

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

PRODUÇÃO DE ALEVINOS DE TAMBAQUI,
Colossoma macropomum Cuvier, 1818, NO
CENTRO DE PESQUISAS ICTIOLÓGICAS
RODOLPHO VON IHERING, (PENTECOSTE,
CEARÁ, BRASIL): RELATÓRIO DE ESTÁGIO
CURRICULAR SUPERVISIONADO.

CLÁUDIO LORENO DE QUADROS

RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR
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.

1996.2

RSICM

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)

Q18p Quadros, Cláudio Loreno de.
Produção de alevinos de Tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvie, 1818, no Centro de Pesquisas Ictiológicas Rodolpho Von Ihering, (Pentecoste, Ceará, Brasil) : relatório de estágio curricular supervisionado / Cláudio Loreno de Quadros. – 1996.
24 f.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 1996.
Orientação: Prof. Dr. José William Bezerra e Silva.

1. Tambaqui (Peixe). I. Título.

CDD 639.2

PROF. ADJ. JOSÉ WILLIAM BEZERRA E SILVA
ORIENTADOR

MÉDICO VETERINÁRIO RAIMUNDO TORRES MARTINS
ORIENTADOR

PROF. ADJ. JOSÉ JARBAS STUDART GURGEL

PROF. ADJ. MOISÉS ALMEIDA DE OLIVEIRA

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

PROF. ASS. JOSÉ WILSON CALÍOPE DE FREITAS
COORDENADOR DO CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA

AGRADECIMENTOS:

Ao Professor José William Bezerra e Silva, pelo imprescindível apoio prestado como Professor, Orientador e Amigo.

Ao Médico Veterinário Raimundo Torres Martins, pela orientação precisa e seu interesse de tornar possível a realização das práticas.

Ao médico Veterinário Marcelo José da Ascensão Feitosa Vieira, pelos conhecimentos transmitidos e dedicada orientação prática.

A todos os funcionários e prestadores de serviços do Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização das práticas.

Aos meus familiares, pelo apoio e estímulo.

A Deus, por mais uma de uma série de vitórias que me tem dado e, com certeza, continuará me concedendo. Muito obrigado meu Deus. Em nome do Senhor Jesus Cristo.

ÍNDICE

1.0 INTRODUÇÃO.....	01
2.0 MATERIAL , MÉTODOS E RESULTADOS.....	03
2.1 Tipos de instalações utilizadas no processo de reprodução.....	03
2.2 Seleção e manutenção de reprodutores e reprodutrizas.....	04
2.3 Reprodução artificial.....	06
2.4 Aplicação de hormônios hipofisários.....	07
2.5 Cálculo da dosagem hormonal.....	08
2.6 Cálculo da hora/grau.....	09
2.7 Extrusão de ovos.....	10
2.8 Incubação de ovos.....	11
2.9 Criação de larvas, pós-larvas e alevinos.....	14
2.10 Calagem e adubação dos viveiros de alevinagem.....	15
2.11 Consid. sobre o mecanismo hormonal da maturação gonadal.....	15
3.0 CONCLUSÕES E SUGESTÕES.....	16
4.0 SUMÁRIO.....	18
5.0 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	19

PRODUÇÃO DE ALEVINOS DE TAMBAQUI, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, NO CENTRO DE PESQUISAS ICTIOLÓGICAS RODOLPHO VON IHERING, (PENTECOSTE, CEARÁ, BRASIL): RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO.

CLÁUDIO LORENO DE QUADROS

1. INTRODUÇÃO

Em cumprimento ao Programa de Melhoria qualitativa e quantitativa da Ictiofauna do Nordeste do Brasil, o Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), desde Agosto de 1933, vem introduzindo nos açudes da Região em que trabalha alevinos de espécies selecionadas, regionais e aclimatizadas.

A introdução da nova espécie de peixe na Região é precedida de estudos e observações de sua biologia, principalmente quanto à alimentação e reprodução. Para esse objetivo o DNOCS instalou e mantém em funcionamento o Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” em Pentecoste, Estado do Ceará.

Após comprovadas as possibilidades e vantagens da aclimatização de determinada espécie, o Centro de Pesquisas encaminha às Estações de Piscicultura plantéis de reprodutores da mesma, destinados à reprodução e obtenção de alevinos para introdução em açudes, nas operações denominadas peixamento, e estocagem de viveiros.

Algumas espécies ictiológicas reproduzem-se em cativeiro, nas Estações de Piscicultura, de modo natural, entretanto, outras necessitam de estímulos hormonais para que seja obtida a reprodução induzida.

As Estações de Piscicultura do DNOCS dispõem de diferentes tipos de instalações não só para manter os plantéis de reprodutores como, também, para criar o peixe nas diferentes fases de desenvolvimento: ovo, larva e alevino.

A introdução do alevino na coleção d'água a povoar é assistida por alguns cuidados técnicos especiais, mas só é considerada aclimatizada uma espécie após comprovada sua reprodução no novo ambiente.

A espécie ictiológica do presente trabalho — o tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, é um Characidae originário da Bacia Amazônica, de biologia pouco conhecida até 1966, quando o DNOCS recebeu o primeiro lote de 24 alevinos procedente de Manaus,

cedido pelo senhor José Lopes, funcionário da Secretaria de Agricultura do Acre (Fontenele & Nepomuceno, 1982). Os peixinhos foram aclimatizados, inicialmente, em tanques depois em viveiros da Estação de Piscicultura “Valdemar C. de França”, ex-Posto de Piscicultura de Amanari, Maranguape, Ceará, Brasil. Foram alimentados com rações industrializadas para aves, frutos (goiaba, manga, murici), tubérculos (batata e mandioca), milho e feijão (vagens e folhas).

Segundo HONDA (1974), no seu habitat natural, o tambaqui alimenta-se de zooplâncton, frutos e sementes.

