



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

ACOMPANHAMENTO DA REPRODUÇÃO ARTIFICIAL EM
CATIVEIRO DE TAMBAQUI, *Colossoma macropomum*, NO
CENTRO DE PESQUISAS EM AQUICULTURA RODOLPHO
VON IHERING – DNOCS, em Pentecoste, Ceará

ALEXANDRE SILVA ARAÚJO

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 a obtenção do título de
Engenheiro de Pesca.

FORTALEZA - CEARÁ - BRASIL
FEVEREIRO/2006



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)

A687a Araújo, Alexandre Silva.

Acompanhamento da reprodução artificial em cativeiro de Tambaqui, *Colosoma macropmum*, no centro de pesquisas em aquicultura Rodolpho Von Ihering - DNOCS, em Pentecoste, Ceará / Alexandre Silva Araújo. – 2006.

23 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2006.

Orientação: Prof. Me. José Jarbas Studart Gurgel.

1. Engenharia de pesca. I. Título.

CDD

COMISSÃO EXAMINADORA:

Prof. JOSE JARBAS STUDART GURGEL, M.Sc
Orientador/Presidente

Prof. MOISÉS ALMEIDA DE OLIVEIRA, D.Sc
Membro

Engenheiro de Pesca HENRIQUE JOSÉ MASCORENHAS DOS SANTOS
COSTA, M.Sc
Membro

Orientador Técnico:
ANTONIO ROBERTO BARRETO MATOS, M.Sc
DNOCS

VISTO:

Prof. Moisés Almeida de Oliveira, D.Sc
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca

Profª. Artamizia Maria Nogueira Montezuma, M.Sc
Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca

A DEUS, fonte da vida e da esperança. Aos meus Pais (Edimelson Araújo e Maria da Consolação Araújo) e irmã (Priscila), em especial, a minha avó (Edina Araújo) pela ajuda constante e incentivo à minha formação acadêmica, apesar de todas as dificuldades.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao Prof^o. MSc José Jarbas Studart Gurgel, a quem tenho o maior orgulho e honra de ter tido como orientador.

Ao Prof^o. MSc Antonio Roberto Barreto Matos e Prof^o. MSc Carlos Reidel Porto Carreiro pela a orientação durante o estágio e pelo material bibliográfico cedido a mim que com certeza foram de fundamental importancia.

A todos os Professores do Curso de Engenharia de Pesca que me ajudaram, aumentar os meus conhecimentos na vida acadêmica e na minha formação como ser humano.

Aos amigos do DNOCS que tiveram importante participação no meu estagio e que sempre colaboraram para aumentar os meus conhecimentos na área da piscicultura.

Aos amigos Daniel Ricarte, Fernando Taniguchi, Raphael Venâncio, Valdeir Queiroz pelo apoio durante o período do estágio.

A todos os meus amigos e a todos os funcionários do curso de Engenharia de Pesca.

SUMARIO

	Página
1 – INTRODUÇÃO	1
2 – MATERIAL E METODO	3
2.1 – Manejo de reprodutores e reprodutrices	3
2.2 – Época de reprodução	3
2.3 – Características para escolha dos reprodutores	4
2.4 – Hipofiseação	6
2.5 – Cálculo da quantidade de hipófise a ser utilizada	7
2.6 – Extrusão e fertilização dos óvulos	10
2.7 – Incubação	12
2.8 – Preparação dos viveiros para estocagem das pós-larvas	13
2.8.1 – Calagem	13
2.8.2 – Adubação	14
3 – CONSIDERAÇÕES FINAIS	16
4 – REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	17

LISTA DE FIGURAS

		página
FIGURA 1	Escolha dos reprodutores	4
FIGURA 2	Transporte dos reprodutores	4
FIGURA 3	Estado de maturação do ovócitos	5
FIGURA 4	Sondagem ovariana	6
FIGURA 5	Marcação dos indivíduos	6
FIGURA 6	Hipófise de doadores usada na hipofiseção	7
FIGURA 7	Pesagem dos reprodutores	7
FIGURA 8	Maceração da hipófise	8
FIGURA 9	Aplicação das dose de hipófise	9
FIGURA 10	Suturação com ponto cruzado	9
FIGURA 11	Cortando a sutura	11
FIGURA 12	Coleta dos óvulos	11
FIGURA 13	Coleta de sêmen	11
FIGURA 14	Fertilização dos óvulos obtidos na extrusão	12
FIGURA 15	Sifonagem das pós-larvas eclodidas	13
FIGURA 16	Calagem do viveiro	14

LISTA DE TABELA

		página
TABELA 1	Tempo de eclosão dos ovos de tambaqui em função da temperatura da água	13

1 – INTRODUÇÃO

Characiformes são o grupo dominante de peixes de água doce da América do Sul, São espécies tropicais, de desova total, que realizam movimento migratório reprodutivo, atingem a primeira maturação sexual entre 3 e 5 anos de idade e apresentam uma alta prolificidade.

