



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA
CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA**

MARCOS RODRIGO GAIA CORRÊA

**PROCESSO REPRODUTIVO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DE TAMBAQUI
(*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) EM CONDIÇÕES DE CATIVEIRO**

**FORTALEZA
2010**

MARCOS RODRIGO GAIA CORRÊA

**PROCESSO REPRODUTIVO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DE TAMBAQUI
(*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) EM CONDIÇÕES DE CATIVEIRO**

**Trabalho Supervisionado
(Modalidade A) Monografia
submetida ao Departamento do Curso
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.**

Área de concentração: Aquicultura.

**Orientadora: Prof.^a Dr.^a Elenise
Gonçalves de Oliveira.**

**FORTALEZA
2010**

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)

C844p Corrêa, Marcos Rodrigo Gaia.
Processo reprodutivo e desenvolvimento larval de tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818)
em condições de cativeiro / Marcos Rodrigo Gaia Corrêa. – 2010.
37 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências
Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2010.
Orientação: Profa. Dra. Elenise Gonçalves de Oliveira.

1. Reprodução. 2. Amazônia. 3. Tambaqui. I. Título.

CDD 639.2

MARCOS RODRIGO GAIA CORRÊA



**PROCESSO REPRODUTIVO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DE TAMBAQUI
(*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) EM CONDIÇÕES DE CATIVEIRO**

Monografia submetida ao Departamento do curso de graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceara, como requisito parcial para a obtenção do título de Engenheiro de Pesca.

Aprovada em: 01 / 12 / 2010

BANCA EXAMINADORA:

**Profª. Elenise Gonçalves de Oliveira, D.Sc.
Orientador/Presidente**

**Prof. Moisés Almeida de Oliveira, D.Sc.
Membro**

**José Agenor Soares Galvão, Biólogo
Membro**

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho a minha mãe Maria de Nazaré Gaia Corrêa e ao meu pai Oscar Monteiro Corrêa que através das bênçãos de Deus trouxeram-me ao mundo e, alicerçados em princípios cristãos com seus ensinamentos e bons exemplos me deram condições e solidez para que eu me tornasse forte na busca de grandes realizações;

A todos os meus irmãos Mara Regiane Gaia Corrêa, Marcio Roberto Gaia Corrêa, Marciane Renata Gaia Corrêa, Marlon Rui Gaia Corrêa e em especial ao meu único irmão mais novo Mauro Renê Gaia Corrêa que pude acompanhar a fase inicial de sua criação. Portanto, através da convivência, experiência, conselhos e muitas situações engraçadas de convivência com todos, aprendi coisas importantes que me ajudaram a crescer como cidadão e pessoa;

A minha amada noiva Fernanda Oliveira Santos que esteve sempre ao meu lado nos anos de faculdade e que vai estar por toda a minha vida, sendo de grande apoio e auxílio na superação de vários desafios na saúde e vida acadêmica;

A dona Walquíria Silva Oliveira pelo apoio, incentivo e acolhimento como um filho em todo o período de faculdade.

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar agradeço a Deus pelo dom da vida e pela oportunidade de buscar e absorver o conhecimento científico e com o comprometimento de transmitir para aquelas pessoas que mais necessitam;

Aos meus pais Maria de Nazaré Gaia Corrêa e Oscar Monteiro Corrêa que me proporcionaram condições, suporte e incentivo à conclusão da graduação e ao aprimoramento da minha formação profissional;

Aos meus irmãos e todos os familiares como tias e primos que direto ou indiretamente deram-me apoio para realização desta etapa na minha vida;

A Fernanda Oliveira Santos, minha noiva, pelo apoio e ajuda na coletas dos dados e produção do trabalho e sua irmã Rute Oliveira Santos e sua mãe dona Walquíria Silva Oliveira pelo apoio e incentivo no período de produção deste documento;

A professora Elenise Gonçalves de Oliveira, minha orientadora, pela orientação e paciência nas interpretações e estruturação desse estudo;

A todos os que fazem parte do Centro de Pesquisas em Aquicultura "Rodolpho Von Ihering", do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS) e em especial ao José Agenor Soares Galvão pelo auxílio na produção e coleta de dados deste experimento;

Aos professores pela dedicação e capacidade de transmitir os conhecimentos por esta instituição;

Aos funcionários do departamento de Engenharia de Pesca pela contribuição em auxiliar nas documentações e informações referente ao curso;

Aos colegas e amigos pelo período de convivência de faculdade servindo de grande aprendizado nas trocas de conhecimento e descontração e, em especial ao colega e amigo Juarez Coelho Barroso que sempre, quando solicitado, me ajudou nas dúvidas de disciplina e favores com relação às atividades acadêmicas;

A Esta Instituição pela capacidade e compromisso em formar profissionais capacitados, garantindo segurança na vida profissional.

Tocando em Frente

Almir Sater e Renato Texeira

Ando devagar
Porque já tive pressa
Levo esse sorriso
Porque já chorei demais
Hoje me sinto mais forte,
Mais feliz, quem sabe,
Só levo a certeza
De que muito pouco sei,
Ou nada sei
Conhecer as manhas
E as manhãs
O sabor das massas
E das maçãs
É preciso amor
Pra poder pulsar
É preciso paz pra poder sorrir
É preciso a chuva para florir
Penso que cumprir a vida
Seja simplesmente
Compreender a marcha
E ir tocando em frente

Como um velho boiadeiro
Levando a boiada
Eu vou tocando os dias
Pela longa estrada, eu vou
Estrada eu sou
Conhecer as manhas
E as manhãs
O sabor das massas
E das maçãs
É preciso amor
Pra poder pulsar
É preciso paz pra poder sorrir
É preciso a chuva para florir
Todo mundo ama um dia,
Todo mundo chora
Um dia a gente chega
E no outro vai embora
Cada um de nos compõe a sua historia
Cada ser em si
Carrega o dom de ser capaz
De ser feliz

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1.	Procedimento de Arrasto nos viveiros estocados com reprodutores de tambaqui.....	17
FIGURA 2.	Exame visual em fêmea de tambaqui. Observar o detalhe da papila urogenital.....	17
FIGURA 3.	Exame visual em macho de tambaqui. Observar o detalhe da papila urogenital.....	17
FIGURA 4.	Processo de sondagem ovariana feita em fêmeas de Tambaqui.....	18
FIGURA 5.	Oócitos de tambaqui em placa de Petri para visualização do núcleo	18
FIGURA 6.	Visualização da posição do núcleo de oócitos de tambaqui.....	18
FIGURA 7.	Hipófises de carpas a serem utilizadas no processo de indução à reprodução de tambaqui.....	19
FIGURA 8.	Maceração de hipófises em cadinho de porcelana.....	20
FIGURA 9.	Diluição das hipófises.....	20
FIGURA 10.	Seringa contendo extrato de hipófise pronto para ser administrado nos peixes.....	21
FIGURA 11.	Peixe sendo capturado no tanque para e contido em bolsa, para receber o extrato bruto de hipófise.....	21
FIGURA 12.	Extrato bruto de hipófise sendo injetado na base da nadadeira peitoral de tambaqui.....	21
FIGURA 13.	Sutura feita na papila urogenital de fêmea de tambaqui.....	21
FIGURA 14.	Fêmea de tambaqui pronta para o procedimento de extrusão.....	22
FIGURA 15.	Procedimento de extrusão de óvulos em fêmea de tambaqui.....	22
FIGURA 16.	Coleta do sêmen para fertilização de óvulos de tambaqui.....	23
FIGURA 17.	Fertilização dos óvulos de tambaqui.....	23
FIGURA 18.	Transferência de ovos de tambaqui para incubadoras de 60 L.....	23
FIGURA 19.	Transferência de larvas para incubadoras de 200 L.....	23
FIGURA 20.	Verificação dos parâmetros limnológicos em incubadoras com desova de tambaqui.....	24
FIGURA 21.	Ovo de tambaqui em processo de incubação.....	25
FIGURA 22.	Larva de tambaqui em processo final de absorção do saco vitelínico, ocasião em que foi transferida pra os viveiros de alevinagem.....	25
FIGURA 23.	Viveiros já preparados para receber as pós-larvas de tambaqui.....	25
FIGURA 24.	Viveiros já preparados para receber as pós-larvas.....	25
FIGURA 25.	Copépodos em ação predatória sobre larvas tambaqui.....	31
FIGURA 26.	Cladóceros em ação predatória sobre larvas tambaqui.....	31
FIGURA 27.	Desenvolvimento embrionário e larval da prole proveniente da fêmea de tambaqui de número 1777 (A a L - ovos coletados de hora em hora, a partir de 2 até 13 horas após início do processo de incubação; M - larva momento após a eclosão; N e O - larva em processo de absorção do saco vitelínico; P - larva em processo final de absorção do saco vitelínico)	34