Em 1972, o citado lote de tambaqui foi transferido para a Unidade Experimental de Piscicultura Intensiva em Pentecoste, hoje integrada ao Centro de Pesquisa Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering”. Dois anos após, em 1974, os exemplares machos pesavam, em média, 7,2 kg e as fêmeas, 11,0 kg.

Segundo SILVA et al. (1974), um segundo lote de 74 alevinos de tambaqui, proveniente de Iquitos, Peru, foi recebido pelo DNOCS no Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” no começo de 1972, sendo criado, nas instalações da citada unidade.

A reprodução induzida de exemplares adultos de tambaqui provenientes do primeiro lote criado foi tentada, pela primeira vez, em fevereiro de 1974 por LOVSHIN et al. (1974). Posteriormente, entretanto, SILVA et al. (1978) obtiveram, em fevereiro de 1977, total sucesso na reprodução induzida de exemplares adultos selecionados do segundo lote criado, com a particularidade de que foi indispensável adotar a fecundação por extrusão.

O tambaqui é resistente ao manuseio, a baixos níveis de oxigênio dissolvido e facilmente capturados com rede. Espécie de desova total, se reproduz artificialmente conforme técnicas descritas por SILVA et al. (1987) e LOVSHIN (1975).

Tendo em vista a importância do tambaqui para a piscicultura nacional, o escolhemos para aprimorar nossos conhecimentos de piscicultura, através de Estágio Curricular Supervisionado, o qual ocorreu no período de 21/10/96 a 20/12/96, perfazendo um total de 28 dias úteis com oito horas de atividades diárias, totalizando 224 horas de Estágio. Também a escolha do Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” deveu-se a excelência do mesmo no campo da piscicultura, sendo pioneiro nos trabalhos de pesquisas e cultivos do *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818.

2.0 MATERIAL, MÉTODOS E RESULTADOS

2.1 Tipos de instalações utilizadas no processo de reprodução do tambaqui.

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

Os viveiros para manutenção de reprodutores e alevinagem são escavados em terreno natural, com área inundada variando de 350 a 4.000 metros quadrados e profundidade média de 1,0 metro. São abastecidos por gravidade, através de canais, passando a água por filtros mecânicos. A água ao ser retirada dos canais para os viveiros passa por uma tela de náilon, com armação de madeira e abertura de malha de aproximadamente 1,0 mm, e por uma caixa de decantação, sendo conduzida por tubulação plástica com diâmetro de 4 ou 6 polegadas. A entrada da água é controlada por rolha de madeira, acoplada ao cano na caixa de decantação. Em sua outra extremidade, já no interior do viveiro, há um saco de tela plástica com abertura de malhas de aproximadamente 1,0 mm.

A drenagem de cada viveiro se processa através de monge, dotado de tábuas e serragem de madeira ou placa de cimento e orifício na parte de baixo, os quais têm por finalidade renovar a água de fundo, passando a mesma por tela. O esvaziamento completo é feito mediante a retirada das tábuas e da serragem de madeira e substituição da rolha de madeira, existente na cota mínima da caixa de coleta, por tela de aproximadamente 5,0 mm de abertura de malha, que impede a saída dos peixes pelo cano de esgotamento.

O Centro dispõe de 48 viveiros de 350 metros quadrados cada um, 8 de 2.500 metros quadrados cada um e 1 de 4.000 metros quadrados.

Cada tanque de manuseio tem 3,5 metros quadrados de área e profundidade de 0,80 metro. É revestido no seu interior com azulejos brancos e encontra-se sob o galpão utilizado para propagação de peixes. O abastecimento é feito com cano de 2,0 polegadas e registro de gaveta, com diâmetro semelhante. O escoamento e a renovação de água são feitos por canos plásticos e registros de gaveta com 2,0 polegadas. Estes registros conferem, a cada um dos oito tanques de manuseio existentes, dois níveis diferentes de água e seu completo esvaziamento.

As instalações utilizadas nos processos de produção de alevinos, bem como os canais de abastecimento e escoamento e a área onde os mesmos estão construídos, passam, no final de cada cultivo, ou quando julgado necessário, por processo de limpeza e/ou reparos, ficando prontos para serem reutilizados. A limpeza é feita quando as estruturas se encontram com excesso de matéria orgânica e/ou inorgânica, impedindo o fluxo normal d'água. Para tanto, as caixas de filtragem, que juntamente com as telas funcionam como obstáculo à entrada de peixes e organismos indesejáveis aos cultivos, têm seus constituintes removidos e limpos, as telas e sacos confeccionados em náilon com malha de aproximadamente 1,0 mm, têm suas estruturas escovadas, as canaletas de esvaziamento, escoamento e caixas de decantação têm seus pisos e/ou 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, 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 paredes laterais e verifica-se o seu estado geral. A área onde estas estruturas estão instaladas, passa por um processo de capinagem e remoção dos detritos, utilizando-se, se preciso, trator para isto.

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

As mesas são de alvenaria, revestidas por azulejos brancos, localizadas próximas a 4 aquários de cimento de 3 metros quadrados cada, aproximadamente, utilizados na hipofisação de alguns peixes e dos 8 tanques de manuseio, antes descritos.

As incubadoras serão descritas mais adiante, na parte de incubação de ovos.

2.2 Seleção e manutenção de reprodutores e reprodutrices.

Na seleção de reprodutores e de reprodutrices, são escolhidos peixes saudáveis, sem deformações físicas (anomalias) e que apresentam bom desenvolvimento somático.

Quando se estoca pós-larvas ou alevinos de tambaqui em tanque ou viveiro, observa-se que alguns exemplares crescem mais rápido que outros, sendo os mesmos selecionados para se tornar em futuros reprodutores e reprodutrices, pois, com grande probabilidade, são

geneticamente melhores, consubstanciados no crescimento mais rápido e outras características favoráveis.

