



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

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO CENTRO DE
PESQUISAS EM AQUICULTURA RODOLPHO VON IHERING, EM
PENTECOSTE, CEARÁ, COM DESTAQUE PARA A REVERSÃO SEXUAL DE
TILÁPIA DO NILO, *Oreochromis niloticus*, E HIPOFISAÇÃO DE TAMBAQUI,
*Colossoma macropomum***

ANA PAULA VIANA DE FREITAS

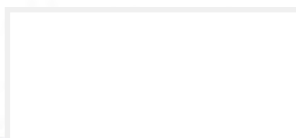
**Relatório de Estágio Supervisionado apresentado ao
Departamento de Engenharia de Pesca do Centro de
Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará,
como parte das exigências para a obtenção do título
de Engenheiro de Pesca.**

**FORTALEZA - CEARÁ – BRASIL
JANEIRO/2007**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária
Biblioteca Central do Campus do Pici Prof. Francisco José de Abreu Matos

-
- F936a Freitas, Ana Paula Viana de.
Acompanhamento das atividades desenvolvidas no Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering, em Pentecoste, Ceará, com destaque para a reversão sexual de Tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, e hipofiseação de tambaqui, *Colossoma macropomum* / Ana Paula Viana de Freitas. – 2007.
46f. : il. color.
- Monografia (Graduação)–Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Engenharia de Pesca, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2007.
Orientação: Profa. Dra. Silvana Saker Sampaio.
Orientador Técnico: Prof. Me. Antônio Roberto Barreto Matos.
1. Tilápia (Peixe) – Brasil, Nordeste. 2. Tilápia-do-Nilo – Reversão sexual. 3. Tilápia-do-Nilo – Criação. 4. Tambaqui (Peixe) – Reprodução induzida. 5. Engenharia de Pesca. I. Título.


COMISSÃO EXAMINADORA:



**Prof. José Wilson Calíope de Freitas, DSc.
Orientador/Presidente**



**Profª Silvana Saker Sampaio, PhD.
Membro**



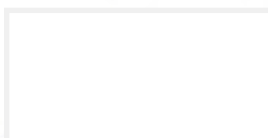
**Prof. Marcelo Carneiro de Freitas, MSc.
Membro**

Orientador Técnico: _____

**Engº de Pesca – Antônio Roberto Barreto Matos, MSc.
DNOCS**

VISTO:

**Prof. Moisés Almeida de Oliveira, DSc.
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca**



**Prof. Raimundo Nonato de Lima Conceição, DSc.
Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca**

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente a Deus, que esteve sempre no controle da minha vida, abençoando, protegendo e me dando condições para seguir o meu caminho (a Ele, toda a glória!);

Aos meus pais, Francisco Tarciso de Freitas e Ana Dália Viana de Freitas, pelo amor incondicional, pelos sacrifícios feitos em favor dos estudos e dos meus sonhos e por sempre me apoiarem nas minhas decisões (que Deus os abençoe!);

Ao meu namorado e companheiro incansável, Alessandro Wilson Aguiar de Almeida, que sempre me apoiou e me incentivou. Sem ele, a minha vida acadêmica teria sido bem mais difícil (obrigada, meu amor!);

À minha irmã, Tarciana Viana de Freitas Alves, pelo amor e ajuda cotidiana;

À minha orientadora e madrinha, Maria Selma Ribeiro Viana, que apesar das dificuldades enfrentadas, sempre se dispôs a estar ao meu lado, auxiliando-me com todo o carinho na execução deste trabalho;

Ao Antônio Roberto Barreto Matos, meu orientador técnico, pelos conhecimentos e ensinamentos repassados, pela atenção, pela amizade e pelo tempo dedicados;

Ao meu orientador, Prof. José Wilson Calíope de Freitas, profissional admirável, que apesar das atribulações do dia-a-dia, sempre se dispôs a esclarecer as minhas dúvidas, transmitindo, além de ensinamentos, calma e segurança, as quais foram cruciais na realização deste trabalho;