FIGURA 28. Desenvolvimento embrionário e larval da prole proveniente da fêmea de tambaqui de número 1782 (A a M - ovos coletados de hora em hora, a partir de 2 até 13 horas após início do processo de incubação; N - larva momento após a eclosão; O - larva em processo de absorção do saco vitelínico; P - pós-larvas que surgiu 72 horas após a eclosão das larvas)

LISTA DE TABELAS

TABELA 1.	Protocolo utilizado para administração do extrato de hipófise em fêmeas e machos de tambaqui.....	20
TABELA 2.	Variáveis limnológicas e horas-grau determinadas em tanque estocado com reprodutores de tambaqui, durante o processo de indução hormonal.....	28
TABELA 3.	Variáveis limnológicas em incubadoras e horas-grau para o processo de desenvolvimento embrionário e larval da prole de duas fêmeas de tambaqui.....	29
TABELA 4.	Variáveis indicativas do desempenho reprodutivo das fêmeas de tambaqui e da prole.....	30
TABELA 5.	Índice pluviométrico registrado em Pentecoste - CE nos anos de 2009 e 2010.....	32
TABELA 6.	Temperatura média da água nas incubadoras e tempo de duração (horas e horas-grau) de cada fase de desenvolvimento da prole de duas fêmeas de tambaqui.....	33
TABELA 7.	Desenvolvimento morfométrico de ovos, larvas e pós-larva de tambaqui (<i>C. macropomum</i>).....	35

RESUMO

O tambaqui, *Colosoma macropomum*, é um dos peixes mais importantes da piscicultura brasileira. Por ser um peixe reofilico, não desova naturalmente em cativeiro, exigindo que a ovulação seja induzida artificialmente. Diante disso, com o presente trabalho o objetivo foi avaliar o processo reprodutivo e o desenvolvimento larval de tambaqui em condições de cativeiro. O estudo foi conduzido no Centro de Pesquisas em Aquicultura Rodolpho von Ihering, do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), em Pentecoste-CE. No mês de julho foi avaliado o desempenho reprodutivo e da prole de duas fêmeas com peso médio de 10 kg (fêmea 1777) e 9,8 kg (fêmea 1782) e quatro machos com peso variando entre (6,3 a 5,1 kg). As fêmeas foram submetidas ao processo de sondagem ovariana e no procedimento de indução à reprodução foi utilizado extrato bruto de hipófise de peixes na concentração de 5,5 mg de hipófise kg de peso vivo⁻¹ nas fêmeas, parcela em duas aplicações (10% na primeira e 90% na segunda), e 2,0 mg de hipófise kg de peso vivo⁻¹ nos machos em dose única. Conforme dados obtidos a fêmea 1777 apresentou maior percentual de oócitos com núcleo na posição central (70,5%) que a fêmea 1782 (43,2%). Em temperatura média de 28,26°C e uma média de 282,1 horas-grau ocorreu a ovulação e o processo de extrusão dos óvulos. Para as fêmeas 1777 e 1782 foi obtido, respectivamente: 462g e 400g de peso dos óvulos; taxa de fecundação de 64,63 e 60,45%; período de incubação dos ovos de 13 horas em temperatura média de 28,19 °C para ambas; duração do período larval de 72 horas em temperaturas médias de 27,73 °C para ambas; taxa de eclosão de 9,84 e 7,31% e um número total de 60.000 e 40.000 pós-larvas. A fêmea que apresentou 70% dos seus oócitos com núcleo na posição centralizada obteve melhor desempenho reprodutivo que aquela com apenas com 40%, mas o desempenho reprodutivo de ambos foi abaixo do esperado, vindo esse aspecto a influenciar o desenvolvimento da prole. Fatores ambientais e mesmo de manejo durante o processo de preparo dos reprodutores podem ter contribuído para que no período de janeiro a julho de 2010, não fosse encontrado fêmeas e machos de tambaqui em condições de desenvolvimento gonadal pleno.

Palavras-Chave: Reprodução. Amazônia. Tambaqui.

ABSTRACT

The tambaqui, *Colosoma macropomum*, is one of the most important farmed fish in Brazil. Being a rheophilic fish, not spawn naturally in captivity, requiring that ovulation be induced artificially. Given this, with the present work the objective was to assess the reproductive and larval development of tambaqui in captive conditions. The study was conducted at the Research Center for Aquaculture Rodolpho von Ihering, of the National Department of Works Against Drought (DNOCS) on Pentecost / CE. In July we evaluated the reproductive performance and offspring of two females with average weight of 10 kg (female 1777) and 9.8 kg (female 1782) and four males weighing between 6.3 and 5.1 kg. Females were subjected to the process of ovarian drilling and in the induced breeding procedure was used for breeding pituitary extract of fish at a concentration of 5.5 mg of pituitary extract x kg body weight⁻¹ in females, in two applications distributed on 10 and 90 %, and 2.0 mg of pituitary extract x kg bw⁻¹ in males in a single dose. According to data obtained the female number 1777 had higher percentage of oocytes with nuclei in the central position (70.5%) than the female number 1782 (43.2%). In an average temperature of 28.26 ° C and an average of 282.1 hours-degree ovulation has occurred and the process of extrusion of eggs. For the females 1777 and 1782 were obtained, respectively: 462g and 400g weight of the eggs; fertilization rate of 64.63 and 60.45%, egg incubation period of 13 hours in an average temperature of 28.19 ° C for both; larval period of 72 hours at an average temperature of 27.73 ° C for both, the hatching rate of 9.84 and 7.31% and a total of 60,000 and 40,000 post-larval individuals. The tambaqui female showed that 70% of their oocytes with nuclei at center position had better reproductive performance than that with only 40%, but the reproductive performance of both was lower than expected, coming this aspect influencing the development of offspring. Environmental factors and the management during the preparation process of breeding may have contributed to the period from January to July of 2010, was not found females and males of tambaqui in terms of full gonadal development.

Keywords: Reproduction. Amazon. Tambaqui

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	13
2	MATERIAL E MÉTODOS.....	15
2.1	Período e local de realização do estudo.....	15
2.2	Captura e seleção dos reprodutores.....	16
2.3	Procedimento de indução à reprodução.....	18
2.4	Procedimento de extrusão.....	21
2.5	Monitoramento limnológico.....	23
2.6	Monitoramento dos estágios embrionários.....	23
2.7	Variáveis avaliadas.....	24
3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	26
3.1	Variáveis limnológicas e horas-grau.....	26
3.2	Desempenho reprodutivo das fêmeas e desenvolvimento da prole.....	28
4	CONCLUSÕES.....	35
	REFERÊNCIAS.....	36

PROCESSO REPRODUTIVO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DE TAMBAQUI (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) EM CONDIÇÕES DE CATIVEIRO

MARCOS RODRIGO GAIA CORRÊA

1. INTRODUÇÃO

O tambaqui (*Colossoma macropomum*) é natural dos rios Amazonas, Orinoco e seus afluentes (VAL; HONCZARYK, 1995), podendo ser encontrado no Brasil e em parte da Venezuela, Colômbia, Equador, Peru e Bolívia (FONTENELE, 1981). Esse peixe é reconhecido como o segundo maior peixe de escama da bacia amazônica (depois do pirarucu, *Arapaima gigas*), podendo atingir cerca de 1,0 m de comprimento e pesar 30 kg (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005). Apresenta hábito alimentar considerado onívoro, fazendo parte de sua dieta natural frutos, sementes, insetos, caramujos e, mais raro, outros peixes (VAL; HONCZARYCK, 1995). Em cativeiro aceita bem ração, grãos e subprodutos agro-industriais e apresenta bom desempenho de crescimento, podendo atingir cerca de 1,0 kg no primeiro ano de criação (CASTAGNOLLI, 1992; VAL; HONCZARYCK, 1995; CAMARGO et al., 1998).