Não existe caráter sexual extragenital que permita a sexagem do tambaqui quando juvenil ou em repouso de suas gônadas. Sabendo-se disto, reprodutores e reprodutrices são definitivamente selecionados quando atingem a primeira maturação gonadal.

A proporção entre machos e fêmeas necessários para a reprodução, bem como seus pesos e tamanhos devem ser levados em conta.

No caso da espécie em questão, os peixes pesam, geralmente, entre 3,0 a 8,0 quilos e têm de 4 a 8 anos de idade. A relação reprodutor/reprodutriz é de um para um ou um para dois.

Para se estimar o número de ovos, leva-se em conta que cada quilograma de reprodutriz pode gerar 100.000 ovos, 80.000 larvas, 60.000 pós-larvas e 30.000 a 35.000 alevinos com trinta dias de idade.

A densidade de estocagem é de um quilo de reprodutor ou reprodutriz para 10 metros quadrados de viveiro.

Os viveiros em questão são escavados em terreno natural, apresentam área inundada entre 350 a 4.000 metros quadrados e profundidade máxima variando de 1,2 a 1,6 metro, mínima de 0,60 a 0,80 metros e média de 1,0 a 1,2 metro. E, por último, possuem bom sistema de abastecimento, secagem e renovação de água.

A manutenção de reprodutores e reprodutrices em policultivo com espécies não competidoras pode acarretar vantagens, tais como a adubação do viveiro e melhor aproveitamento dos alimentos naturais que se desenvolvem no mesmo.

As desvantagens da manutenção das espécies em policultivo, referem-se ao esmagamento dos peixes menores pelos maiores, durante a captura de indivíduos para a propagação artificial, e o estresse causado aos demais exemplares, no momento da mesma.

Importante se faz que o plantel apresente peso o mais uniforme possível, pois isto facilita o manejo e os trabalhos de propagação artificial, pois simplifica o cálculo das doses hormonais.

A ração é fornecida na base de 3% da biomassa por dia, em duas refeições, sendo diminuída para 2% nos dois meses que antecedem ao período de reprodução.

Os dados relativos ao cultivo que são anotados em cadernetas e transferidos para o computador, referem-se ao manejo de reprodutores e reprodutrices, incidência de doenças ou parasitas e outros.

2.3 Reprodução artificial

Desde 1931, o naturalista Rodolpho Von Ihering vinha tentando obter reprodução, em cativeiro, de peixes, através de injeções de triturado de hipófises frescas. Inspirou-se Ihering nos trabalhos realizados por B. A. Houssay, fisiologista argentino, que publicou, em 1930, os resultados dos experimentos realizados mediante a introdução de extrato de hipófises de peixe em outros ovovivíparos, obtendo a liberação de ovos (VON IHERING et al., 1981).

Hipófise ou pituitária é uma glândula endócrina, localizada na cabeça dos peixes no interior da sela túrcica do esfenoide, responsável pela elaboração de hormônios gonadotrofos, além de outros de grande importância para o desenvolvimento dos peixes. Ela é ligada à base do encéfalo pela haste pituitária. Tem a forma de um esferoide, de dimensões variáveis, nela distinguindo-se, macroscopicamente, dois lobos, sendo um anterior de cor esbranquiçada e outro mais escuro, quase avermelhado ou cinzento, o posterior (FONTENELE, 1981).

O método de hipofisação foi sendo melhorado paulatinamente no decorrer dos anos em diferentes espécies de peixes reofílicas.

Inicialmente, as hipófises quando eram coletadas nos doadores eram separadas por sexo, isto é, as fêmeas recebiam somente injeções de triturado de hipófises frescas coletadas de fêmeas e a mesma seleção acontecia com os machos. Todavia, posteriormente, foi verificado que não havia especificidade de sexo para hormônios gonadotrofos, isto é, os machos podiam receber hipófises de doadores do mesmo sexo ou de sexo diferente, o mesmo ocorrendo com as fêmeas (FONTENELE, 1981)

No método primitivo, as hipófises eram utilizadas exclusivamente no estado fresco, ou seja, o triturado dessa glândula em soro fisiológico era preparado logo após sua extração. Porém, a partir de 1939, Azevedo & Oliveira passaram a adotar o sistema de extrair a hipófise e conservá-la em álcool absoluto até o momento de sua utilização. Ficou constatado que os hormônios gônado-estimulantes da hipófise não são solúveis em álcool absoluto, daí a vantagem de poder ser essa glândula estocada neste líquido preservador por período satisfatório (VON IHERING et al., 1981).

Por outro lado, foi melhorado ainda mais o método quando deixou de ser injetado o triturado de hipófises em suspensão com soro fisiológico e passou a ser adotado a centrifugação do triturado e utilização apenas do extrato em diluição no soro. Essa modificação evitou a perda muito

comum de reprodutores, em consequência de abscessos resultantes da introdução de corpos estranhos (tecidos) nos músculos dos peixes.

Foi adotada, também, outra modificação que veio facilitar, consideravelmente, a utilização do método de hipofisação, registrada por Fontenele em 1946 (FONTENELE, 1981), quando verificou que os peixes reofílicos, mantidos em cativeiro, nos viveiros das Estações de Piscicultura, preparam-se para reproduzir-se ficando aptos a serem submetidos ao método da hipofisação. Anteriormente, os reprodutores eram capturados nas coleções d'água, em natureza, nos períodos que antecediam a reprodução natural.

Graças à observação citada, é possível obter-se desovas de espécies reofílicas em períodos diferentes daqueles em que as mesmas comumente reproduzem-se na natureza (FONTENELE *et al.*, 1982).

2.4 Aplicação de hormônios hipofisários

No início dos trabalhos de hipofisação do DNOCS, os reprodutores eram capturados diretamente na natureza, em açudes e poços de rio, todavia, a partir do ano de 1946 (FONTENELE, 1981), os Postos e Estações de Piscicultura passaram a manter em viveiros, plantéis de reprodutores e reprodutrices das espécies que cultivam.