Ao Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), por manter o Centro de Pesquisas em Aqüicultura (CPAq) em Pentecoste, que funciona como um laboratório, onde os estudantes vêem na prática, a teoria vista na sala de aula;

Aos funcionários do CPAq, que sempre foram bastante prestativos e atenciosos;

Ao chefe do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará, Prof. Moisés Almeida de Oliveira e, ao coordenador do referido curso, Prof. Raimundo Nonato de Lima Conceição, por proporcionarem melhores condições de estudo a todos nós, estudantes;

A todos os professores do DEP, principalmente, Prof. Marcelo Carneiro de Freitas, Prof^a Silvana Saker Sampaio e Prof. Francisco Hiran Farias Costa que sempre se dispuseram a engrandecer o nosso aprendizado;

A todos os funcionários do DEP, especialmente à Leni, que esteve por todos esses anos me ajudando, com atenção e gentileza.

A todos os meus amigos e colegas, principalmente, Deborah e Leônidas Pinto Firmeza, Evandro Lima Cordeiro Júnior, Héber Lopes da Silva, Maria Genelda de Souza, Jefferson Pablo, Karine Celedônio Pereira, Kelly Freitas, Leandro Benício, Maylinque Albuquerque Atayde, Raimundo Nonato Gomes de Oliveira, Raimundo Manuel Neto e todos os que estiveram juntos comigo nesta caminhada.

Dedico este trabalho a Deus,
meu melhor e fiel amigo, que sempre me
sustentou, nunca permitiu que os meus pés
vacilassem nesta caminhada tão difícil e deu-me
a vitória tão esperada. Sem Ele, nada disso seria possível.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	x
RESUMO	xi
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. Caracterização das espécies	4
1.1.1. Tilápia do Nilo, <i>Oreochromis niloticus</i>	4
1.1.2. Tambaqui, <i>Colossoma macropomum</i>	9
2. MANEJO	11
2.1. Qualidade da água	11
2.2. O uso do sal na aquicultura	12
2.3. Formação do plantel de reprodutores e matrizes	14
2.4. Seleção de reprodutores e matrizes	16
2.5. Acasalamento	16
2.6. Despesca	16
2.7. Descanso de reprodutores e matrizes	18
2.8. Seleção de ovos, larvas e pós-larvas	19
3. PRODUÇÃO DE ALEVINOS ATRAVÉS DA REVERSÃO SEXUAL	21
3.1. Preparo da ração com hormônio masculinizante	23
3.2. Efeito do hormônio no organismo humano	24
3.3. Teste de reversão sexual em alevinos	25
3.4. Despesca e seleção dos alevinos revertidos	26
3.5. Índices zootécnicos	26
3.6. Comercialização	26
4. HIPOFISAÇÃO DE TAMBAQUI	27
4.1. Preparo das doses hormonais	30
4.2. Aplicação das doses hormonais	30
4.3. Extrusão	31

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

34

6. REFERÊNCIAS

35

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1 - Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering, do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas, em Pentecoste, Ceará.	1
Figura 2 - Exemplar de tilápia do Nilo, <i>Oreochromis niloticus</i> .	4
Figura 3 - Ninhos feitos pelos machos de tilápia do Nilo, na época da desova.	6
Figura 4 - Sexagem de tilápia do Nilo.	8
Figura 5 - Exemplar de tambaqui, <i>Colossoma macropomum</i> .	9
Figura 6 - Desenho esquemático e visão microscópica de <i>Trichodina</i> sp.	13
Figura 7 - Vista geral de hapas utilizados para acasalamento de tilápia do Nilo.	14
Figura 8 - Pós-larvas de tilápia do Nilo, no balde, recém-tiradas dos hapas, submetidas à limpeza para a retirada de impurezas e no banho de imersão em formalina (profilaxia).	15
Figura 9 - Manejo de despesca de reprodutores e pós-larvas.	17

