renovam a água da superfície, passando esta por tela com abertura de malha de 1,0 mm. O esvaziamento completo é feito pela retirada das tábuas e do pó de madeira, para o primeiro tipo, e substituição da rolha de madeira,

existente na cota mínima da caixa de coleta, por tela de 5,0 mm de abertura de malha, a qual impede a saída dos peixes pelo cano de esgotamento, que é de cimento amianto com 4” de diâmetro (figura 3).

O Centro possui 1 viveiro de 4.000 m², 8 de 2.500 m² cada um e 48 de 350 m² cada um.

Os tanques de manuseio apresentam 3,50 m de comprimento, 1,00 m de largura e profundidade média de 0,80 m. São revertidos, internamente, em azulejo branco e encontram-se sob o galpão. Eles são usados para propagação artificial de peixes. Recebem água através de cano plástico (PVC) de 2” e torneira de registro de gaveta de 2”. O sistema de esvaziamento apresenta duas torneiras, ambas de 2”, que permitem manter dois níveis diferentes de água no tanque ou seu total esvaziamento (figura 4).

A água antes de chegar aos viveiros e tanques, passa por um processo de filtragem mecânica numa caixa filtro dupla, possuindo, como elementos filtrante, areia e brita.

As instalações utilizadas nos processos de produção de alevinos, bem como os canais de abastecimento, de escoamento e a área onde os mesmos estão construídos, passam, no final de cada cultivo, ou quando julgado necessário, por um processo de limpeza e/ou reparos, ficando prontos para serem reutilizados. A limpeza é feita quando as estruturas encontram-se com excesso de matérias orgânica e/ou inorgânica, depositadas em suas partes constituintes, impedindo o fluxo normal de água. Para tanto, a caixa-filtro, que juntamente com as telas funcionam como barreiras para impedir a entrada de peixes e organismos indesejáveis aos cultivos, têm os seus constituintes removidos e lavados frequentemente. As telas têm suas

estruturas escovadas e, dependendo do estado de conservação, as mesmas são substituídas. As canaletas de esvaziamento, escoamento e caixas de decantação têm seus pisos e laterais raspados.

Os viveiros e tanques passam por um processo de verificação e limpeza de suas estruturas, a cada final de cultivo ou quando são esvaziados e, se necessário, é feita a recuperação dos mesmos. Em cada viveiro, limpa-se a caixa de coleta e observa-se as condições do piso, taludes e monge; nos tanques, limpa-se o piso e as paredes laterais, verifica-se o seu estado geral e, se conveniente, são realizados reparos. A área onde estas estruturas estão instaladas, passa periodicamente por um processo de desmatamento e remoção de detritos, evitando assim que estes locais sirvam de abrigo para predadores.

O laboratório utilizado para a propagação artificial possui microscópios e lupas, para observações e estudos, bem como material completo para análises químicas, físicas e biológicas da água.

Os aquários, em número de 4, são feitos de concreto e possuem 3 faces de vidro, cada um mede 3,70 x 0,70 x 0,80 e são destinados aos trabalhos de hipofisacção. Existem, ainda, 2 mesas de medição e cirurgia, feitas de alvenaria e revestidas com azulejo branco.

As incubadoras serão descritas na parte de incubação dos ovos.

2.2 - Seleção e manutenção de reprodutores e reprodutrices.

A seleção de reprodutores e reprodutrices de carpa comum é feita escolhendo-se exemplares que apresentem crescimento mais rápido que os

outros, dentro das mesmas condições de cultivo e oriundas da mesma desova. Outras características que são levadas em conta na seleção:

- Ausência de anomalias, tais como, fucinho de “bulldog”; ausência de nadadeiras; opérculos curtos; linha lateral irregular, interrompida ou dupla;

- Cobertura de escamas. Sob este aspecto existem 4 variedades: comum, *C. carpio* L., 1758 vr. *communis*, totalmente coberta de escamas; espelho, *C. carpio* L., 1758 vr. *specularis*, com escama ao longo do dorso, no pedunculo caudal e em volta do opérculo, podendo ter algumas na linha lateral; linha, *C. carpio* L., 1758 vr. *linea*, escamas grandes e brilhantes ao longo da linha lateral, no dorso e em volta do opérculo; e couro, *C. carpio* L., 1758 vr. *nudus*, sem escamas. As duas primeiras são as melhores, pois apresentam melhores taxas de crescimento e de sobrevivência, menor incidência de deformação corporal e maior resistência às doenças;

- Formato do corpo, devendo os peixes terem cabeça pequena, dorso alto e espesso, com perfil algo arredondado (maior produtor de carne); e

- Cor. A carpa comum pode apresentar cor dourada, que é indesejável, acinzentada ou amareladas. Estas últimas são preferidas pelos cipricultores. Linhagens com cor de aço são também criadas.