Atualmente, no Centro de Pesquisas é adotada a seguinte técnica nos trabalhos de aplicação de hormônios hipofisários, visando obter reprodução induzida das espécies de desova total:

- 1.) Captura de reprodutores nos viveiros e seleção dos mesmos para desova, conforme FONTENELE (1981), LOPES *et al.* (1982) e WOYNAROVICH (1986). Na ocasião, as fêmeas escolhidas apresentam abdomen volumoso e papila genital dilatada; os machos, após pressão no abdômen, deixam fluir o sêmen. O número de fêmeas é representado pelo dobro de machos;

- 2.) Transferência de lotes de reprodutores para tanques de manuseio, com renovação constante d'água;

- 3.) Preparação do protocolo (ficha de hipofisação) antes do início da aplicação das doses de hormônios hipofisários;

- 4.) Cálculo da quantidade da dose, levando em conta peso e sexo dos peixes;

- 5.) Aplicação da dose, com 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 dobram quando

pressionadas pela agulha, a qual não as perfuram sendo os hormônios misturados com o líquido do abdômen, caindo na corrente sanguínea;

6.) Após a aplicação, o peixe é recolocado no tanque de manuseio, separado dos que ainda não receberam a dose hormonal; e

7.) O procedimento se repete para a aplicação da segunda dose.

2.5 Cálculo da dosagem hormonal

No método de hipofisação, criado e desenvolvido pelo DNOCS, a unidade hormonal gonado-estimulante é a quantidade de hormônio existente em uma hipófise de peixe de gônadas em desenvolvimento regular a bem desenvolvidas. Como não é possível separar o lobo posterior da hipófise, parte anatômica da glândula onde se encontra o hormônio gonadotrofo, usa-se diluir uma hipófise integral no veículo soro fisiológico, podendo-se, assim, fracionar o diluente bem como o hormônio nele contido, isto é, a hipófise.

No princípio das pesquisas para a determinação das dosagens convenientes para obtenção da reprodução induzida de peixes, pelo método de hipofisação, eram administradas doses bastante elevadas de hormônios hipofisários. Ocorria que quando os reprodutores encontravam-se com as gônadas suficientemente maduras os resultados eram sempre positivos; havia desova, hidratação e fecundação de óvulos seguidas de embriogênese completa. Mas, ao contrário, quando as gônadas não se encontravam perfeitamente maduras, a elevada dosagem aplicada forçava a expulsão de óvulos imaturos, conhecidos por se apresentarem grumados e não se hidratarem, também não ocorrendo a fecundação (FONTENELE, 1981).

No Centro de Pesquisas Ictiológicas usa-se, para se estabelecer a quantidade de hipófise seca necessária para a hipofisação, obter-se o peso corporal do peixe e aplicar-se 5,0 mg/kg da mesma nas fêmeas, divididas em duas doses: a primeira de 10% (0,5 mg/kg) e a segunda de 90% (4,5mg/kg). O intervalo de aplicação varia de 12 a 22 horas, dependendo da temperatura da água, nas nossas práticas, o intervalo foi de 18 horas. Quanto maior a temperatura, menor o intervalo de aplicação, de acordo com o cálculo da hora-grau.

No que se refere aos exemplares machos, recebem metade do hormônio injetado nas fêmeas, ou seja, 2,5 mg por quilo de peso corporal, numa única dose, no intervalo de aplicação das doses nas fêmeas. Se os exemplares não estiverem bem preparados, aplica-se a primeira dose de

10% (0,25 mg/kg), 6 a 8 horas após a primeira dose nas fêmeas, e a segunda, correspondente a 90% (2,25 mg/kg), aplicada juntamente com a segunda dose das fêmeas. Em nosso trabalho, aplicamos juntamente com a segunda dose das fêmeas.

No caso do tambaqui, os pesquisadores recomendam aplicar-se um adicional de hipófise seca por quilo de peso, segundo o perímetro corporal do peixe, conforme a seguinte tabela (WOYNAROVICH, 1986; PINHEIRO et al., 1988; KOVÁCS, 1990):

Perímetro do Corpo (cm)	Adicional de Hipófise (mg/kg)
54	0,0
56	0,3
58	0,5
60	0,8
62	1,0
64	1,2

Assim sendo, uma fêmea de tambaqui pesando cerca de 8,0 quilos e com perímetro corporal de 62 centímetros, receberia 40,0 mg (8,0kg x 5,0mg/kg) + 8,0 mg (8,0 kg x 1,0mg/kg), totalizando 48 mg de hipófise seca. Mas em nosso trabalho, não levamos em conta este perímetro e aplicamos, sempre, uma quantidade um pouco maior que a estabelecida pelos cálculos das dosagens.

2.6 Cálculo da hora/grau

Para se prever quanto tempo levam as fêmeas para ovularem, após aplicação da segunda dose hormonal e obter êxito maior na extrusão, é calculada a hora/grau, que nada mais é do que a soma das temperaturas da água do tanque onde se encontram os reprodutores e reprodutrices, obtidas a cada hora decorridas após a injeção da segunda dose hormonal nos peixes (WOYNAROVICH, 1986; KOVÁCS, 1990)

Sabemos que entre a primeira e a segunda doses ocorre a maturação final e, logo após a segunda dose, começa a ovulação. A maturação final e a ovulação dependem da espécie e da temperatura, como já foi dito antes.

A hora/grau para extrusão do tambaqui varia de 260 a 280, quando a temperatura oscila na casa dos 25 a 30 graus centígrados (SILVA et al., 1989)

Na prática do estágio, os intervalos foram de 18 horas entre doses e de 9 horas entre a segunda dose e a extrusão, em média.