Figura 10 -	Fêmea de tilápia do Nilo praticando a incubação oral.	18
Figura 11 -	Área de descanso dos reprodutores e matrizes do Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering, Pentecoste, Ceará.	19
Figura 12 -	Incubadoras de ovos de tilápia.	20
Figura 13 -	Classificação de pós-larvas, utilizando selecionadores.	20
Figura 14 -	Calhas utilizadas na reversão sexual de tilápia do Nilo.	22
Figura 15 -	Anéis de alimentação utilizados nos hapas de reversão sexual.	22
Figura 16 -	Insumos e equipamentos utilizados no preparo da ração utilizada na reversão sexual.	24
Figura 17 -	Tambaquis capturados em rede de arrasto e levados para o tanque de manejo.	27
Figura 18 -	Materiais utilizados na sondagem ovariana.	29
Figura 19 -	Preparo e aplicação das doses hormonais.	30
Figura 20 -	Extrusão em fêmea e em macho e, homogeneização de óvulos e sêmen.	32

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1- Distribuição de alevinos, por espécie em coleções d'água públicas e particulares, pelo Centro de Pesquisas em Aqüicultura, no ano de 2005.	3

RESUMO

O Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering (CPAq) do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), em Pentecoste, Ceará, sempre contribui para a piscicultura no estado do Ceará. Foi através do CPAq que a tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, em 1971, foi introduzida no Brasil. Hoje, o Centro realiza pesquisas e desenvolve pesquisas nas áreas de aqüicultura, que são repassadas através de estágios a estudantes e de cursos ministrados a aqüicultores. O objetivo deste estágio, parte integrante da disciplina Estágio Supervisionado do curso de Engenharia de Pesca, realizado no período de 7 a 28 de agosto de 2006, totalizando 128 horas, foi acompanhar as técnicas para manejo, abrangendo desde a formação do plantel de reprodutores e matrizes até a seleção de ovos, larvas e pós-larvas de tilápia do Nilo; para reversão sexual da referida espécie, desde a produção de alevinos revertidos até sua comercialização e; para reprodução induzida de tambaqui, *Colossoma macropomum*, desde a seleção dos reprodutores até a comercialização dos alevinos.

ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO CENTRO DE PESQUISAS EM AQÜICULTURA RODOLPHO VON IHERING, EM PENTECOSTE, CEARÁ, COM DESTAQUE PARA A REVERSÃO SEXUAL DE TILÁPIA DO NILO, *Oreochromis niloticus*, E HIPOFISAÇÃO DE TAMBAQUI, *Colossoma macropomum*

ANA PAULA VIANA DE FREITAS

1. INTRODUÇÃO

O Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering (CPAq), do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), está localizado na cidade de Pentecoste, Ceará, distante 86 km de Fortaleza (Figura 1).



Figura 1 - Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering do Departamento Nacional de Obra Contra as Secas (DNOCS) em Pentecoste, Ceará.

Silva e Chacon (1977) citado por MESQUITA (2005), registram que o CPAq foi idealizado e criado pelo Engenheiro Agrônomo Raimundo Adhemar Braga, em 1972, observando todas as atividades da ex-Divisão de Pesquisas Ictiológicas sendo instalado em janeiro de 1973. Sua inauguração se deu em 08 de março de 1985, embora tenha iniciado as suas atividades desde sua instalação.

O CPAq tem como principais atividades: (1) a produção de alevinos de diversos peixes cultivados, tais como tilápias, tambaquis, carpas e pirarucu, (2) o transporte e a comercialização de alevinos para particulares e para peixamento de açudes públicos e privados, (3) desenvolve e repassa tecnologias proporcionando estágios para estudantes universitários e cursos para aqüicultores e profissionais interessados na área, além de (4) assistência técnica a produtores rurais.