O primeiro critério (ausência de anomalias) deve ser atendido rigorosamente. À ordem de importância dos outros critérios pode variar um pouco, de acordo com os objetivos da seleção, nas diferentes circunstâncias. Para o objetivo da estação, a sequência citada é considerada ideal.

Exemplares de carpa comum não apresentam nítidos caracteres sexuais, extragenitais, que permitam separar o macho da fêmea, quando juvenis ou em repouso gonadal. A seleção definitiva de reprodutores e

reprodutrices e feita quando os peixes atingem a primeira maturação gonadal.

Machos e fêmeas são mantidos em viveiros escavados em terreno natural, separados por sexo e na densidade de 1 peixe/10 m² no caso do macho e 1/10 - 15 m² para fêmeas.

A proporção entre machos e fêmeas necessárias para a reprodução, bem como seus pesos e tamanhos, devem ser levados em conta, uma vez que estes fatores influenciam diretamente nos resultados obtidos.

No caso da carpa, o peso é de, geralmente, 1 a 3 kg, para reprodutores, e 2 a 5 kg, para reprodutrices. A idade varia de 1 - 5 anos, para machos, e 2 - 8 anos, no máximo, no caso das fêmeas.

Na propagação artificial com extrusão, sabe-se que por quilo de fêmea é possível obter-se 100 mil ovos, 80 mil larvas, 60 mil pós-larvas e 30 a 35 mil alevinos de 1 mês de idade. Na reprodução natural em cativeiro, pode-se esperar 60 a 70 mil ovos, 45 a 50 mil larvas, 30 mil pós-larvas e 15 a 20 mil alevinos de 1 mês de idade (WOYNAROVICH et al., 1983).

Os viveiros de reprodutores e reprodutrices são escavados em terreno natural e apresentam área inundada entre 350 a 4.000 m². Antes da estocagem cada viveiro é esvaziado, limpo, submetido a calagem (100 g/m² de cal), adubado (250 g/m² de esterco bovino) e cheio até seu nível máximo de repleção.

A ração é fornecida na base de 3% da biomassa das carpas por dia, em duas refeições, sendo diminuída para 2% nos dois meses que antecedem ao período de desova. Isto para que os peixes se apresentem com pouca gordura corporal e possam armazenar bastante óvulos e sêmen.

2.3 - Propagação artificial

As técnicas de propagação artificial de peixes são muitas, todas com o objetivo de produzir quantidade abundante de ovos, larvas e alevinos, para utilização em cultivos ou para o povoamento de açudes.

A propagação artificial, portanto, envolve a intervenção humana no processo de reprodução natural e apresenta as vantagens de melhores taxas de fertilização e eclosão, proteção contra inimigos e condições ambientais desfavoráveis e melhores condições de sobrevivência e crescimento.

A propagação artificial praticada nas diferentes partes do mundo pode variar, segundo as condições locais e as instalações disponíveis. Ela pode começar com a colheita e posterior incubação de ovos e criação de larvas e alevinos, produzidos naturalmente ou com a indução hormonal, extrusão de óvulos e sêmen, seguida de fertilização controlada, incubação e cultivo das larvas, pós-larvas e alevinos.

2.3.1 - Aplicação de hormônios hipofisários

Atualmente, no Centro de Pesquisas é adotada a seguinte técnica nos trabalhos de aplicação de hormônios hipofisários, visando obter reprodução induzida da carpa comum:

- Captura de reprodutores e reprodutrices e seleção dos mesmos para desova, escolhendo-se 2 machos para 1 fêmea, conforme WOYNAROVICH (1983). Na ocasião, as fêmeas escolhidas apresentam abdomen abaulado e

papila genital dilatada, os machos, por pressão no abdômen, deixam fluir o sêmen (figura 5);