O tambaqui é uma das principais espécies nativas presente na aquicultura brasileira e de outros países da América Latina (OLIVEIRA; CONTE; CYRINO, 2004). Em 2007, conforme estatística do IBAMA (2007) a produção de tambaqui no Brasil atingiu 35.163,5 t, das quais 30.598,5 t (88,02%) foram da aquicultura. A maior produção da espécie (18.048 t ou 59%) vem da região Norte. A região Centro Oeste, com 6.645,5 t (22%) é a segunda maior produtora, sendo seguida pela região Nordeste com 4.059 t (13%) e Sudeste com 1.846 t (6%), não havendo registro de produção na região Sul.

No Brasil a exploração do tambaqui em condições controladas foi iniciada pelo Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), no início da década de 70 (SILVA; GURGEL, 1989) e graças à tecnologia desenvolvida por esta e outras instituições, a criação se expandiu para quase todo o território brasileiro. Atualmente, essa espécie vem sendo produzida em 23 Estados da Federação e no Distrito Federal, estando ausente apenas nos três Estados da região Sul (IBAMA, 2007). A ausência de exploração na região Sul

certamente pode ser atribuída às condições climáticas pouco favoráveis, já que é uma espécie de clima tropical.

O tambaqui é um peixe de desova total, que atinge idade reprodutiva em torno de 4 a 5 anos, quando realiza migrações para se reproduzir (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005). Como é uma espécie reofílica, nos meses que antecedem o período chuvoso, ocorre o início do desenvolvimento gonadal do macho e da fêmea que necessitam fazer grandes deslocamentos para regiões seguras às margens dos rios onde desovam e encontram condições ambientais favoráveis de alimento e proteção para prole (FONTENELE, 1981).

Por ser uma espécie migratória, quando mantido em cativeiro o tambaqui se prepara para a reprodução, mas a desova só ocorre mediante estímulo hormonal. Os hormônios utilizados nesse processo podem ser o LHRH - Hormônio Liberador de Hormônio Luteinizante – gonadorelina; HCG - Gonadotropina Coriônica Humana; GnRH - Hormônio Liberador de Gonadotropina, que pode ser encontrado no mercado nacional com o nome de RRF-Gonadorelina, Relisorm, Profértil, e GNRHa-Conceptal; e extrato hipofisário (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005). De acordo com Kubitzka (2004) as hipófises de carpa, são comumente as mais utilizadas, embora já tenha sido empregado com sucesso hipófises de curimatã (Nordeste), de Curimatá (Sudeste) e de Jaraqui (Norte).

Em geral os peixes recebem o hormônio quando se encontram com as gônadas maduras e, conforme lembra Kubitzka (2004), para identificar se os peixes atingiram essa condição deve ser feita uma avaliação superficial. Desse modo os machos que liberam o sêmen de cor branca e de aspecto denso após leve pressão no abdômen são os mais adequados para a reprodução, já as fêmeas, devem apresentar abdômen distendido (volumoso) e macio ao toque, geralmente com a papila genital avermelhada e intumescida.

As doses hormonais variam com o tipo de hormônio empregado, sendo maior para o extrato de hipófise, do que para os hormônios sintéticos, e de acordo com o sexo, sendo maior para a fêmea do que para os machos. Na fêmea a dose do hormônio é parcelada em duas doses, enquanto no macho a dose é única e ocorre no momento em que a fêmea recebe a segunda dose (OLIVEIRA; CONTE; CYRINO, 2004). O tempo necessário para que ocorra a desova após a segunda dose na fêmea é expresso em horas-grau, de forma que em condições climáticas como as encontradas na região Nordeste, podem ser necessárias entre 260 a 280 horas-grau, entre a última dose de hormônio na fêmea e a desova (SILVA; GURGEL, 1989).

Uma fêmea pode produzir cerca de 72 óvulos g^{-1} de peso vivo (VIEIRA; ISAAC; FABRÉ, 1999). Em cada grama de óvulos podem ser encontrados cerca de 1.500 a 1.700 óvulos (ARAÚJO-LIMA; GOMES, 2005). Um macho produz em média 2 – 5 mL de sêmen desova⁻¹, sendo utilizado em geral sêmen de dois machos para fertilizar a desova de uma fêmea (LIMA; CASTAGNOLLI; FIGUEREIDO, 1989). Os gametas são obtidos por extrusão e após a fecundação, os ovos são transferidos para incubadoras de 60 a 200 L de capacidade, mantendo uma densidade de estocagem de 0,5 a 3,5 g de ovos L^{-1} nessas incubadoras, o que equivale de 800 a 6.000 ovos L^{-1} , embora a taxa mais usual seja de 2 g L^{-1} ou 3.000 ovos L^{-1} em incubadoras de 200 L. Nessas condições é esperado uma taxa de eclosão da ordem de 90% (OLIVEIRA; CONTE; CYRINO, 2004).

De acordo com o IBAMA (2005), devido a diminuição dos estoques naturais causado por sobrepesca, houve a necessidade de se efetivar período de defeso na época de reprodução da espécie. O período de defeso na região amazônica vai do dia 1^o de outubro até 31 de março e é estabelecido como forma de garantir renovação dos estoques naturais.

Diante do declínio dos estoques, muitos dos ambientes naturais passaram a ser povoados com peixes advindos de cativeiro. Assim, a aquicultura passou a ter fundamental importância não só para a produção em condições controladas, para atender a grande demanda de consumo deste recurso pesqueiro, mas também de contribuir para evitar a extinção da espécie. Dessa forma, é cada vez mais necessário capacitar recursos humanos, desenvolver e aprimorar técnicas de manejo que venham contribuir para preservação da espécie e sua exploração em condições controladas.

Diante do exposto, com o presente trabalho o objetivo foi avaliar o processo reprodutivo e o desenvolvimento larval de tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) em condições de cativeiro.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Período e local de realização do estudo

O trabalho foi realizado no período de julho a agosto de 2010, no Centro de Pesquisas em Aquicultura "Rodolpho Von Ihering", do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), localizado à jusante do Açude Pereira de Miranda, em Pentecoste/CE, distante 89 km da capital Fortaleza.

2.2 Captura e seleção dos reprodutores

No estudo foram utilizados quatro machos e duas fêmeas de tambaqui (*Colossoma macropomum*). As fêmeas estavam estocadas numa densidade de 1,0 peixe 83 m^{-2} , em um viveiro de 50 x 50 m (2.500 m^2), profundidade média de 1,5 m, apresentando sistema de abastecimento e escoamento de água individualizado com renovação constante de água. Os machos estavam estocados numa densidade de aproximadamente 1,0 peixe 11 m^{-2} , em um viveiro com área de 350 m^2 , apresentando as mesmas características do viveiro das fêmeas.

Os peixes eram alimentados com ração extrusada com 28% de proteína bruta (PB), com granulometria de 6 – 8 mm de diâmetro. Em cada viveiro era administrado 6,0 kg de ração dia^{-1} , parcelada em dois tratos diários, correspondendo a cerca de 2% da biomassa estocada em cada viveiro. Eventualmente também era feito o fornecimento de frutas e grãos produzidos no DNOCS para complementar a alimentação.