No Brasil, existem 1.300 espécies distribuídas em 16 famílias. Das espécies brasileiras com potencial para a aquicultura, destacam-se as pertencentes à subfamília Myleinae, onde se encontra o tambaqui, *Colossoma macropomum*.

O tambaqui pode atingir mais de 1m de comprimento total e 30kg, embora nenhum exemplar deste tamanho tenha sido preservado em museu. Os maiores indivíduos que foram vistos por cientistas são dos rios Mamoré e Beni na bacia de drenagem do alto rio Madeira (Lima, Goulding, 1998). O professor Jarbas Gurgel (informação pessoal) afirma ter visto em Manaus, AM, no freezer de um restaurante, um exemplar com mais de 50kg. É o segundo maior peixe de escama na América Latina, perdendo somente para o pirarucu (*Arapaima gigas*) o excede em peso e comprimento. Só sendo encontrado em estado silvestre nas bacias do Solimões/Amazonas e Orinoco. Em termos geográficos, a espécie habita o Brasil, Venezuela, Colômbia, Peru e Bolívia.

De uma forma geral, a área da vida do tambaqui é caracterizada por águas ricas em nutrientes com temperaturas médias entre 25 e 34 °C e abundância de alagáveis.

A partir de estudos científicos realizados e com o total controle das técnicas de reprodução e da biologia, o tambaqui até o momento, é a principal espécie amazônica cultivada no Brasil. Alguns fatores que levaram a popularização do tambaqui foram o controle das técnicas de reprodução induzida, devido ser um peixe reofílico, ou seja, peixes de piracema ele não reproduz naturalmente em cativeiro, o crescimento rápido (podendo atingir entre 1 e 1,5kg no primeiro ano de cultivo), o habito alimentar diversificado, a rusticidade sob condições de cultivo, a facilidade de captura, a esportividade e a carne de boa qualidade.

Os primeiro reprodutores e reprodutrices de tambaqui, que foram trazidos para o Nordeste, são descendentes dos 74 alevinos, que o DNOCS trouxe de Iquito, Peru.

Os planteis em atividade no DONCS hoje, foram trazidos da região Norte, a pelo menos 5 anos.

A única seleção feita é a fenotípica, sendo escolhido para reprodução peixes sem deformações corporais, saudáveis e que apresentam bom desenvolvimento somático.

Talvez em decorrência de consangüinidade, alguns técnicos se queixam de irregularidades na maturação gonadal e resposta à indução da desova.

Essa espécie foi trazida para a região Nordeste com intuito de aumentar a diversidade e o porte dessa região.

2 – MATERIAL E METODO

O estagio foi realizado no Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering que está localizada no município de Pentecoste, estado do Ceará, a cerca de 85km da cidade de Fortaleza. e teve o intuito de acompanhar a reprodução artificial em cativeiro do tambaqui (*Colossoma macropomum*).

2.1 – Manejo de reprodutores e reprodutrices

Os reprodutores e reprodutrices de tambaqui são mantidos em viveiro escavados em terreno natural, com uma área de 2,500m². A profundidade média gira em torno de 1,00m A maioria com caixa de coleta.

A densidade de estocagem de reprodutores e reprodutrices são de 200g/m². Não há renovação de água nos viveiros, a não ser que haja problema em sua qualidade, tal como a depleção na taxa de oxigênio dissolvido. Apenas são completadas as perdas por evaporação e infiltração.

O reprodutores e reprodutrices recebem, como alimento artificial, rações comerciais , sendo a mesma fornecida na base de 1% da biomassa dos peixes duas vezes por dia. O teor protéico das dietas é geralmente de 32%.

2.2 – Época de reprodução

Dependendo da região o tambaqui pode começa a reproduzir a partir do 3 a 5 anos de vida. Essa reprodução ocorre geralmente entre os meses de outubro a março, sendo observado uma maior concentração das desovas no período de novembro a fevereiro devido ser a época de chuva na região Norte. No caso do tambaqui na Região Nordeste, é possível a realização de duas induções à desova no ano com a mesma fêmea. (RAMOS et al,1998; citado por KUBITZA 2004).