- Transferência do lote de reprodutores e reprodutrices para tanques de manuseio, com renovação constante de água;
- Sondagem ovariana, com o objetivo de observar o grau de maturação gonadal, através do tamanho e da posição do núcleo dos óvulos e do tamanho dos óvulos;
- Preparo do protocolo (ficha de hipofisação) antes do início da aplicação das doses de hormônio hipofisário (ANEXO 1);
- Pesagem e marcação dos peixes, com o objetivo de identificá-los pelo peso, facilitando o cálculo da quantidade de hipófise na dose hormonal;
- Preparação da dose hormonal;
- Aplicação da dose, com o auxílio de uma seringa com agulha, na cavidade abdominal, atrás da nadadeira ventral. Quando da aplicação o líquido não penetra nas vísceras, pois estas se contraem quando pressionadas pela agulha, a qual não as perfura, sendo os hormônios misturados com o líquido do abdômen, caindo na corrente sanguínea, posteriormente;
- Após a aplicação, o peixe é recolocado no tanque de manuseio, separados por uma tela daqueles que ainda não receberam a dose hormonal;
- O procedimento se repete para a aplicação da segunda dose; e
- Para evitar a liberação de óvulos no tanque de propagação, faz-se uma sutura na papila genital das reprodutrices, com pontos em cruz, fechando somente o orifício genital e deixando o ânus livre. Para isto são usadas agulhas, tesoura de sutura e linha URSA 00. A sutura é feita quando da aplicação da segunda dose hormonal. No momento da extrusão corta-se os pontos da sutura com tesoura.

2.3.2 - Indução da ovulação e desova

A desova induzida e a ovulação alcançada através de hipofiseação, equivale a um “atalho” do processo natural. Na natureza, a ovulação de um peixe é regulada e ocasionada pelos hormônios gonadotrópicos, produzidos e armazenados na glândula pituitária. O hormônio é liberado no sangue, quando todas as condições exigidas se tornam favoráveis. Na técnica de hipofiseação, contudo, o hormônio gonadotrópico é injetado na reprodutriz, resultando daí a maturação final e a ovulação (FONTENELE, 1981).

2.3.3 - Dosagem hormonal

Durante a maturação gonadal o peixe é capaz de regular, com precisão, a dosagem de seus próprios hormônios. Nestas condições não há nenhum desperdício. No caso da técnica de hipofiseação, em que o hormônio de uma fonte externa é injetado, ocorre geralmente um desperdício considerável. Isto porque é difícil fixar a dosagem exata e, como resultado, reprodutores e reprodutrices acabam recebendo mais hormônio do que o necessário. A dosagem necessária pode variar significativamente de peixe para peixe da mesma espécie. Aplicam-se duas doses: a introdutória ou preparatória e a decisiva ou final.

No Centro de Pesquisas Ictiológicas usa-se, para estabelecer a quantidade de hipófise seca para a hipofiseação, obter-se o peso corporal do peixe e aplicar-se 5,0 mg/kg da mesma nas fêmeas, divididas em duas doses: a dose preparatória é de cerca de 10% (0,5 mg/kg) da dose total. Para prepara-la, utilizam-se glândulas do mesmo tamanho e peso, em torno de

3,5mg cada uma. O mesmo acontece com a dose definitiva, correspondente a 90% (4,5 mg/kg) do total.

No que refere aos exemplares machos, estes recebem 2,5 mg/kg do peso corporal, em uma única dose, coincidindo esta com a segunda dose das fêmeas.

2.3.4 - Preparação da solução hormonal

O número de hipófises necessário é calculado com base no sexo, número e peso dos peixes. Para triturar as hipófises, utiliza-se um cadinho, que deve estar completamente seco, evitando que as hipófises tornem-se pastosas e não se dissolvam facilmente. Para facilitar a maceração deita-se no cadinho 3 gotas de glicerina líquida e algumas gotas de soro fisiológico.

Após a maceração, acrescenta-se a quantidade calculada de soro fisiológico (diluyente), sendo a mesma medida em seringa graduada. É necessário observar a homogeneização do soro fisiológico e da hipófise macerada.

2.3.5 - Aplicação da dose hormonal

Para facilitar a identificação dos reprodutores e reprodutrices, e se possa aplicar as doses corretamente, utilizam-se marcas, colocadas nos raios das nadadeiras dorsais, imediatamente após os peixes terem sido pesados.

A aplicação da dose é feita retirando o peixe do tanque de manuseio, colocando-o sobre uma bancada, forrada por uma esponja. Isto impede que

os peixes se machuquem. Utiliza-se ainda cobrir a cabeça do peixe com um pedaço de pano, isto o torna mais quieto (FONTENELE, 1981).

O hormônio é injetado com auxílio de uma seringa com agulha, na cavidade abdominal, atrás da nadadeira ventral. Após a administração do hormônio, é necessário manter os peixes em ambiente arejado, com renovação constante de água e calmo, pois o peixe perturbado torna-se agitado, nada rapidamente e pula de encontro à parede do tanque, expondo-se à ferimentos.