Para o processo de seleção dos peixes, uma rede de arrasto foi passada nos viveiros (Figura 1), os peixes foram capturados e examinados, observando as condições sanitárias e reprodutivas. Nas fêmeas se a papila urogenital estava hiperemiada e o ventre abaulado e macio (Figura 2); já nos machos se havia liberação de sêmen sob leve pressão abdominal (Figura 3). Esse procedimento foi realizado entre 08h00min e 09h00min. Dos peixes capturados, foram selecionados quatro fêmeas e quatro machos, sendo esses transportados, por curta distância até o laboratório, onde receberam identificação com uma

etiqueta fixada na nadadeira. A etiqueta era confeccionada com cânula plástica com timbre e número de registro do DNOCS. Feito a marcação, machos e fêmeas foram pesados e estocados em tanques separados. Os tanques apresentavam dimensões de 3,7 x 1,0 x 0,8 m (comprimento, largura e profundidade) e fluxo constante de água, numa vazão de 16 L min⁻¹.



FIGURA 1 – Procedimento de arrasto nos viveiros estocados com reprodutores de tambaqui.



FIGURA 2 – Exame visual em fêmea de tambaqui. Observar o detalhe da papila urogenital.



FIGURA 3 – Exame visual em macho de tambaqui. Observar o detalhe da papila urogenital.

Decorrido 6 horas do manejo de pesagem e identificação, as fêmeas foram submetidas a uma sondagem ovariana. Para isso, uma cânula de silicone de 4 mm de diâmetro e acoplada a uma seringa, foi introduzida no oviduto de cada fêmea (Figura 4). Uma amostra de oócitos foi retirada, transferida para placa de Petri (Figura 5) e adicionado 1,0 a 2,0 mL de solução de serra (60% de álcool, 30% de formalina e 10% de ácido acético), de modo a dissolver a fina membrana que envolve os oócitos e, assim, permitir uma melhor visualização da posição da vesícula germinativa (núcleo) em microscópio óptico (Figura 6).



FIGUR 4 – Processo de sondagem ovariana feita em fêmeas de tambaqui.

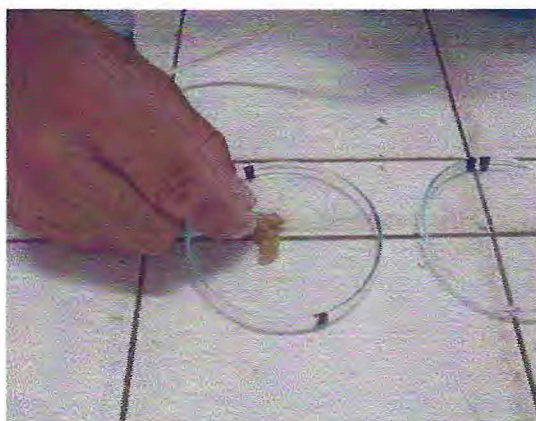


FIGURA 5 – Oócitos de tambaqui em placa de Petri para visualização do núcleo

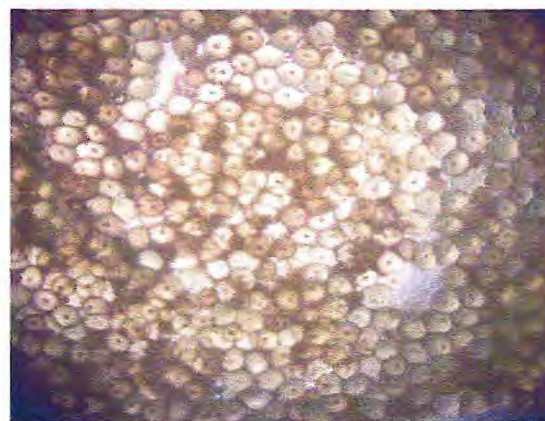


FIGURA 6 – Visualização da posição do núcleo de oócitos de tambaqui

A sondagem ovariana indicou que apenas duas fêmeas apresentavam condições de serem submetidas ao processo de indução hormonal. Sendo assim, duas das quatro fêmeas capturadas retornaram para o viveiro e as outras duas permaneceram nos tanques do laboratório.

2.3 Procedimentos de indução à reprodução

No procedimento de indução à reprodução foi utilizado extrato bruto de hipófise de peixes (Figura 7), na concentração de 5,5 mg de hipófise kg de peso vivo⁻¹ nas fêmeas e 2,0 mg de hipófise kg de peso vivo⁻¹ nos machos. Na fêmea a dose foi parcelada em duas aplicações, a primeira, que correspondeu a 10% da dose total, foi administrada as 16h00min do mesmo dia em que as fêmeas foram transferidas para o laboratório e a segunda, correspondendo aos 90% restantes da dose total, às 07h00min do dia seguinte, ou seja, com intervalo de 15 horas entre a primeira e a segunda aplicação. Nos machos o extrato de hipófise foi administrado em uma única dose, no momento em que foi administrada a segunda dose nas fêmeas (Tabela 1).



FIGURA 7 - Hipófises de carpas a serem utilizadas no processo de indução à reprodução de tambaqui.

TABELA 1 - Protocolo utilizado para administração do extrato de hipófise em fêmeas e machos de tambaqui (*C. macropomum*).

Peixe	Peso peixe (g)	1ª Dose (mg)	2ª Dose (mg)	Dose total (mg)
Fêmea 1777	10.000	5,50	49,50	55,00
Fêmea 1782	9.800	5,40	48,50	53,90
Total de hipófises utilizadas nas fêmeas (mg)		10,90	98,00	108,90
Macho 1	6.300	-	34,65	34,65
Macho 2	5.400	-	29,70	29,70
Macho 3	5.200	-	28,60	28,60
Macho 4	5.100	-	28,05	28,05
Total de hipófises utilizadas nos machos (mg)		-	121,0	121,0
Total de hipófises utilizadas (mg)				229,9

As doses hormonais foram preparadas minutos antes de serem administradas. Para isso, hipófises inteiras foram pesadas, maceradas em um cadinho de porcelana (Figura 8) e diluídas em água destilada (Figura 9), estimando um volume de 2 mL por indivíduo e a mistura aspirada do cadinho com seringa (Figura 10). Para administração do hormônio, um peixe por vez foi retirado dos tanques (Figura 11), colocado em uma bolsa com fechamento em zíper, transferido para uma mesa forrada com espuma e só então o hormônio administrado na base da nadadeira peitoral (Figura 12) e os peixes recolocados nos tanques.



FIGURA 8 – Maceração de hipófises em cadinho de porcelana.



FIGURA 9 – Diluição das hipófises com água destilada.

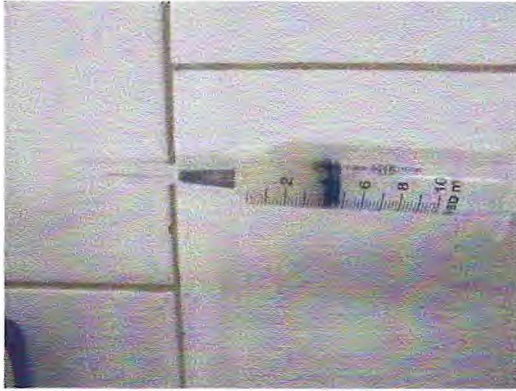


FIGURA 10 – Seringa contendo extrato de hipófise pronto para ser administrado nos peixes.



FIGURA 11 – Peixe sendo capturado no tanque e confido em bolsa, para receber o extrato bruto de hipófise.

Após a aplicação da segunda dose, houve a sutura da papila urogenital das fêmeas (Figura 13) e, posteriormente, elas foram transferidas para os tanques, onde já se encontravam os machos. Nesse momento, foi iniciado o monitoramento da temperatura da água ($^{\circ}\text{C}$), de hora em hora, para determinação das horas-graus necessária à desova.



FIGURA 12 – Extrato bruto de hipófise sendo injetado na base da nadadeira peitoral de tambaqui.