2.3 – Características pra escolha dos reprodutores

As fêmeas devem apresentar as seguintes características para serem selecionadas:

- Apresentar abdômen volumoso e macio ao toque;
- Papila genital avermelhada e intumescida.

Já nos machos faz-se uma leve pressão, praticada com os dedos polegar e indicador da mão, na região próxima a abertura genital e no sentido desta, a fim de ser verificada a existência de esperma nos testículos. Quando maduros, o líquido espermático expelido é bastante fluido.

Essas observações são efetuadas logo após ter sido dado o arrasto no viveiro, momento que os indivíduos estão sendo capturados, ficando assim mais fácil a sua manipulação e visualização para escolha dos melhores exemplares.



Figura 1: Escolha dos reprodutores



Figura 2: Transporte dos reprodutores

Após a escolha dos melhores indivíduos no viveiro, esses são levados de maneira adequada (Figura 2), em caixas de transporte, para tanques de manuseio onde passaram por uma seleção definitiva através de sondagem ovariana, este método consiste em introduzir uma sonda pelo oviduto e extrair uma amostra de óvulos para serem analisadas (Figura 4). É um indicador do estado de maturidade com relação à posição do núcleo do ovócito.

A amostra obtida é colocada em solução de Serra (60% de álcool, 30% de formol e 10% de ácido acético glacial) por um tempo de 2 minutos. A solução de Serra permite uma melhor visualização da estrutura do ovócito.

No desenho representativo da Figura 3 observa-se a forma de como a posição do núcleo nos ovócitos pode ser visto na lupa. Este método apresenta desvantagens como provocar traumatismo e gerar hemorragias internas que pode acelerar o processo de reabsorção.

Em seguida é feito a marcação para controle e tirado o peso de cada indivíduo (Figura 5).



Figura 3: Estado de maturação do ovócitos



Figura 4: Sondagem ovariana



Figura 5: Marcação dos indivíduos

2.4 – Hipofiseção

Trata-se de um processo no qual é injetado hormônio para promover a maturação final dos óvulos (ovulação). O estimulante mais usado é o extrato da glândula pituitária (hipófise). Este extrato contém gonadotropinas, que são os hormônios necessários para estimular as gônadas. A carpa (*Cyprinus carpio*) e curimatás (*Prochilodus spp.*) são os principais doadores de glândulas. Mas um número de outras espécies também pode ser utilizado.

Hormônios sintéticos, puros ou misturados com extratos de pituitária, também foram utilizados com sucesso para induzir a desova de peixes. Na figura 6 pode-se observar, no detalhe, hipófise de doadores, para extração de hormônio estimulante de desova artificial.



Figura 6: Hipófise de doadores usada na hipofisação

2.5 – Cálculo da quantidade de hipófise a ser utilizada

A quantidade de hormônio que cada indivíduo deveria receber, era calculada de acordo com o peso dos reprodutores, os quais eram pesados em balança de precisão, conforme Figura 7.



Figura 7: Pesagem dos reprodutores

Para provocar a ovulação induzida aplicando-se solução de soro fisiológico e hipófise importada de carpa (*Cyprinus carpio*) dessecada em acetona pura, pesadas e isentas de umidade.

As fêmeas receberam duas doses de hormônio hipofisário e os machos apenas uma.

Fêmeas:

1ª dose: 0,5mg de hipófise/kg de peixe e 0,5ml de soro/kg de peixe.

2ª dose: 4,5mg de hipófise/kg de peixe e 0,5ml de soro/kg de peixe.

O intervalo das doses pode variar de 8 a 12 horas.

Na preparação das dosagens maceraram-se as hipófises em um almofariz com ajuda de pistilo (isento de umidade) e adicionaram-se algumas gotas de glicerina para facilitar a maceração (Figura 8). Em seguida, adicionou-se soro fisiológico.



Figura 8: Maceração da hipófise

As doses foram aplicadas na base da nadadeira peitoral, assim, há melhor aproveitamento do hormônio e evita-se o refluxo dele, bem como a obstrução da agulha (Figura 9).



Figura 9: Aplicação das dose de hipófise

Na aplicação da segunda dose faz-se sutura com pontos cruzados (Figura 10), a fim de evitar a liberação dos óvulos e sua conseqüente perda. Nas Figuras 11 a 14 observa-se, em detalhes, o corte do ponto para realização da extrusão, coleta de sêmen e fertilização dos óvulos.



Figura 10: Suturação com ponto cruzado

Os machos recebem dose única, na proporção de 2,5mg/kg de peixe e 0,5ml de soro/kg de peixe, logo após aplicação da 2ª dose e sutura das fêmeas.