2.3.6 - Cálculo da hora-grau

Com o conhecimento da hora-grau, sabe-se o momento da ovulação, sendo aquela definida como a soma das temperaturas da água do tanque, onde se encontram reprodutores e reprodutrices, obtidas em cada hora decorrida após a injeção da segunda dose hormonal nos peixes.

A hora-grau para extrusão da carpa comum varia de 240 a 260, com a temperatura variando entre 28-30 °C.

Na prática do estágio, os intervalos foram de 18 horas entre doses e de 8 horas entre a segunda dose e a extrusão, em média.

2.3.7 - Extrusão dos óvulos e sêmen

A extrusão é uma técnica que consiste na coleta de óvulos e sêmen diretamente dos ovários e testículos, mediante pressão efetuada na parte ventral dos peixes, em direção ao orifício genital. Na maioria das vezes, uma leve pressão faz fluir óvulos e sêmen.

Uma vez iniciada a ovulação, os óvulos têm que ser desovados ou submetidos ao processo de extrusão em pouco tempo, do contrário, eles tornam-se excessivamente maduros e não são mais fertilizáveis.

No caso das fêmeas suturadas, a maciez do ventre e a presença de alguns óvulos entre a sutura, indicam sua ovulação. No momento da extrusão, é necessário que os peixes, a mão do operador e o recipiente que vai receber os óvulos estejam completamente enxutos, evitando uma possível hidratação dos óvulos, tornando a fecundação inviável. Na extrusão, pressiona-se com o polegar perto da abertura genital e comprime-se levemente o ventre de forma que os óvulos saiam e sejam recolhidos numa bacia de plástico.

O conteúdo espermático é coletado em quantidade suficiente e espalhado sobre os óvulos, sendo então os produtos sexuais misturados imediatamente com uma colher de plástico.

Logo após a extrusão os óvulos são pesados com o objetivo de estimar a quantidade.

2.3.8 - Eliminação da camada pegajosa da membrana do ovo

Os ovos da carpa possuem uma camada pegajosa. É através dela que os ovos aderem aos objetos que se encontram na água, logo que eles entram em contato com a mesma.

Para livrar-se completamente do material pegajoso, é necessário lavar os ovos com as seguintes soluções:

Solução I: 40 g de uréia + 30 g de sal (NaCl) + 10 litros de água, por 5 a 10 minutos.

Solução II: 160 g de uréia + 30 g de sal (NaCl) + 10 litros de água, por 40 minutos.

Solução de tanino: 5 a 6 g de tanino + 10 litros de água, por 20 segundos.

O tanino pode ser prejudicial se permanecer muito tempo em contato com os ovos. Logo, os ovos devem ser lavados com água limpa diversas vezes, ou colocados imediatamente nas incubadoras, onde serão lavados.

2.3.9 - Incubação dos ovos

Após o tratamento para retirada da camada pegajosa, os ovos são transferidos para incubadoras, segundo técnica de SILVA et al. (1983).

Usa-se incubadoras de fibra de vidro, cada uma com capacidade de 20 litros, com renovação de água constante, entrando a mesma através de um cano curvo, em formato de cachimbo, na parte inferior. A saída de água é feita pela parte superior da incubadora, na boca da mesma, que apresenta um bico e nela se encaixa, internamente, um filtro de fibra de vidro e tela de saran, com malha inferior a 500 μ . Isto impede a saída de ovos e larvas da incubadora. Esta é implantada no piso do laboratório (figura 6).

Após a transferência dos ovos para a incubadora, regula-se a entrada de água, de modo que aqueles mantenham-se flutuando apenas até o meio da coluna de água na incubadora. Faz-se necessário realizar um exame ao microscópio, com a finalidade de observar a percentagem de fecundação.

Após esta, os ovos se hidratam, podendo ser observada a multiplicação celular.

Em nossas condições climáticas, a eclosão das larvas de *C. carpio* ocorre no segundo dia de incubação. Terminada a eclosão, as larvas nascidas nas incubadoras de 20 litros são transferidas para incubadoras de 200 litros, mediante sifonagem com mangueira e balde plástico (figura 7).

Com 3 dias de nascidas, as pós larvas são transferidas, também por sifonagem, da incubadora de 200 litros para viveiros de 2.500 m² (primeira alevinagem).

2.4 - Reprodução natural em cativeiro

O Centro utiliza para tal um viveiro com área de 350 m². Na sua preparação o nível de água daquele é deixado a altura da caixa de coleta, recebendo, em seguida, o material para fixação de ovos, no caso a pasta orelha-de-onça, *Eichhornia crassipes* (Mart.), figura 8.