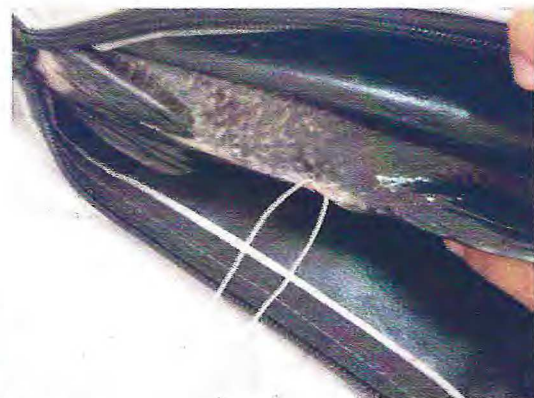


FIGURA 13 – Sutura feita na papila urogenital de fêmea de tambaqui.

2.4 Procedimentos de extrusão

Quando as fêmeas apresentaram comportamento indicativo de que havia ovulado, uma fêmea por vez foi retirada do tanque, envolvida em toalha limpa e seca, levada para uma

mesa e colocada sobre uma espuma. Feito isto e com a fêmea completamente seca, a cabeça foi coberta com uma toalha, a papila urogenital exposta (Figura 14), a sutura retirada e feito o procedimento de extrusão dos óvulos, que consistiu na execução de movimentos com leve pressão no ventre, no sentido cabeça calda, para auxiliar a expulsão dos óvulos, que foram coletados em bacia plástica devidamente seca e previamente pesada (Figura 15).



FIGURA 14 – Fêmea de tambaqui pronta para o procedimento de extrusão



FIGURA 15 – Procedimento de extrusão de óvulos em fêmea de tambaqui.

Concluído o processo de extrusão da fêmea, os machos foram capturados, adotando os mesmos cuidados já descritos para as fêmeas. No processo de extrusão dos machos o sêmen foi liberado diretamente na bacia em que se encontravam os óvulos de uma fêmea (Figura 16). Para a desova de uma fêmea foi utilizado sêmen de dois machos. Óvulos e sêmen foram misturados com espátula plástica (Figura 17), sendo cuidadosamente adicionada água para promover o processo de fertilização e fecundação dos óvulos.

Após a mistura e adição de água, os ovos ficaram por 3 min. em repouso para finalizar o processo de fecundação e em seguida sendo direcionado às incubadoras já preparadas com vazão de água de $8,5 \text{ L min}^{-1}$ ($0,142 \text{ L s}^{-1}$) e taxa de renovação de $1,0 \text{ L min}^{-1}$ ($0,019 \text{ L s}^{-1}$) onde foram distribuídos em 07 incubadoras de 60 L (Figura 18). A desova da fêmea 1777 foi distribuída em 03 incubadoras, mantendo uma densidade de 154 g de ovos por incubadora. A desova da fêmea 1782 foi distribuída em 04 incubadoras, mantendo uma densidade de 100g de ovos por incubadora. Após a eclosão as larvas provenientes de cada uma das fêmeas foram transferidas separadamente para 02 incubadoras de 200 L (Figura 19),

mantendo uma densidade de estocagem de aproximadamente 357 larvas L⁻¹ para as larvas que vieram da fêmea 1777 e de 214 larvas L⁻¹ para as que vieram da fêmea 1782.



FIGURA 16 – Coleta do sêmen para fertilização de óvulos de tambaqui.



FIGURA 17 – Fertilização dos óvulos de tambaqui.



FIGURA 18 – Transferência de ovos de tambaqui para incubadoras de 60 L.



FIGURA 19 - Transferência de larvas para incubadoras de 200 L.

2.5 Monitoramento limnológico

Nos tanques, após a aplicação da segunda dose de extrato de hipófise nas fêmeas e dose única nos machos e nas incubadoras, após estocagem dos ovos, foi feito o monitoramento da temperatura (°C), oxigênio dissolvido (mg L⁻¹) e saturação de oxigênio (%) de hora em hora (Figura 20). Após a eclosão das larvas, nas incubadoras o monitoramento passou a ser feito a cada 24 horas.



FIGURA 20 – Verificação dos parâmetros limnológicos em incubadoras com desova de tambaqui.

2.6 Monitoramento dos estágios embrionários

Antes da fecundação, amostras de óvulos foram tomadas de cada fêmea para realizar observações. Após fecundação e estocagem nas incubadoras, amostras de ovos foram coletadas de hora em hora para o acompanhamento do desenvolvimento embrionário (Figura 21). Após a eclosão, amostras de larvas foram coletadas a cada 24 horas até a completa absorção do saco vitelínico, quando então os peixes, já como pós-larvas (Figuras 22) foram transferidos para viveiros previamente preparados (Figura 23 e 24).



FIGURA 21– Ovo de tambaqui em processo de incubação.



FIGURA 22 – Larva de tambaqui em processo final de absorção do saco vitelínico, ocasião em que foi transferida pra os viveiros de alevinagem.



FIGURA 23 – Viveiros sendo preparados para receber pós-larvas de tambaqui.



FIGURA 24 – Viveiros já preparados para receber as pós-larvas de tambaqui.

2.7 Variáveis analisadas

Foram determinadas as seguintes variáveis:

- Peso dos peixes (kg) – em balança eletrônica com duas casas decimais;
- Percentual de oócitos com células germinativas em posição central - determinada por contagem com auxílio de microscópio óptico;

- Horas-Grau à Desova (HGD) – As horas-grau necessária à desova foi determinada pela fórmula: $HGD = \text{temperatura média da água no período observado (}^{\circ}\text{C)} \times \text{tempo em h}$, desde a administração da segunda dose nas fêmeas até o momento da ovulação/extrusão;
- Horas-Grau à Eclosão (HGE) – As horas-grau necessária à eclosão das larvas foi determinada pela fórmula: $HGE = \text{temperatura média da água no período observado (}^{\circ}\text{C)} \times \text{tempo}$, desde a fecundação dos óvulos até a eclosão das larvas;
- Índice Gonado-Somático – IGS (%) - pela fórmula: $IGS = [(\text{Peso total da desova}/\text{Peso corpo}) \times 100]$;
- Diâmetro e peso de óvulos/ovos (mm) – foi determinado com paquímetro em amostras de óvulos coletadas antes da fertilização e de ovos coletadas em intervalos regulares de uma hora a partir de duas horas após a incubação ter início (17h00min) e até que essa se completasse;
- Fecundidade na Desova - FD - foi estimada pelo método gravimétrico. Para isso 03 amostras de óvulos foram coletadas, pesadas e o número de óvulos presente em cada uma determinado. A fecundidade na desova (FD) foi estimada por regra de três simples, conforme fórmula $FD = [(\text{Peso total da desova} \times \text{Número médio de óvulos da amostra})/\text{peso médio das amostras}]$. A desova foi obtida pelo processo de extrusão;
- Taxa de Eclosão – TE (%) - foi estimada pelo método gravimétrico. Para isso 03 amostras de larvas foram coletadas nas incubadoras, quando a processo de eclosão havia se estabilizado, o volume da amostra e o número de larvas presente nele determinado. A taxa de eclosão foi estimada por regra de três simples, conforme fórmula $TE (\%) = [(\text{Volume total da incubadora} \times \text{Número médio de larvas da amostra}) / \text{volume médio das amostras}]$;
- Duração do período larval (em horas e dias) – foi determinado coletando amostras de larvas a partir da eclosão até que fosse verificada a absorção do saco vitelínico pelos indivíduos;
- Taxa de Sobrevivência de pós-larva - TS (%) em relação à quantidade de ovos produzido, ovos fecundados e larvas eclodidas, pela fórmula: $TS = (\text{Número final de ovos ou larvas} \times 100)/\text{Número final de pós-larvas}$.
- Peso (g) e comprimento total (mm) de larvas e pós-larvas – foram determinados respectivamente com auxílio de balança digital com três casas decimais e com paquímetro, em amostras de larvas coletadas logo após a eclosão e em intervalos de 24 horas, durante o processo de absorção do saco vitelínico. Após absorção do saco vitelínico peso e comprimento foram determinados nas pós-larvas apenas uma vez.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Variáveis limnológicas e horas-grau

Conforme pode ser observado na Tabela 2, a temperatura da água registrada nos tanques, no período entre a segunda dosagem de extrato de hipófise nas fêmeas/dose única nos machos e o momento da ovulação ficou entre 27,8 e 28,7 °C (média de 28,26°C). O oxigênio dissolvido ficou entre 2,2 e 4,8 mg L⁻¹ (média de 3,26 mg L⁻¹) e a percentagem de saturação de oxigênio entre 26,2 e 57% (média de 38,33%). Nessas condições foram necessárias 282,10 horas-grau para que ocorresse a ovulação com concomitante processo de extrusão dos óvulos.