Após a aplicação da dose decisiva nas fêmeas a leitura da temperatura da água foi feita em intervalos de uma hora e registrada em fichas, a fim de se calcular de se calcular o tempo de ovulação (hora-grau). No tambaqui ocorre



entre 240 e 270 horas/grau com temperatura média da água em torno dos 27°C.

2.6 – Extrusão e fertilização dos óvulos

Extrusão é uma técnica que consiste na coleta de óvulos e sêmen diretamente de ovários e testículos, mediante pressões exercidas na região ventral dos peixes, na direção do orifício genital. Com uma leve pressão faz fluir óvulos e líquido espermático. Pode-se também utilizado sêmen e óvulos congelados.

É necessário que todos os materiais usados (bacia, toalhas, colher, etc...) estejam limpos e prontos antes da programação da desova, evitando-se, assim, problemas na hora da operação. O corpo dos reprodutores deve estar pouco úmido (não totalmente seco) para que não pingue água no recipiente de recepção dos óvulos, para que isso não aconteça os reprodutores são ligeiramente enxugados com toalhas de pano ou papel. Não deve existir nenhuma gota de água na bacia coletora dos óvulos, pois isto causaria hidratação dos mesmos, tornando a fecundação inviável.

Observada à hora-grau, as fêmeas foram capturadas e colocadas em uma mesa recoberta com espuma e seguras com auxílio de toalhas. Abriu-se a sutura e, com pressões abdominais, os óvulos fluíram facilmente e foram coletados em bacias plásticas. Fez-se a pesagem dos óvulos para calcular o seu número, dependendo da condição da fêmea, foi registrado no estagio fêmeas que desovaram entre 50 a 70g de óvulos liberados por quilo de fêmeas, ou seja, entre 50 a 70 mil óvulos por quilo de fêmea. Em seguida, capturou-se os machos, os quais, sob leve pressão do abdômen, fluíram esperma, que foi coletado diretamente sobre os óvulos. Com auxílio de uma colher plástica misturou-se os óvulos com o esperma a seco, até que a mistura tornou-se homogênea. Imediatamente acrescenta-se água, os óvulos devem ser gentilmente revolvidos, permanecendo com os espermatozoides por cerca de 3 minutos nessa solução para assegurar uma boa fecundação. De maneira geral, a taxa de fertilização gira entre 60 e 95% (KUBITZA, 2004).



Figura 11: Cortando a sutura



Figura 12: Coleta dos óvulos



Figura 13: Coleta de sêmen



Figura 14: Fertilização dos óvulos obtidos na extrusão

2.7 – Incubação

Os ovos foram incubados em incubadoras de fibra de vidro com capacidade de 60 e 200 litros. Com renovação de água constante e fluxo controlado. A quantidade de ovos em cada incubadora variava em 50 a 250g de ovos para as incubadoras de 60 L e 350 a 500g de ovos para as incubadoras de 200 L. Durante a incubação dos ovos o fornecimento da água foi ininterrupto e em quantidade suficiente, de modo que os ovos fossem mantidos em movimento até metade da incubadora.

O tempo necessário para início da eclosão dos ovos varia com a temperatura da água, conforme a tabela1 (KUBITZA, 2004). As larvas foram mantidas nas incubadoras até a absorção do saco vitelino. A taxa de eclosão varia de 60% a 95%, mas a média de eclosão é de 70%.

Com auxílio de sifão, as pós-larvas foram retiradas das incubadoras para baldes plásticos com filtro de tela e transferidos para viveiros (Figura 15). A transferência é geralmente realizada no período da manhã, pois a temperatura e o pH da água nestes horários geralmente estão dentro de limites mais adequados para as pós-larvas recém transferidas. A densidade de estocagem varia de 75 a 200 pós-larvas/m² ficando em média em torno de 100 pós-larvas/m².

Tabela 1: Tempo de eclosão dos ovos de tambaqui em função da temperatura da água

Temperatura	Tempo para eclosão
22 °C*	42 horas
24 °C	28 horas
26 – 27 °C	18 – 22 horas
28 – 29 °C	13 – 16 horas
31 °C*	10 – 11 horas
* abaixo de 22 °C e acima de 32 °C o sucesso da incubação geralmente é comprometida	



Figura 15: Sifonagem das pós-larvas eclodidas

2.8 – Preparação dos viveiros para a estocagem das pós-larvas

Durante o preparo dos viveiros, é importante eliminar o maior número possível dos potenciais predadores de pós-larvas, dentre os quais as ninfas de libélulas (Odonata), os remadores (Notonecta), as baratas d'águas, e os alevinos e peixes invasores que ficam no viveiro (KUBITZA, 2003). Estes predadores podem ser eliminados com aplicação de cal .