As condições naturais observadas quando da desova da carpa comum foram as seguintes:

- a) Temperatura da água (29 - 30 °C);
- b) Água saturada em oxigênio dissolvido;
- c) Subida lenta do nível da água;
- d) Presença do outro sexo; e
- e) Ausência de outros peixes.

As carpas são deixadas nestas condições por cerca de 8 horas, tempo em que o nível de água é suave e continuamente acrescido no viveiro.

Decorridas 8 horas, abre-se totalmente a entrada de água e o viveiro alcança o seu nível máximo de repleção. Então, a água é renovada. Esta operação provoca a desova dos peixes, uma vez que estas condições eliminam o estresse e tornam o ambiente totalmente favorável, com renovação constante de água, taxa de oxigênio dissolvido e temperatura ideais para a desova (figura 9).

2.4.1 - Incubação dos ovos obtidos na desova natural

Após a desova, a pasta de orelha-de-onça é transferida, nas primeiras horas do dia e em caixas para transporte de peixe, para as incubadoras e tanques de manuseio, onde a renovação de água é mantida constante, tendo-se o cuidado de colocar tela de saran na boca do cano de sangria, a fim de evitar fuga das larvas, após a eclosão (figura 10).

Decorridas 48 horas, todos os ovos já estão eclodidos, sendo, então, feita a sifonagem das larvas para incubadoras de 200 litros, onde ficam até a completa absorção do saco vitelino, o que é observado em torno do 3º dia, tornando-se pós-larvas. Neste momento, estas são transferidas para o viveiro de primeira alevinagem, anteriormente preparado.

2.5 - Criação de pós-larvas e alevinos

As pós-larvas recém transferidas para as incubadoras de 200 litros são nelas mantidas por 3 dias. Neste estágio, além de necessitarem de oxigênio, temperatura e controle de predadores (*Ciclops* e *Diaptomus*), elas

ainda requerem alimento externo, sendo esta uma das principais causas de mortalidade de pós-larvas.

A transferência das pós-larvas para o viveiro de primeira alevinagem é feita nas primeiras horas do dia, sendo elas transportadas o mais rápido possível para o viveiro, preparado previamente para recebê-las. A transferência se dá pela manhã, porque a temperatura da água está mais baixa e, conseqüentemente, mais baixo está o metabolismo das pós-larvas, o que reduz as taxas de mortalidade pelo manuseio. Elas são estocadas em altas densidades, podendo chegar a 100/m² (figura 11).

Dois dias após a colocação das pós-larvas no viveiro, elas passam a receber ração balanceada comercial da marca FRI-RIBE, em duas refeições diárias, encontrada no mercado na forma de peletes. O alimento é espalhado na superfície do viveiro (tabela 1).

A preparação da ração consiste na sua trituração, em máquina tipo forrageira, com disco de 1,0 mm, de forma que as partículas possam ser ingeridas pelas pós-larvas. A quantidade de ração é calculada com base no número de pós-larvas estocadas no viveiro. Para alimentar 100 mil pós-larvas, os quantitativos são vistos na tabela 2.

A cada 10 dias coleta-se alguns alevinos e verifica-se o crescimento e o estado de saúde dos mesmos.

A fase de criação da carpa comum, que vai da larva até o alevino com, mais ou menos, 1 mês de idade e 2,5 a 3,0 cm de comprimento é dita de primeira alevinagem. A partir daí os peixinhos devem ser estocados numa densidade máxima de 5 alevinos/m².

Além do alimento artificial, é importante a presença do alimento natural, sendo este decorrente de boa adubação.

2.6 - Calagem e adubação dos viveiros.

Depois de esvaziado, limpo e exposto ao sol por aproximadamente uma semana, o viveiro recebe cal, na proporção de 100g/m^2 , distribuída uniformemente sobre o piso, somente nas áreas que ainda permanecem úmidas, tendo em vista eliminar peixes indesejáveis e desinfetar o fundo do viveiro. A adubação se faz no outro dia com esterco de gado, na proporção de 250 g/m^2 , com o auxílio de pás, de modo que fique bem espalhado sobre todo o piso, sendo este processo iniciado quando o viveiro encontra-se com lâmina d'água de, aproximadamente, 15cm.

A adubação deverá ser repetida mensalmente ou quando houver necessidade, estando o viveiro em seu nível máximo de repleção. Neste caso o adubo é umedecido e lançado na água.