2.7 Extrusão de ovos

A extrusão é uma técnica que consiste na coleta de óvulos e sêmen diretamente de ovários e testículos, mediante pressões efetuadas na região ventral dos peixes, na direção do orifício genital. Na maioria dos peixes, uma leve pressão no ventre faz fluir óvulos e sêmen, os quais são recebidos em bacia plástica apropriada, enxuta.

No momento da extrusão, os peixes encontravam-se pouco úmidos, para não pingar água no recipiente que recebia os óvulos. Cuidava-se para que não houvesse nenhuma gota d'água na bacia de coleta os óvulos, pois isto tornaria os mesmos hidratados e a fecundação seria inviável.

As vantagens desta técnica de coleta de material gonadal são as seguintes:

- Necessidade de um plantel de reprodutores menor;
- Obtenção de ovos limpos, livres de detritos, ficando mais protegidos de ataques de bactérias, fungos e vírus;
- Meio ambiente controlado, pois a incubação dos ovos é feita em lugares cobertos e fechados, em condições físicas e químicas monitoradas o que lhes garante um bom crescimento;
- Estimativa do número de óvulos extrusados, feita através da pesagem deles. No caso do tambaqui, 100 gramas de ovos corresponde a aproximadamente 100.000 larvas;
- Maior número de óvulos extrusados, pois na natureza, muitos deles ficam retidos no interior dos ovários; e
- Maior taxa de fecundação.

Antes da extrusão das fêmeas é feita a extrusão dos machos, deixando-se o sêmen em tubos de ensaio ou em pequeno cálice. O esperma pode, se preciso for, ser mantido em geladeira sob temperatura entre 3 e 5 graus centígrados por até um dia, sem perda de qualidade. Deve-se evitar contato do sêmen com água. Em temperatura ambiente é viável por até uma hora. Um centímetro cúbico de esperma contém cerca de um bilhão de espermatozoides (ALBUQUERQUE et al., 1989/1994).

O sêmen também é coletado logo após a extrusão dos óvulos, recebendo-o na própria bacia plástica em que se encontram aqueles. Todavia, pode acontecer que num movimento brusco do tambaqui (macho), os óvulos da bacia sejam derramados, ou cair água na bacia contendo os óvulos, prejudicando a fecundação. Na maioria das vezes, em nosso trabalho, coletou-se o sêmen logo após a extrusão dos óvulos.

Necessário se faz muito cuidado, pois o tambaqui se debate muito e se torna recomendável o uso de tranqüilizantes em exemplares de oito ou mais quilos, mas em nosso estágio, não foi utilizado tranqüilizantes nos trabalhos de propagação artificial.

Recebeu-se os óvulos na bacia e deitou-se sobre eles o sêmen, fez-se a mistura, em movimentos circulares, utilizando-se para isto uma colher plástica, em seguida efetuou-se a pesagem do material em balança apropriada.

À mistura de óvulos e sêmen acrescentou-se água limpa (2/3 do volume dos óvulos) na bacia, mexendo-se durante uns cinco minutos, depois os ovos foram levados para incubadoras. No caso do tambaqui, não há necessidade do uso de soluções fertilizantes ou desagregadoras da camada pegajosa e de tanino, pois os ovos são livres.

Os ovos bons, fecundados, são brilhosos, os outros opacos. Quando requerem fortes pressões para saírem dos ovários pode significar que os óvulos não são de boa qualidade. Sêmen líquido em demasia também não é bom.

Os óvulos são ovulados quase ao mesmo tempo, sendo este processo irreversível. Se demorar muito a fazer a extrusão, aqueles super amadurecem e não saem mais dos ovários, pois formam grumos nas extremidades deles, obstruindo-os.

Para evitar liberação dos óvulos no tanque de propagação, fez-se necessária uma sutura no orifício genital, deixando o ânus livre. Os pontos foram dados em formato de " X ", usando-se, para isto, agulha e tesoura de sutura e linha. Esta operação foi realizada quando da aplicação da segunda dose hormonal na fêmea. No momento da extrusão, cortou-se os pontos da sutura com uma tesoura.

2.8 Incubação dos ovos

Após a desova, os ovos fecundados foram transferidos para incubadoras, segundo técnicas de SILVA *et al.* (1978) e WOYNAROVICH (1986), descritas por SILVA *et al.* (1987). Usou-se

incubadoras de fibra de vidro, cada uma com capacidade de 20 e 60 litros e dotadas de renovação d'água constante (PINHEIRO et al., 1988).

Atualmente, as incubadoras mais usadas têm capacidade para 20, 60 ou 200 litros d'água. As mais empregada para ovos de tambaqui são as de 20 litros. Utilizam-se as de 200 litros para criação de larvas e pós-larvas, antes de irem para os viveiros (KOVÁCS, 1990).

O formato da incubadora de fibra de vidro é cilindro-cônico, com entrada d'água pela parte inferior por meio de cano curvo, em formato de cachimbo, e registro, ambos de meia polegada. A saída d'água é pela parte superior, 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 micros. Isto impede a saída de ovos e larvas da incubadora. Esta é montada sobre um tripé de metal no piso do laboratório onde se encontra instalada.

As incubadoras estão agrupadas em bateria de algumas unidades, na parte posterior das quais fica a calha coletora d'água, na qual desembocam os bicos de drenagem.

Com o auxílio de uma placa de Petri com aproximadamente 8,0 centímetros de diâmetro, coletou-se ovos na bacia plástica onde se deu a fecundação e na incubadora, os quais foram levados ao microscópio, a fim de serem observados. Estas coletas de material foram realizadas sempre que se notou modificações no desenvolvimento dos ovos.

O sêmen do tambaqui é do tipo semidenso, com coloração branca (ALBUQUERQUE et al., 1989/1994). Logo que os espermatozóides entram em contato com a água adquirem movimentação ativa e forte para logo em seguida reduzirem a velocidade e mais tarde pararem. As células morrem (KOVÁCS, 1990). O número de espermatozóides em tambaqui varia de 6 a 10 milhões por centímetro cúbico. Segundo WOYNAROVICH (1986), o macho de tambaqui produz 2 a 5 ml de esperma/kg.