Em amplo levantamento feito por Lima, Castagnolli e Figueiredo (1989) temperaturas entre 24 e 30 °C foram registradas na água de tanques de manuseio de peixes do gênero *Colossoma* e *Piaractus*, durante o processo de indução hormonal à reprodução. Um total de 220 a 280 horas-grau entre a primeira e segunda dose foram registradas em estações de piscicultura da CODEVASF, IBAMA, CHESF e DNOCS (SILVA; FIGUEIREDO, 1999). Em condições como essas, conforme documentam Silva e Figueiredo *op. cit.*, um tempo de 6 a 12 horas, com 195 a 280 horas-graus após a aplicação da segunda dose na fêmea de tambaqui, são demandados para que ocorra ovulação. Assim, é possível inferir que as condições proporcionadas para o tambaqui no presente estudo estiveram dentro do previsto para o processo de controle à reprodução.

TABELA 2 - Variáveis limnológicas e horas-grau determinadas em tanque estocado com reprodutores de tambaqui, durante o processo de indução hormonal.

Hora*	Temperatura água tanque (°C)	O₂ dissolvido (mg L⁻¹)	O₂ dissolvido (% saturação)
07h00min	27,90	4,80	57,00
08h00min	28,00	3,51	38,50
09h00min	27,80	4,30	45,00
10h00min	27,90	3,80	45,00
11h00min	28,10	2,50	26,20
12h00min	28,20	2,25	30,50
13h00min	28,40	2,97	37,20
14h00min	28,50	3,40	45,00
15h00min	28,60	3,60	39,40
16h00min	28,70	2,90	36,10
Média	28,26	3,26	38,33
Total de horas decorrido entre a 2^a dose e a ovulação			10 horas
Horas-Grau			282,60

* A partir da administração da segunda dose de hipófise nas fêmeas e dose única nos machos

De acordo com o que pode se visto na Tabela 3, durante a incubação (fase de ovo) a temperatura média foi de 28,19 °C e as concentrações de oxigênio dissolvido variaram de 5,00 a 5,83 mg L⁻¹, com média de 5,42 mg L⁻¹ e a percentagem de saturação entre 62,3 e 78,7%, média de 69,42%. Durante o desenvolvimento larval (larva até pós-larva) a temperatura média foi de 27,7 °C e as concentrações de oxigênio dissolvido nesse intervalo de tempo variaram de 4,75 a 4,88 mg L⁻¹, com média de 4,80 mg L⁻¹. O percentual de saturação de oxigênio ficou entre 59,4 e 68,9%, com média de 64,22% (Tabela 3).

TABELA 3 - Variáveis limnológicas em incubadoras e horas-grau para o processo de desenvolvimento embrionário e larval da prole de duas fêmeas de tambaqui.

Fase de desenvolvimento	Hora	Temperatura água (°C)	Oxigênio dissolvido (mg L ⁻¹)	Oxigênio dissolvido (% saturação)
Ovo	19h00min*	28,70	5,55	71,65
	20h00min	28,35	5,03	64,95
	21h00min	28,55	5,16	63,50
	22h00min	28,10	5,60	69,45
	23h00min	28,15	5,81	73,60
	24h00min	27,75	5,84	77,80
	01h00min	28,20	5,74	78,70
	02h00min	28,15	5,50	70,30
	03h00min	28,25	5,59	71,70
	04h00min	27,75	5,39	68,15
	05h00min	27,95	5,12	64,80
	06h00min	28,05	5,00	62,30
	07h00min**	28,50	5,17	65,55
		Média	28,19	5,42
Larva	24h00min.	27,85	4,75	59,40
	48h00min.	27,65	4,88	68,90
Pós-Larva	72h00min.	27,70	4,78	64,35
	Média	27,73	4,80	64,22

* cerca de duas horas após início do processo de incubação dos ovos; ** somente para a fêmea 1782.

3.2 Desempenho reprodutivo das fêmeas e desenvolvimento da prole

As fêmeas apresentaram peso de 10,0 e 9,8 kg e os machos apresentaram peso entre 6,3 e 5,1 kg (Tabela 1). Conforme pode ser observado na (Tabela 4) a fêmea número 1777 apresentou um maior percentual de oócitos com núcleo na posição central (70,5%) que a fêmea número 1782 (43,2%). Esse maior percentual de oócitos com núcleo central repercutiu positivamente em todo o desempenho reprodutivo da fêmea 1777.

TABELA 4. Variáveis indicativas do desempenho reprodutivo das fêmeas de tambaqui e da prole.

Variável	Fêmea 1777	Fêmea 1782
Peso corporal (kg)	10,00	9,80
Oócitos com núcleo central (%)	70,50	43,20
Peso dos óvulos (g)	462	400
Índice gonado-somático (%)	4,62	4,08
Nº de óvulos g ⁻¹ de óvulos	1.571	1.464
Fecundidade na desova	725.802	585.600
Número de ovos fecundados	469.050	354.000
Taxa de fecundação (%)	64,63	60,45
Tempo de incubação (h)	13	13
Nº total de larvas	71.429	42.857
Taxa de eclosão (%)	9,84	7,31
Nº total de pós-larvas (PLs)	60.000	40.000
Taxa de sobrevivência de PLs em relação a larvas (%)	84,00	93,33
Taxa de sobrevivência de PLs em relação a ovos fecundados (%)	12,79	11,30
Taxa de sobrevivência de PLs em relação à fecundidade	8,27	6,83

Embora o número de fêmeas tenha sido pequeno, os dados levam a dizer que a sondagem ovariana, com conseqüente avaliação da posição da vesícula germinativa, é um parâmetro que pode ser utilizado para selecionar fêmeas para processo de indução hormonal, devendo ser escolhida as fêmeas que obtiverem percentuais de oócitos com núcleos em posição central o mais próximo possível de 100%. Esse é um aspecto prático de grande relevância para as pisciculturas, já que contribui para diminuir os erros na escolha da fêmea. Com essa técnica há assim uma maior probabilidade de selecionar fêmeas que venham responder positivamente à indução hormonal, vindo a diminuir os desperdícios de hormônio que é de custo alto. Além disso, pode poupar a vida de peixes, já que não raro ocorre morte de fêmeas que receberam hormônio, sem que estivessem adequadamente preparadas (maduras).

Ainda conforme pode ser observado na (Tabela 4) a fecundação ocorreu por volta das 16h00min, sendo obtido uma taxa de fecundação da ordem de 64,63 e 60,45% para a fêmea 1777 e 1782, respectivamente. O processo de incubação teve início entre 16 e 17 horas

para os ovos da fêmea 1777 e entre 17 e 18 para os ovos da fêmea 1782, sendo concluída por volta das seis e sete horas da manhã do dia seguinte à desova e resultou em uma taxa de eclosão de 9,84% para prole da fêmea 1777 e 7,31% para a fêmea 1782. Após o período larval restaram 60.000 pós-larvas proveniente da desova da fêmea 1777 e 40.000 pós-larvas da fêmea 1782. Esses valores representam uma taxa de sobrevivência de 84 e 93,33% em relação ao número de larvas produzidas, mas de apenas 8,27 a 6,83% em relação a fecundidade, ou seja, do número de ovos por desova.