O esterco usado para adubar o viveiro é mantido sempre coberto e umedecido, para que seja enriquecido por bactérias termófilas, que são alimentos naturais do zooplâncton, permanecendo com temperatura sempre inferior a $55\text{ }^\circ\text{C}$, evitando sua auto destruição, pois a temperatura do adubo sem este tratamento pode chegar a $70\text{ }^\circ\text{C}$.

A verificação da quantidade de alimento natural existente em cada viveiro é feita passando-se 100 litros de água do mesmo através de uma rede de plâncton, de 35 a 40 μm de abertura de malha. Em seguida fixa-se o conteúdo coletado em formol a 4,0 %. Então, 10 ml do conteúdo é colocado em tubo de ensaio graduado e centrifugado, por 1 minuto, em centrífuga com velocidade máxima. Terminando-se este processo, mede-se a quantidade de microorganismos precipitados. De posse do resultado, decide-se adubar ou não o viveiro.

3 - CONCLUSÃO E SUGESTÕES

Os resultados observados na propagação artificial, fase da hipofisação, nos pareceu ser a sondagem ovariana o maior responsável pelo sucesso desta etapa, uma vez que o estágio de maturação gonadal dos peixes permite avaliar o êxito da aplicação hormonal, evitando, assim, perda de hormônio em uma fêmea que não está totalmente madura.

No se que refere a desova natural em cativeiro, o método utilizado demonstrou ser bastante eficiente, uma vez que 12 horas foi o suficiente para que houvesse desova em grande quantidade.

Os alevinos produzidos são utilizados em pesquisas, pelo DIPIS/P ou vendidos aos proprietários rurais. O alevino produzido é comercializado por R\$ 20,00/milheiro. Eles são transportados, em sacos plásticos, insuflados com oxigênio.

O estágio foi bastante proveitoso, uma vez que nele tivemos a oportunidade de aprender novas técnicas de propagação artificial, bem como o manejo da espécie, nas diferentes fases da produção de alevinos.

Em virtude do elevado desgaste e erosão dos viveiros, sugere-se que a espécie seja cultivada em viveiros escavados, porém com talude revestidos em alvenaria ou concreto, evitando assim perdas na eficiência destas instalações.

5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1 - BARDACH, J.E., RYTHER, J.H., McLARNEY, W.O. **Aquaculture: Farming and husbandry of freshwater and marine organism.** New York, John Wiley & Sons, Inc, 1972. 868p.
- 2 - ECHEVERRIA, C. DEL R., YADA, L.S., BATISTA, E.H. et al. **Algunos aspectos de la piscicultura china de interés para el México.** México: Instituto Nacional de Pesca, 1975. 35 p.
- 3 - FONTENELE, O. **Método de hipofisacão de peixes adotado pelo DNOCS,** Fortaleza: DNOCS, 1981. 33p.
- 4 - MOSCOSO, J. Merojamento genético por selección masas de carpa comum. **Documento,** Lima, 1975. P. 29 - 36.
- 5 - NOMURA, H. Desenvolvimento atual e perspectivas da piscicultura intensiva e extensiva no Estado de São Paulo. In : ENCONTRO NACIONAL SOBRE LIMNOLOGIA, PISCICULTURA E PESCA CONTINENTAL, Belo Horizonte: Anais, 1976. P. 259 - 276.
- 6 - SILVA, J.W.B.E. **Relatório técnico do projeto “Criação de carpa espelho, *Cyprinus carpio* (L.) vr. *specularis*, em viveiro natural”; referente ao semestre julho a dezembro de 1982.** Fortaleza, DNOCS, 113p, 1982.

- 7 - SILVA, J.W.B.E., CARNEIRO SOBRINHO, A., MELO, F.R. et al. Resultados de cultivos experimentais da carpa espelho, *Cyprinus carpio* L., 1758 vr. *specularis*, realizados no Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” (Pentecoste, Ceará, Brasil). **B. Téc. DNOCS**, Fortaleza, v.42, n.2, p.179-211, jul./dez.1984.

- 8 - SILVA, J.W.B.E., PINHEIRO, F.A., NOBRE, M.I. da SILVA. et al. Resultados de um cultivo de carpa espelho, *Cyprinus carpio* L., 1758 vr. *specularis*, em viveiro natural. **B. Téc. DNOCS**, Fortaleza, v.41, n.2, p. 251-280 , jul./dez.1983a.

- 9 - SILVA, J.W.B.E., FROTA, S.H.M., NOBRE, M.I. da SILVA. et al. Resultados de um ensaio sobre a criação de carpa espelho, *Cyprinus carpio* L., 1758 vr. *specularis*, em viveiro no Centro de Pesquisas do DNOCS (Pentecoste, Ceará, Brasil). **B. Téc. DNOCS**, Fortaleza, v.41, n.1, p. 145-170, jan./jun.1983b.