Segundo MESQUITA (2005), no CPAq, em 2005 foi produzido um total de 4.134.300 alevinos e 23.160 matrizes e reprodutores, distribuídos em peixamentos públicos e particulares, incluindo os realizados para utilização em pesquisas e trabalhos técnicos. Conforme a Tabela 1, as tilápias tiveram uma considerável participação, 2.835.900, o que corresponde a 68,59% do total de alevinos distribuídos pelo CPAq. A tilápia do Nilo foi a espécie que obteve maior destaque, com 24%, enquanto que 19,94% foram de alevinos de tilápia tailandesa revertida.

O CPAq possui uma área inundada total de 11,37 ha e é composto por duas áreas, denominadas de Campus. O Campus I abrange uma área de 6,05 ha e destina-se principalmente à preservação e manutenção de linhagens de peixes, onde se desenvolvem atividades de pesquisa, produção e distribuição de alevinos. O Campus II possui uma área de 5,32 ha e destaca-se principalmente no cultivo e no desenvolvimento de pesquisas sobre a biologia do pirarucu, *Arapaima gigas*.

Tabela 1 - Distribuição de alevinos, por espécie, em coleções d'água pública e particulares, pelo Centro de Pesquisas em Aqüicultura, no ano de 2005.

Espécies	Quantidade de Alevinos			
	Pública	Particular	Total	%
Apaiarí	2.000	0	2.000	0,05
Carpa comum	12.000	6.400	18.400	0,45
Curimatã comum	0	2.000	2.000	0,05
Híbrido pirapitinga x pacu	0	1.000	1.000	0,02
Pirapitinga	2.000	1.000	3000	0,07
Pós-larvas tilápia tailandesa	220.000	230.000	450.000	10,88
Sardinha	154.000	625.000	779.000	18,84
Tambaqui	30.000	13.000	43.000	1,04
Tilápia do Nilo	952.000	41.900	993.900	24,04
Tilápia do Nilo revertida	362.000	99.000	461.000	11,15
Tilápia tailandesa	120.000	389.500	509.500	12,32
Tilápia tailandesa revertida	435.000	389.500	824.500	19,94
Tilápia vermelha	0	47.000	47.000	1,14
Total	2.289.000	1.845.300	4.134.300	100,00

Fonte: MESQUITA, 2005.

1.1. CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES

1.1.1. Tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1757)

As tilápias são ciclídeos nativos do continente africano e da Palestina, com cerca de 75 espécies, que têm sido utilizadas na piscicultura desde o ano de 2.000 a.C. Essas espécies têm sido consideradas importantes não só pelo seu valor nutricional, mas também pelo seu desempenho como agente biológico no combate a mosquitos e ervas daninhas aquáticas, como isca-viva na captura de peixes maiores (os atunídios, por exemplo), na pesca esportiva em represas e na aquariofilia tropical. O grande interesse no cultivo de tilápias fez com que as espécies fossem espalhadas para outras áreas tropicais, sendo encontradas em mais de 100 países. O cultivo de ciclídeos é responsável por aproximadamente 5,7% da produção mundial de pescado cultivado (FAO, 2003, citado por POLI et al., 2003).

Uma das espécies mais cultivadas e comercializadas no CPAq é a tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, linhagem tailandesa, também denominada de chitralada (Figura 2).



Figura 2 - Exemplar de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*.

É a espécie de tilápia mais cultivada no mundo todo (Uraivan e Phanitchai 1986, citado por KUBITZA, 2000).

A tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* e a de Zanzibar, *O. hornorum* foram introduzidas na Unidade Experimental de Piscicultura Intensiva,

Pentecoste, Ceará, em setembro de 1971. O objetivo de sua introdução foi utilizar a primeira no povoamento dos açudes, para aproveitamento da riqueza planctônica deles, e a produção de híbridos 100% machos, obtidos do cruzamento das duas espécies para cultivos semi-intensivos e intensivos (MATOS, 2003).