No caso do óvulo recém extrusado do tambaqui, ele se apresenta como uma pequena esfera de cor esverdeada. O ovo, após hidratado, alcança de 4,0 a 4,3 mm de diâmetro, sua coloração é verde-escura, livre decanta na água (SILVA *et al.*, 1978).

Decorridos, aproximadamente, 20 minutos, os ovos apresentavam-se quase completamente hidratados. Segundo WOYNAROVICH (1986), o ovo está completamente hidratado 30 a 40 minutos após a fecundação.

Em relação às fases de desenvolvimento do ovo e do embrião do tambaqui, notou-se que o primeiro possui uma reserva nutritiva volumosa, sendo o seu desenvolvimento rápido, nascendo as larvas 13 horas após a fecundação, a uma temperatura média ambiental de 28 graus centígrados.

Isto está ligado ao tipo de reprodução da espécie, que requer desenvolvimento embrionário bastante rápido (LOPES et al., 1982).

As larvas após a eclosão, permaneceram nas incubadoras quatro dias e meio, até meio dia antes de completar a absorção total do saco vitelino, sendo, posteriormente transferidas para incubadoras de maior capacidade (200 litros), ou ainda para tanques e viveiros previamente fertilizados.

Sifonagens, em intervalos irregulares, foram feitas na água das incubadoras, com a finalidade de remover o material orgânico formado pelas películas dos ovos e larvas mortas. Para tal, na extremidade de cada mangueira, usada como sifão, foi colocada tela de 0,3 mm de malha, para evitar a passagem das larvas. A renovação das incubadoras é feita com água procedente de caixa de idêntica temperatura, a fim de evitar choque térmico e, conseqüentemente, mortalidade das larvas.

Larvas de tambaqui podem, com certo cuidado, ser mantidas em incubadoras até momentos antes de absorverem o saco vitelino, ou seja, com quatro dias e meio, quando então são transferidas para os viveiros ou tanques. Deve-se evitar demasiada densidade e providenciar adequado suprimento de oxigênio. Isto porque ovos, embriões e larvas necessitam muito deste gás para a respiração, o qual retiram da água por difusão, daí a concentração do oxigênio dissolvido não pode ser baixa, pois acarreta morte de ovos e larvas. O ideal é que fique entre 6 e 7 mg/litro.

Após a fecundação e hidratação dos ovos, o espaço perivitelino contém água, proteína e outras substâncias. Logo se formam os pólos animal, pela multiplicação celular, e vegetal, pela reserva nutritiva. Logo em seguida vem a fase de mórula, em que os ovos são muito sensíveis e se a pressão d'água na incubadora for forte, poderá haver perda de células (blastômeros), devido aos choques provocados pelo excesso de movimentação da água. A mórula caracteriza-se por um maciço de células bem diferenciadas, no polo germinativo. Após ela, vem a fase de blástula, em que os blastômeros são diminutos, quase não se podendo diferenciá-los, que se alongam no sentido do desenvolvimento do polo vegetal (ALBUQUERQUE et al., 1989/1994).

Na seqüência, formam-se o ectoderma, o mesoderma e o endoderma do futuro embrião. É a fase de gástrula, que se caracteriza pelo fechamento do blastóporo. No polo animal começam a se diferenciar a cabeça e a cauda do futuro embrião. O fechamento do blastóporo dá início a embriogênese. Logo surgem os miômeros, ficando mais nítidas a cabeça e a cauda.

2.9 Criação de larvas, pós-larvas e alevinos

As larvas nascidas nas incubadoras são nelas mantidas até passarem a pós-larvas e transferidas, mediante sifonagem com mangueira e balde de plástico para incubadora de 200 litros, a qual recebe até 100.000 larvas, por um período de até 5 dias. Aqui elas são alimentadas com gema de ovo cozida, ovo integral em água, passado no liquidificador até ficar bastante fino e lançado n'água. A quantidade é de um ovo para 100.000 pós-larva/dia. Rotíferos são também utilizados

Com cerca de 8 a 10 dias de vida, a pós-larva se alimenta de microcrustáceos (cladóceros, copépodos, daphnia e outros).

Nesta fase de pós-larva, atenta-se para o tamanho do alimento, a fim de evitar perdas. São tomados cuidados com predadores, tais como insetos (odonatas, quiromonídeos, hidrofídeos e outros) e por Ciclops e Diaptomus.

Ao atingirem 10 dias de vida, as pós-larvas são alimentadas com farelo de soja cozido, farinhas de carne, peixe ou sangue, finamente moídos.

Após 15 dias de nascidos, os pequenos alevinos recebem ração balanceada, finamente moída, fornecida em quantidade inicialmente mínima, sendo paulatinamente aumentada a medida em que os peixinhos crescem e se acostumam com o alimento artificial. Caso haja sobra da ração no tanque ou viveiro, diminui-se a quantidade ofertada. O arraçoamento deve ser feito, de preferência, em quatro refeições, pela manhã e tarde. Este alimento é transformado em uma pasta com a adição de água, sendo lançado nas margens do tanque ou viveiro. Se possível, o teor de proteína deve ser superior a 28%.

A fase de criação do tambaqui que vai da larva até o alevino com, aproximadamente, um mês de idade e 2,5 a 3,0 centímetros de comprimento total é dita de primeira alevinagem. A partir daí os peixinhos devem ser estocados a uma densidade máxima de 50.000 por hectare, para a segunda alevinagem.

Ao término da primeira alevinagem, pode-se observar diferenças no comprimento e peso dos alevinos, sendo conveniente selecioná-los, colocando-se os maiores em viveiro separado, para homogeneizar o cultivo.