- 10 - SILVA, J.W.B.E., PORTO, M.N.M., FARIAS, J.O. et al. Resultados de um ensaio sobre policultivo de carpa espelho, *Cyprinus carpio* L., 1758 vr. *specularis*, e o híbrido de tilápia do Zanzibar, *Sarotherodon hornorum* (Trew.), com a do Nilo, *Oreochromis niloticus* (L., 1766), em viveiro no Centro de Pesquisas Ictiológicas do DNOCS (Pentecoste, Ceará, Brasil). **B. Téc. DNOCS**, Fortaleza, v.41, n.1, p.27-54, jan./jun.1983.

6 - TABELAS

Tabela 1 - Composição da ração utilizada no cultivo de carpa comum, *Cyprinus carpio* L., 1758 no Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” (Pentecoste, Ceará, Brasil)

Especificação	Unidade	Quantidade
Umidade (máximo)	%	12,0
Proteína bruta (mínimo)	%	35,0
Extrato etéreo (mínimo)	%	3,0
Matéria fibrosa (máximo)	%	8,0
Matéria mineral (máximo)	%	11,0
Cálcio (máximo)	%	1,8
Fósforo (máximo)	%	0,6
Vitamina A	UI	3000
Vitamina D3	UI	3000
Vitamina E	UI	20
Vitamina K	mg	5
Vitamina B-1	mg	5
Vitamina B-2	mg	5
Vitamina B-12	mg	20
Niacina	mg	100
Vitamina - C	mg	100
Antioxidante (B.H.T)	mg	125
Manganês (Mn)	mg	100
Cobre (Cu)	mg	15
Ferro (Fe)	mg	100
Iodo (I)	mg	5
Zinco	mg	150
Selênio	mg	0,1

Fonte: Fabricante da ração.

Tabela 2 - Tabela de arraçamento para 100.000 pós-larvas de carpa comum, *Cyprinus carpio* L., 1758, por semana, criadas em viveiro.

Semana	Quantidade de ração (kg/dia)	Quantidade (kg/semana)	Forma de apresentação
1 ^a	0,4	2,4	pó
2 ^a	1,0	6,0	pó
3 ^a	2,0	12,0	muito fina
4 ^a	3,0	18,0	fina
5 ^a	4,0	24,0	fina

7 - RELAÇÃO DE FIGURAS



Figura 1 - Vista do viveiro de manutenção de reprodutrizes, com destaque para o sistema de abastecimento e caixa de coleta.



Figura 2 - Viveiro de 2.500m² utilizado para a criação de pós/larvas.



Figura 3 - Monge, caixa de coleta e cano de abastecimento.



Figura 4 - Tanque de manuseio, vendo-se o sistema de abastecimento através de cano de PVC e torneira de registro.



Figura 5 - Captura de reprodutores de carpa comum, *Cyprinus carpio* L., 1758, para propagação artificial.



Figura 6 - Vista do Fishcon, vendo-se incubadoras de 20 e 60 litros.



Figura 7 - Vista externa do **fishcon**, com destaque para incubadoras de 200 litros.



Figura 8 - Obtenção de desova de carpa comum, *Cyprinus carpio* L.,1758, vendo-se a pasta orelha de onça, *Ehichhornia crassipes* (Mart.), para fixação dos ovos.



Figura 9 - Viveiro utilizado para obtenção de desova de carpa comum, *Cyprinus carpio* L., 1758, em seu nível máximo de repleção.