A tilápia do Nilo, linhagem tailandesa foi introduzida no Brasil em 1997, sendo uma espécie altamente prolífera, o que possibilita a produção de grandes quantidades de alevinos (KUBITZA, 2000). Apresenta características aconselhadas para a piscicultura brasileira, como a resistência a condições de baixa qualidade de água e a doenças; facilidade no manejo de cultivo; tolerância à amplas variações ambientais; capacidade de converter com eficiência os resíduos orgânicos domésticos e agrícolas em proteína de alta qualidade; apresentam boa taxa de crescimento; suportam bem o sistema intensivo de cultivo (POLI et al. 2003), além de apresentarem grande aceitação no mercado por sua qualidade da carne e rendimento em filés (RIBEIRO, 1996).

Segundo TEIXEIRA FILHO (2005), a faixa térmica ideal para o pleno desenvolvimento desses peixes está entre 23 e 33°C, embora possam suportar ocasionalmente temperaturas mais baixas, porém nunca inferiores a 15°C. Para KUBITZA (2000), as temperaturas mínimas consideradas letais para a tilápia do Nilo variam de 8 a 13°C, dependendo da adaptação, e a temperatura máxima letal para tilápia nilótica, pode variar de 38 a 44°C. A faixa de temperatura que proporciona um maior conforto térmico está entre 27 e 32°C, o pH ideal está entre 6,0 e 8,5, a salinidade deve ser de até 18ppt e a amônia deve estar abaixo de 0,24 mg/litro.

Por sua vez, suportam uma salinidade mais elevada na água, havendo registro de sua criação em água salobra (TEIXEIRA FILHO, 2005). O crescimento da tilápia do Nilo é maximizado em águas com 10 a 12g de sal/litro. No entanto, esta espécie não é capaz de se reproduzir em água salgada (32g/litro) (KUBITZA, 2000).

São onívoras micrófagas. Entretanto, as pós-larvas e alevinos até cerca de 5 cm de comprimento, são usualmente fitoplanctófagos. É uma espécie que possui rastros branquiais bem desenvolvidos, possibilitando a filtragem da água para a retirada do plâncton e outros alimentos em suspensão. Em condições de

cultivo, essa espécie captura com habilidade o plâncton e, até mesmo, as partículas de adubo orgânico, aceita uma variedade de subprodutos agrícolas e industriais e se adapta ao consumo de ração balanceada. O requerimento protéico das pós-larvas e alevinos é de 45% e 4000 kcal/kg de energia, (Stickney, 1994, *apud* POLI et. al., 2003). Assim, quando cultivada em viveiros de águas verdes, a tilápia do Nilo geralmente supera em crescimento e conversão alimentar as demais espécies de tilápias (KUBITZA, 2000).

A desova é parcelada e ocorre entre o 5° e o 6° mês de vida, dependendo das condições nutritivas. Durante o período reprodutivo os machos escavam buracos circulares com 70 a 90 centímetros de diâmetro, no fundo do viveiro, tanto maiores quanto menor for a densidade de estocagem (Figura 3). Após o acasalamento, que se apresenta com uma intensa movimentação, a fêmea libera os óvulos que são, prontamente, fecundados pelo macho. Após a fecundação, a fêmea recolhe os ovos na boca e os mantém na boca durante toda a incubação. Embora a eclosão das larvas ocorra no 7° ou 8° dia após a fecundação, a proteção das larvas continua durante o primeiro mês. Nesse período, as larvas podem fazer algumas saídas periódicas da boca da fêmea, retornando, rapidamente, em caso de perigo. Uma das maneiras de aumentar o número de desovas de um casal durante o período reprodutivo, é fazer a retirada das larvas tão logo iniciem as excursões para fora da boca da fêmea. O número de óvulos liberados em cada desova varia de acordo com o tamanho e a idade da fêmea, porém, normalmente, oscila entre 800 e 2.000 óvulos (TEIXEIRA FILHO, 2005).



Figura 3 - Ninhos feitos pelos machos na época da desova.