Nos viveiros de segunda alevinagem, os peixinhos recebem ração balanceada, em peletes de pequeno diâmetro, fornecida na base de até 10% da biomassa/dia, em quatro refeições diárias. Para isto, os alevinos são pesados antes de estocados nos tanques ou viveiros.

A segunda alevinagem dura de 45 a 60 dias, e os tambaquis alcançam comprimento total acima dos 5,0 centímetros.

2.10 Calagem e adubação dos viveiros de alevinagem

Após ser esvaziado, limpo e exposto a ação dos raios solares por 5 a 7 dias, o viveiro destinado a alevinagem recebe calagem com CaO (chamado cal viva), na quantidade de 100gramas por metro quadrado, distribuída uniformemente sobre seu piso, somente nas áreas úmidas. A calagem, tem por finalidade a desinfecção dos viveiros de alevinagem, tendo em vista que o pH médio da água dos mesmos têm variado de 7,0 a 7,5, não sendo necessário fazer calagem para sua correção.

Terminada a calagem, coloca-se um pouco de água e providencia-se a adubação do viveiro. O adubo utilizado é o de bovino, procedente de um tanque de tratamento de 30 metros quadrados, coberto com palhas de coqueiros e umedecido com freqüência. Deste depósito, o adubo é transportado para as margens do viveiro, de onde é lançado, com auxílio de pás, na quantidade de 200 gramas por metro quadrado, de forma que fique distribuído uniformemente sobre todo o piso. A adubação inicial é feita quando o viveiro encontra-se com lâmina d'água de aproximadamente 15 centímetros, no local onde a cota de seu piso é máxima.

O adubo usado nos viveiros é mantido sempre coberto e umedecido para que haja seu enriquecimento por bactérias termófilas, que são alimentos naturais do zooplâncton, e permaneça com temperatura sempre inferior a 60 graus, evitando sua auto combustão, pois a temperatura do adubo sem este tratamento pode passar dos 70 graus centígrados.

2.11 Considerações sobre o mecanismo hormonal da maturação gonadal

A propagação dos peixes, natural ou induzida, é estimulada pelos hormônios sexuais. As ações são exercidas pelo hipotálamo, pela hipófise e pelos ovários ou testículos.

O organizador do processo reprodutivo é o hipotálamo, pois mantém a conexão entre o meio ambiente e o organismo do peixe. As informações são captadas pelos órgãos dos sentidos e traduzidas no

hipotálamo. Ele se localiza, nos peixes, abaixo do cérebro e secreta os seguintes hormônios de importância para a reprodução deles:

- FOLÍCULO-ESTIMULANTE (FH-RH ou FSH) - Este hormônio estimula e dirige a vitelogenese, atuando do hipotálamo para a hipófise; e

- LIBERADOR ou LUTEINIZANTE (LH-RH) - Atua do hipotálamo para a hipófise, sendo responsável pela liberação de gonadotropinas por esta última glândula. Este hormônio tem um inibidor, conhecido por LH-RHIF.

A hipófise produz, estoca e distribui os hormônios gonadotropos, conhecidos por GtH, os quais são dois: o primeiro com baixo conteúdo de carboidratos e elevado teor de proteínas, sendo regulado pelo FH-RH, e serve para dirigir a vitelogenese; o segundo é rico em carboidratos, sendo regulado pelo LH-RH, servindo para estimular e regular a maturação final dos óvulos e a ovulação.

O hipotálamo e a hipófise têm comunicação direta, através da haste pituitária, por onde circulam os hormônios. Estes vão da hipófise aos ovários e testículos através da corrente sanguínea, numa via dupla, pela qual estas gônadas transmitem informações sobre os seus estádios de desenvolvimento para o hipotálamo e este envia mensagens á hipófise.

Os ovários produzem os seguintes hormônios:

- ESTRADIOL 17 BETA (E-17 beta) - Este hormônio estimula e regula a produção da vitelogenina pelo fígado do peixe; e

- M I S (esteróide de indução de maturação) - Suas ações são desencadeadas com a entrada dos hormônios gonadotropos nos folículos. O MIS promove a maturação final ou pré-ovulação e a ovulação. Sua atuação ocorre durante oito horas ou pouco mais, dependendo da espécie de peixe. A hipofisação atua nesta fase da maturação gonadal. Não se sabe, atualmente, as dosagens necessárias, pois os folículos utilizam continuamente este hormônio, durante todo o processo da maturação final e ovulação. Por isto é que as injeções hormonais devem ser aplicadas na cavidade geral do corpo ou nos músculos do peixe, pois, assim, seus efeitos serão lentos e continuados.

3.0 CONCLUSÕES E SUGESTÕES

Em linhas gerais, as técnicas utilizadas no Centro de Pesquisas Ictiológicas "Rodolpho Von Ihering" (DIPIS/P), para produção de alevinos de tambaqui, seguem as recomendações da literatura moderna a

respeito do assunto, com pequenas modificações, ditadas por pesquisas e observações recentes, realizadas no próprio Centro.

Nos últimos 5 anos, o DIPIS/P produziu 39.046.430 alevinos da espécie, com média de 7.809.286/ano. Esta produção poderia, tendo em vista o número de viveiros disponíveis e a capacidade instalada das incubadoras, ser, pelo menos, duplicada, se houvesse mais disponibilidade de recursos financeiro e de pessoal técnico e de campo, todos muito escassos no Centro.

As instalações do laboratório de propagação artificial são modernas, existindo mesmo um fishcon, além de incubadoras e equipamentos para análise de água, coleta de hipófise, preparação de doses hormonais, microscopia e outros essenciais naquela atividade.

A equipe técnica do Centro está constituída por 3 Engenheiros Agrônomos, 2 Méd. Veterinários e 1 Engenheira de Pesca, sendo que 3 destes técnicos estão envolvidos nos trabalhos de produção de alevinos.