2.8.1 – Calagem

A calagem além de servir para controlar a infestações dos predadores, serve também para corrigir águas com pH baixo, melhora a disponibilidade de nutrientes para o fitoplâncton, ajuda a manter o pH da água mais estável e fornece cálcio para o desenvolvimento normal do zooplâncton.

Geralmente são aplicados entre 50 – 100 g/m² de cal. A cal deve ser bem espalhada no fundo e nas laterais do viveiro quando este está seco, caso o viveiro não drene completamente, e ainda existam poças na hora da calagem é recomendada uma maior aplicação de cal nesses locais (Figura 16).



Figura 16: Calagem do viveiro

O enchimento do viveiro deve ter início no máximo 2 a 3 dias antes da estocagem das pós-larvas. Viveiros preparados e enchidos com muita antecedência podem estar repletos de insetos predadores e se tornar excessivamente infestados com girinos no momento da estocagem das pós-larvas. Os girinos competem com as pós-larvas pelo alimento (KUBITZA, 2003).

2.8.2 – Adubação

A adubação tem como finalidade estimular o crescimento plâncton no viveiro. Pode-se usar esterco de galinha (50 – 100g/m²) ou de gado (100 – 300g/m²) ou adubos químicos como superfosfato triplo, aplicando por todo o viveiro, com o fundo do mesmo já coberto por uma lamina d'água.

Aplicação excessiva de adubos pode causar segundo KUBITZA:

- Uma redução nos níveis de oxigênio dissolvido da água, grande mortalidade pode ocorrer quando valores de oxigênio dissolvido abaixo de 2mg/L são registrados, principalmente na primeira semana de larvicultura. Pós-larvas e alevinos expostos a baixos níveis de oxigênio apresentam atraso no crescimento, ficam mais susceptíveis as doenças e a predação.
- Uma excessiva produção de fitoplâncton provoca variação drástica no pH e no oxigênio dissolvido na água e, conseqüentemente, grande mortalidade de pós-larvas e alevinos.
- Grande produção de copépodos e cladóceros adultos, numa fase em que as pós-larvas estão se alimentando de protozoários, rotíferos ou náuplios de copépodos. Este excesso de zooplâncton leva a redução do oxigênio dissolvido na água. Copépodos, como os ciclopes, são predadores vorazes e podem dizimar grande parte do estoque de pós-larvas em tempo reduzido.
- Grande proliferação de bactérias, fungos e parasitas, aumentando a incidência de doenças e a mortalidade de pós-larvas e alevinos.

As larvas de tambaqui com uma semana de idade atingem taxas de crescimento de 40% /dia quando alimentadas com zooplâncton em águas de 27 – 28 °C.

3 – CONSIDERAÇÕES FINAIS

O tambaqui é um peixe muito apreciado em algumas regiões principalmente na região Norte do Brasil, tanto pela carne saborosa como também por pescadores profissionais, mas com a pesca predatória esse animal vem diminuindo na natureza e ficando cada vez mais raro.

Um dos métodos que pode ser usado para o aumento da oferta de alevinos é através da reprodução artificial, cuja tecnologia já esta dominada e bem aplicada por instituições públicas e empresas privadas.

Com uma maior disponibilidade de alevinos produzidos, é possível fomentar o povoamento e repovoamento de rios, lagos e açudes, garantindo-se assim a perpetuação da espécie, que se vê ameaçada pela ação predatória do homem.

Se houver uma maior divulgação sobre o tambaqui em outras regiões, poderia haver um aumento das capturas e do cultivo e provocar o desenvolvimento da aqüicultura.

O estágio contribuiu para melhorar o meu conhecimento tanto como pessoa, como profissional, pois na faculdade tive o prazer de conhecer a teoria e no estágio pude observar a prática além de ter conhecido pessoas que trabalham na área.

4 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

VIEIRA, M. J. A. F. **Reprodução de peixes.** Pentecoste, CE: Departamento Nacional de Obras Contrás as Secas, 2002. 23p. Apostila do curso teórico e prático sobre aqüicultura continental

LIMA, C. A.; GOULDING, M. **Os frutos do tambaqui. Ecologia, conservação e cultivo na natureza,** Sociedade Civil Mamirauá MCT-CNPq, 1998.

KUBITZA, F. **Coletânea de informações aplicadas ao cultivo do tambaqui, do pacu e de outros peixes redondos.** Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, n.82, Março/Abril. 2004.

KUBITZA, F. **Larvicultura de peixes nativos.** Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, n.77, Maio/Junho. 2003.