A taxa de eclosão foi muito inferior às citadas por Silva e Figueiredo (1999) para peixes do gênero *Colossoma* e *Piaractus* (60 a 95%). A alta mortalidade durante a fase embrionária e larvária pode ser atribuída a qualidade dos oócitos, já que havia um grande percentual de oócitos inviáveis e houve uma baixa produção de óvulos por fêmea, indicando que as fêmeas não estavam bem preparadas. A qualidade do sêmen e a ação de predadores, entre eles copépodos (Figura 25) e cladóceros (Figura 26) presentes na água, certamente foram outro fator que contribuiu para a mortalidade. Silva e Figueiredo (1999) também citam a presença de predador (Ciclops), além de problemas como qualidade da água, falta de adequada alimentação artificial e infestação por fungos, como causa de mortalidade durante o período de incubação/larvicultura. Citam ainda que a ação de predadores possa ser controlada pela filtragem da água que abastece as incubadoras.



FIGURA 25 – Copépodos em ação predatória sobre larvas tambaqui.



FIGURA 26 – Cladóceros em ação predatória sobre larvas tambaqui.

Considerando que uma fêmea libera entre 150.000 e 175.000 óvulos kg^{-1} e pode chegar a um milhão de óvulos (OLIVEIRA; CONTE; CYRINO, 2004), com fecundidade

absoluta de 72 óvulos g^{-1} de peso corporal (VIEIRA; ISAAC; FABRÉ, 1999), comprova-se mais uma vez que as fêmeas não se encontravam bem preparadas.

Sobre o despreparo maturacional das fêmeas e mesmo de machos, é oportuno lembrar que este fato também se repetiu nos seis meses que antecederam esse estudo e, dentre esses eles, o de julho foi onde os peixes se encontravam em melhores condições de maturação, detectado pelo percentual de oócitos com núcleo na posição central. Posteriormente a julho sondagem ovariana foram realizadas, mas os peixes se encontravam em condições idênticas às das fêmeas trabalhadas no mês de julho.

O despreparo dos peixes pode ter relação com as condições ambientais e com outros fatores tais como condições nutricionais e de manejo. Suportando a hipótese das condições ambientais esta a ocorrência de baixa pluviosidade no ano de 2010 em comparação a 2009 (Tabela 5), o que certamente levou a outras alterações climáticas. A literatura demonstra que o tambaqui é um peixe que encontra condições mais propícias a reprodução durante período chuvoso e na ocorrência de temperaturas mais elevadas (CASTAGNOLLI, 1992; BERNADINO; LIMA, 1999).

TABELA 5 – Índice pluviométrico registrado em Pentecoste - CE nos anos de 2009 e 2010.

MÊS	Índice pluviométrico (mm)*	
	2009	2010
Janeiro	75,8	36,6
Fevereiro	289,3	24,1
Março	375,6	110,5
Abril	345,6	142,8
Mai	224,4	33,4
Junho	72,8	7,4
Julho	61,9	0
Agosto	2	0
Setembro	0	0
Outubro	5,8	0
Novembro	3	0
Dezembro	4,5	-

Dados fornecidos pela Fundação Cearense de Meteorologia em Recursos Hídricos (FUNCEME), localizado a Avenida Rui Barbosa, 1246 - Aldeota, Fortaleza-CE - CEP: 60115-22

Do ponto de vista nutricional e do manejo Oliveira, Conte e Cyrino (2004) ressaltam que esses aspectos são fundamentais para o sucesso da reprodução de peixes Characiformes e que cuidados especiais devem ser adotados durante os períodos de repouso e formação do vitelo. Alertam ainda que no período final da maturação os peixes diminuem

consideravelmente o consumo e qualquer esforço neste momento de tentar melhorar o desempenho de um reprodutor mal nutrido será em vão.

Kubitza (2004) cita que para a faixa de temperatura entre 28 e 29 °C a previsão é que a eclosão das larvas ocorra entre 13 e 16 horas após início do processo de incubação. Eclosões de larvas de tambaqui em intervalo de tempo de 12 a 18 horas foram registradas em estações de piscicultura da CODEVASF, IBAMA, CHESF e DNOCS (SILVA; FIGUEIREDO, 1999). Logo, é possível dizer que temperatura da água no processo de incubação dos ovos de tambaqui no presente estudo esteve dentro do previsto para a espécie. O mesmo pode ser dito para o oxigênio, cujas concentrações recomendadas não devem ser inferior a 4,0 mg L⁻¹ (VALÊNCIA; PONTES, 1999, *apud* KUBITZA, 2004).

Foi decorrido um tempo médio de 13 horas e uma média de 366,45 horas-grau entre o início do processo de incubação (fase de ovo) até a eclosão das larvas. O período de tempo decorrido entre a eclosão da larva e a absorção do saco vitelínico por estas (aparecimento das pós-larvas), foi de 72 horas com um total estimado de 1.996,56 horas-grau (Tabela 6 e Figuras 27 e 28). De acordo com Oliveira, Conte e Cyrino (2004) em temperaturas de 24 a 28°C, a fase embrionária pode durar entre 12 e 20 horas. No presente estudo a temperatura média foi de 28,19 °C e o período de incubação foi condizente com os ditos pelos autores acima oportunamente citados.

TABELA 6 - Temperatura média da água nas incubadoras e tempo de duração (horas e horas-grau) de cada fase de desenvolvimento da prole de duas fêmeas de tambaqui.

Fase de desenvolvimento	Temperatura média água incubadoras (°C)	Tempo de duração	
		(h)	Horas Grau
Ovo	28,19	13	366,45
Larva	27,73	72	1996,56

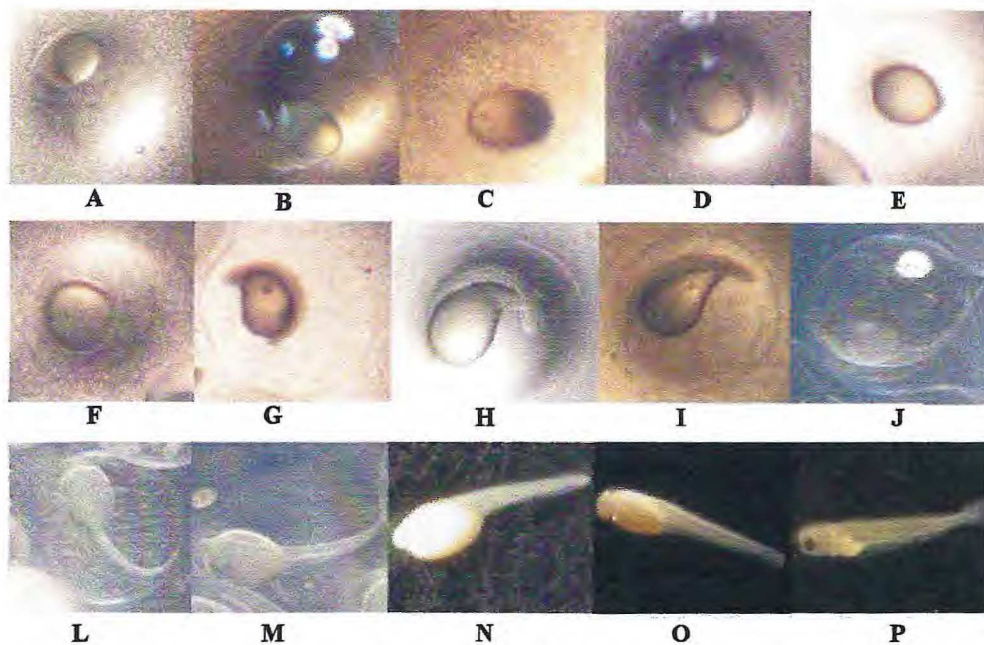


FIGURA 27 - Desenvolvimento embrionário e larval da prole proveniente da fêmea de tambaqui de número 1777 (A a L - ovos coletados de hora em hora, a partir de 2 até 13 horas após início do processo de incubação; M - larva momento após a eclosão; N e O - larva em processo de absorção do saco vitelínico; P - larva em processo final de absorção do saco vitelínico).