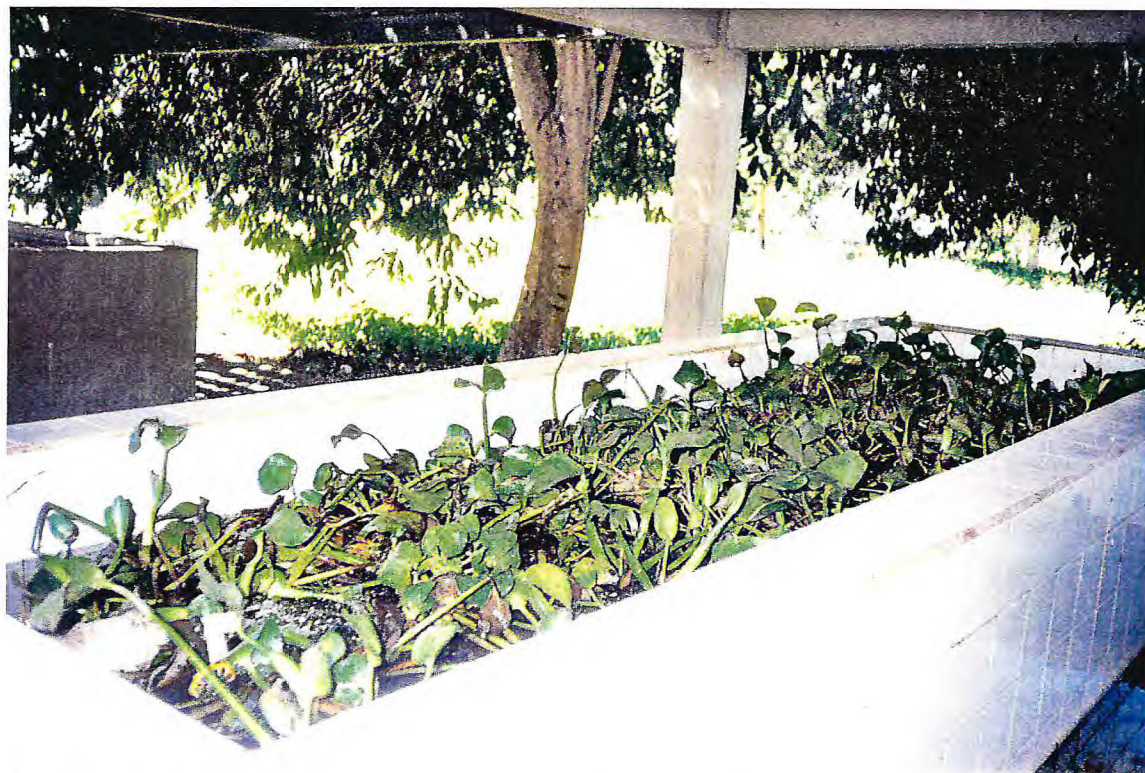


Figura 10 - Incubação dos ovos em tanques de manuseio, obtidos na desova natural.



Figura 11 - Vista do viveiro utilizado na criação de pós-larvas, no momento da captura dos alevinos, no final da 1ª alevinagem.

ANEXO 1

MMA - DNOCS - DIRETORIA DE PESCA E PISCICULTURA
CENTRO DE PESQUISAS ICITOLÓGICAS RODOLPHO VON HERING
SERVIÇO DE AQUICULTURA

FICHA DE HIPOFISAÇÃO:

Nº

ESPÉCIE:

Total Hipof:			Peso Hipof.(mg)			Dosagem (mg/kg):		
Dosagem Total (mg):		0.0	1a. Dose 10%		0	2a. Dose 90%		0
Soro:	Total(ml)	ml/kg	Dia:			Dia:		
1a. Dose:			Hora:			Hora:		
2a. Dose:								
Sexo	No. de Ordem	Exemplar No.	Peso Kg	Soro fis. (ml/peixe)	Hipófises utilizadas		Soro fis. (ml/peixe)	Hipófises utilizadas
					Unid.	Mg		Mg
F Ê M E A S	1					0,0		0,0
	2					0,0		0,0
	3					0,0		0,0
	4					0,0		0,0
	5					0,0		0,0
	6					0,0		0,0
	7					0,0		0,0
	8					0,0		0,0
Totais			0,00			0,0		0,0

Sexo	No. de Ordem	Exemplar No.	Peso Kg	Dose única:		Soro fis. (ml/peixe)	Hipófises utilizadas Unid.	Mg
				Data:	00/01/00			
M A C H O S	1				0000			0,0
	2							0,0
	3			Dosagem (mg):				0,0
	4			D. Total:		0,0		0,0
	5			No. Hipof.				0,0
	6			Soro(ml).				0,0
	7			Soro/kg (ml):				0,0
	8							0,0
Totais			0,00					0,0

FFMFA No	HORA	DESOVA		DIA:		No. DE PÓS - LARVA	POVOAMENTO		
		QUANT. ÓVULOS (g)	QUANT. ÓVULOS Unid.	FECUNDAÇÃO			Total de Pós-larva		
				%	No. Ovos		Área Disponível(m ²)		
			0		0		Densid. Estoc. (PL)		
			0		0		Data		
			0		0		DESTINO		
			0		0		No. Viv.	Área (m ²)	Quant.
			0		0				
			0		0				
			0		0				
		0	0		0	0	Totais	0	
Sobrevivência média dos ovos fecundados:									