O DIPIS/P conta, também, com fábrica de ração, dotada de equipamentos para trituração, mistura e peletização de dietas. Deste modo, os alimentos utilizados no processo de produção de alevinos, desde a manutenção de reprodutores e reprodutrizas até o final da alevinagem, são, de uma maneira geral, produzidos na própria Instituição.

Os alevinos produzidos são utilizados em pesquisas, pelo DIPIS/P ou vendidos aos proprietários rurais e pisciculturas, para povoamento de reservatórios e estocagem em viveiros de engorda. O preço varia de R\$10,00 a 15,00/milheiro. Eles são transportados, geralmente, em sacos de plástico, insuflados com oxigênio.

4.0 SUMÁRIO

O presente relatório descreve as técnicas de produção de alevinos de tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, por nós acompanhadas, durante Estágio Curricular Supervisionado, realizado no Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolpho Von Ihering” (Pentecoste, Ceará, Brasil), no período de 21 de outubro a 20 de dezembro de 1996, num total de 224 horas, 28 dias úteis.

Durante o Estágio, acompanhamos as atividades desenvolvidas na produção de alevinos, tais como, seleção e manutenção de reprodutores e reprodutrices (preparação de viveiros, estocagem e arrazoamento dos peixes), seleção dos peixes para propagação artificial, coleta de hipófises, preparação e aplicação de doses hormonais, cálculo da hora/grau, extrusão de óvulos e sêmen, fertilização de óvulos, incubação de ovos, criação de larvas e pós-larvas e alevinagem.

5.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1 - FONTENELE, O. Método de hipofisação de peixes adotado pelo DNOCS. Fortaleza, DNOCS, 1981. 33p.
- 2 - KOVÁCS, G. Relatório das atividades técnicas desenvolvidas no período de julho/1987 a junho/1990, relativas ao Convênio DNOCS/AGROBER. Fortaleza, DNOCS, 1990. 20p.
- 3 - LOPES, J. P. ; FONTENELE, O. Produção de alevinos de tambaqui *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818, para peixamento de açudes e estocagem em viveiros, no Nordeste do Brasil. Fortaleza, DNOCS, 1982. 22p.
- 4 - LOVSHIN, L. L. Progress report on fisheries development in Nordestheast Brasil. Auburn, Alabama, International Center for Aquaculture Research and Development, 1975. 11p.
- 5 - LOVSHIN, L. L. SILVA A. B. da; FERNANDES J. A.; Preliminary pond culture test of pirapitinga (*Mylossoma bidens*) and tambaqui (*Colossoma bidens*) from Amazon river basin. In: SYMPOSIUM ON AQUICULTURE IN LATIN AMERICA. Montevideo, 1974.
- 6 - PINHEIRO, J. L. P. Tambaqui: produção intensiva de larvas no baixo São Francisco, Brasília, CODEVASF, 1988. 28P.
- 7 - SILVA, J. W. B. ; GURGEL, J. J. S. Situação do cultivo de *Colossoma* no âmbito do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS). In: Cultivo de *Colossoma*. Bogotá, SUDEPE/COLCIÊNCIAS/CIID, 1989. 229 - 58P.
- 8 - SILVA.A.B. da, CARNEIRO SOBRINHO, A., MELO, F. R. Contribuição ao estudo sobre o uso de hipófise de curimatã comum, *Prochilodus cearaensis* Steindachner, na produção artificial de tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 1 Recife, 1978. Anais ... Recife, 1978. p. 301 - 08.

- 9 - SILVA, J. W. B.; ALBUQUERQUE, M. O; KOVÁCS, G. Resultados de um policultivo de tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818; carpa espelho, *Cyprinus carpio*, L., 1758 var. *specularis*, e macho da tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* L., 1766, alimentados com milho, *Zea mays* L. **B. Técnico**. Fortaleza, **DNOCS**, v.45, n. ½, p.5 - 26, jan./dez., 1987.
- 10 - VON IHERING, R. ; AZEVEDO, P. de. A curimatã dos açudes nordestinos (*Prochilodus argenteus*). In: **DNOCS**. 2ª. coletânea de trabalhos técnicos. Fortaleza, 1981. p. 227 - 306.
- 11 - WOYNAROVICH, E. Tambaqui e piratinga: propagação artificial e criação de alevinos. Brasília, **CODEVASF**, 1986. 68p
- 12 - FONTENELE, O ; NEPOMUCENO, F.Hilton. Estação de Piscicultura ‘Valdemar C. de França’ , ex-posto de Piscicultura de Amanari (Maranguape, CE) . Fortaleza, **DNOCS**, 1982, 51p., il.
- 13 - HONDA, Elisabeth M. S. Contribuição ao conhecimento da biologia de peixes do Amazonas; II - Alimentação de tambaqui, *Colossoma bidens* (Spix). **Act. Amazônica**, 4 (2) : 47 - 53, 1974 (separata).
- 14 - SILVA, Amaury B. da; SOBRINHO A. C.; MELO F. R. Testes preliminares em viveiro com tambaqui, *Colossoma bidens* Observações preliminares em viveiro com pirapitinga, *Mylossoma bidens*. Recife, **SUDENE**, 1974. 10p.
- 15 - ALBUQUERQUE, M. O ; SILVA, J.W.B.E. ; KOVÁCS, G. Sobre o desenvolvimento do ovo e embrião do tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818. **Boletim técnico do DNOCS**, Fortaleza, 47-52: 79-100, 1989/1994.

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		Unid.	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
				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

DESOVA				DIA:		POVOAMENTO			
FFMFA No	HORA	QUANT. ÓVULOS (g)	QUANT. ÓVULOS Unid.	FECUNDAÇÃO		No. DE PÓS - LARVA	Total de Pós-larva		
				%	No. Ovos		Área Disponível(m ²)	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		0	0	Totais	0	

Sobrevivência média dos ovos fecundados:

BSLCM