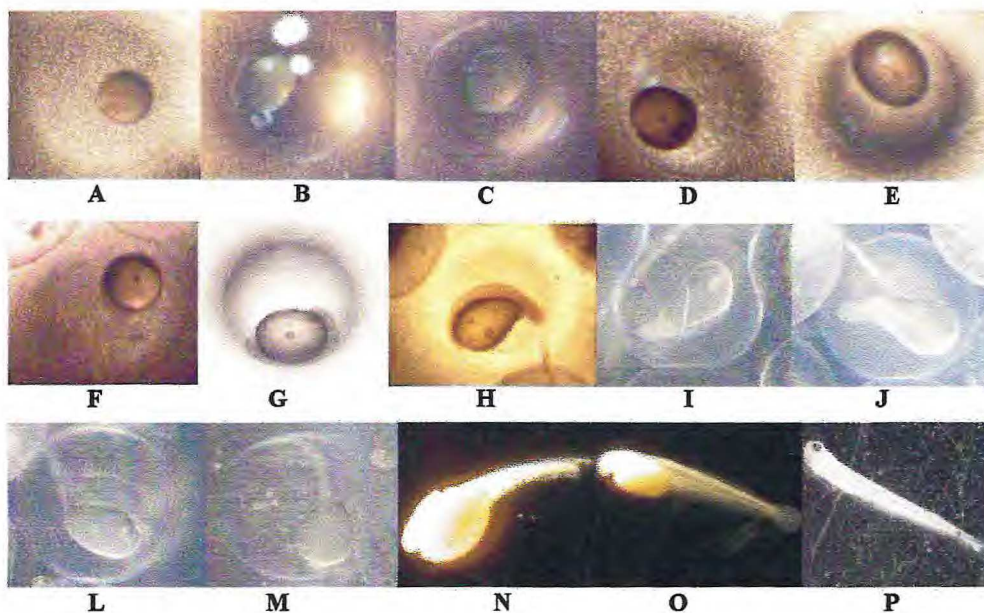


FIGURA 28 - Desenvolvimento embrionário e larval da prole proveniente da fêmea de tambaqui de número 1782 (A a M - ovos coletados de hora em hora, a partir de 2 até 13 horas após início do processo de incubação; N - larva momento após a eclosão; O - larva em processo de absorção do saco vitelínico; P - pós-larvas que surgiu 72 horas após a eclosão das larvas).

No tocante as características morfométricas, conforme pode ser observado na Tabela 7, os ovos apresentaram peso médio variando entre 0,006 e 0,007 g e diâmetro entre 1,71 e

2,30 mm. As larvas apresentaram peso entre 0,005 e 0,004 g e comprimento total entre 4,85 a 5,06 mm. Ao completar a fase de larvas, as pós-larva apresentaram peso de 0,008 e 0,009 g e comprimento total de 5,98 a 6,12 mm. Quando os peixes tinham completado a absorção do saco vitelínico, procedeu-se a transferência das pós-larvas para um viveiro previamente preparado, onde havia disponibilidade de alimento natural e passaram a receber também alimento artificial.

Tabela 7. Desenvolvimento morfométrico de ovos, larvas e pós-larva de tambaqui (*C. macropomum*).

Fase de desenvolvimento	Hora	Prole da Fêmea 1777		Prole da Fêmea 1782	
		Peso (g)	Diâmetro do ovo/comprimento larva/PLs (mm)	Peso (g)	Diâmetro do ovo/comprimento larva/PLs (mm)
Ovo	0 a 13	0,006	1,708	0,007	2,297
Larva	13 a 72	0,005	5,062	0,004	4,848
Pós-larva	72	0,009	6,124	0,008	5,984

4. CONCLUSÕES

A fêmea de tambaqui que apresentou 70% dos seus oócitos com núcleo em posição centralizada obteve melhor desempenho reprodutivo que aquela com apenas com 40%, mas o desempenho reprodutivo de ambos foi abaixo do esperado, vindo esse aspecto a influenciar o desenvolvimento da prole.

Fatores ambientais e mesmo de manejo durante o processo de preparo dos reprodutores podem ter contribuído para que no período de janeiro a julho de 2010, não fosse encontrado fêmeas e machos de tambaqui em condições de desenvolvimento gonadal pleno (maturação avançada ou completa).

A técnica de sondagem ovariana, com conseqüente avaliação da posição do núcleo do oócito pode ser utilizada para selecionar fêmeas para o processo de indução à reprodução, devendo, para isto, serem selecionadas aquelas fêmeas que estejam com um percentual de oócitos com núcleos na posição central o mais próximo possível de 100%.

REFERÊNCIAS

- ARAÚJO-LIMA, C. A. R. M.; GOMES, L. C. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. C. G. (Orgs.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: Editora da UFSM, Cap. 8, p.175-202, 2005.
- BERNARDINO, G.; LIMA, R. V. Situação da criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Sudeste do Brasil (1988 – 1991). In: SOUZA, R. S. H. (Organizador) Criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Brasil. REUNIÃO DO GRUPO DE TRABALHO EM COLOSSOMA E PIARACTUS, 2, Pirassununga, 1991. **Anais...** Brasília: IBAMA, p.173-233, 1999.
- CAMARGO, A. C. S.; VIDAL JÚNIOR, M. V.; DONZELE, J. L.; ANDRADE, D.R.; SANTOS, L. C. Níveis de energia metabolizável para tambaqui (*Colossoma macropomum*) dos 30 aos 180 gramas de peso vivo. 1. Composição das carcaças. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v. 27, n. 3, p.409-415, 1998.
- CASTAGNOLLI, N. **Piscicultura de água doce**. Jaboticabal: FUNEP, p.189, 1992.
- FONTENELE, O. **Método de hipofisção de peixes, adotado pelo DNOCS**, Fortaleza: DNOCS, p.31. 1981.
- IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Instrução normativa nº 35 de 29 de setembro de 2005**. Brasília: DOU, 2005. 1p. Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/rec_pesqueiros/index.php?idmenu=86.htm>. Acesso em: 06 mar. 2010.
- IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Estatística da pesca 2007 Brasil: Grandes regiões e unidades da federação**. Brasília: IBAMA, p.113. 2007.
- KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas ao cultivo do tambaqui, do pacu e de outros peixes redondos. **Revista Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v. 14, n. 82 (março/abril), p.27-39, 2004.
- LIMA, J. A. F.; CASTAGNOLLI, N.; FIGUEREIDO, G. M. Reprodução, larvicultura e genética. In: ARMANDO HERNANDEZ R. (ed). **Cultivo de Colossoma**. Bogotá: Guadalupe, p.315-332, 1989.
- OLIVEIRA, A. M. B. M. S.; CONTE, L.; CYRINO, J. E. P. Produção de Characiformes autóctones. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSÍ, D. M.; CASTAGNOLLI,

N. (eds.). **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo: TecArt, p.217-238, 2004.

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: ARMANDO HERNANDEZ R. (ed). **Cultivo de Colossoma**. Bogotá: Guadalupe, p. 229-258, 1989.

SILVA, J. W. B.; FIGUEIREDO, J. J. C. B. Situação da criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Nordeste brasileiro: janeiro 1988 a junho 1991. In: SOUZA, R. S. H. (Organizador). Criação de *Colossoma* e *Piaractus* no Brasil. REUNIÃO DO GRUPO DE TRABALHO EM COLOSSOMA E PIARACTUS, 2, Pirassununga, 1991. **Anais...** Brasília: IBAMA, p.107-146, 1999.

VAL, A. L., HONCZARYK, A. **Criando Peixes na Amazônia**. Manaus: INPA, p.147, 1995.

VIEIRA, E. F.; ISAAC, V. J.; FABRÉ, N. N. Biologia reprodutiva do tambaqui *Colossoma macropomum* Cuvier 1818 (Teleostei, Serrasalminidae) no baixo Amazonas, Brasil, **Acta Amazônica**, Manaus, v .29, n. 4, p.625-638, 1999.