O maior problema apresentado nos cultivos de tilápia é a prolificidade precoce deste grupo, tornando a unidade de cultivo superpovoada. O resultado é a grande competição por alimento, limitando o crescimento individual. As dificuldades causadas pela maturação precoce, desenvolvimento retardado, interrupção no crescimento das fêmeas, pelo gasto de energia para a reprodução e pelo cessamento de alimentação durante a incubação bucal dos ovos, podem ser evitadas utilizando algumas técnicas que controlem a reprodução, como a sexagem manual, o uso de predadores, a reversão sexual, a estocagem excessiva, a produção de híbridos monosexo, o cultivo em tanques-rede e a produção de descendentes monosexo (POLI et al., 2003).

A estratégia mais utilizada comercialmente é a reversão sexual, técnica de POPMA e GREEN (1990), em que as pós-larvas, com 15 dias de idade e ainda com o sexo indefinido recebem ração com hormônio masculinizante por um período de 21 a 28 dias.

Existem à venda no mercado vários hormônios masculinizantes que podem ser utilizados com eficiência na reversão sexual de tilápias. Porém o mais empregado é o metiltestosterona pela sua grande eficácia, facilidade de aquisição e menor custo comparado aos outros hormônios (KUBITZA, 2000).

Geralmente se diferencia macho e fêmea através da coloração. Os machos apresentam cabeça e nadadeira caudal avermelhados. As fêmeas são geralmente amareladas. Porém, esse método não é muito confiável, pois muitas fêmeas apresentam-se avermelhadas e alguns machos amarelados. O mais recomendado seria a observação da papila genital, técnica denominada de sexagem. Contudo, esse método está sujeito a falhas, devido à dificuldade de se encontrar pessoal especializado para proceder a uma sexagem confiável (TEIXEIRA FILHO, 2005).

A sexagem é uma técnica utilizada no CPAq de diferenciação sexual através da observação da papila urogenital, a partir do 4º mês de vida do peixe, quando ele tem peso médio de 50 gramas. Segundo KUBITZA (2000), os machos apresentam a papila mais afastada do ânus, com formato mais afilado na extremidade posterior (comparada à das fêmeas) e com apenas um orifício (o orifício urogenital) por onde passam tanto a urina como o sêmen. As fêmeas apresentam a papila urogenital mais próxima ao ânus, com formato mais arredondado na extremidade posterior (comparada às dos machos) e com dois

orifícios: a uretra, para excreção da urina e o oviduto, para a saída dos ovos (Figura 4).



Figura 4 - Sexagem de tilápia do Nilo. À esquerda, uma fêmea e, à direita, um macho.

A estratégia de coleta de ovos e pós-larvas adotada no CPAq é a coleta total de pós-larvas em hapas. Nesta estratégia, segundo KUBITZA (2000), os peixes são colocados em hapas para reprodução. A coleta dos reprodutores e pós-larvas é fácil e exige pouca mão-de-obra. Porém, essa estratégia apresenta várias desvantagens como: (1) a facilidade de obstrução das malhas dos hapas pela deposição de algas, resíduos orgânicos e argila, prejudicando a renovação de água e a oxigenação dentro dos hapas, comprometendo a produção de pós-larvas; (2) necessidade de constante reparo e limpeza das malhas, com o risco de rompimento, causando a fuga dos reprodutores e das pós-larvas; (3) vida útil dos hapas é curta devido a exposição ao tempo e o freqüente manuseio e limpeza; e (4) maior facilidade de predação dos reprodutores por aves e maior risco de roubo.

1.1.2. Tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816)

Espécie nativa do Brasil, originária da região Norte-Nordeste (TEIXEIRA FILHO, 2005), mas precisamente da bacia Amazônica (Figura 5), é um peixe muito apreciado em todo o país, apresentando grande importância na pesca comercial e esportiva em suas regiões de origem. Os estoques naturais se mostram bastante reduzidos devido, principalmente, a sobrepesca e a degradação do ambiente. Espécie migradora que se encontra agrupada em cardumes, embora possam ocorrer dispersas nas áreas de alimentação. Nas primeiras chuvas e com o início das da elevação do nível da água, seguem em cardumes para a migração reprodutiva (POLI et al., 2003).

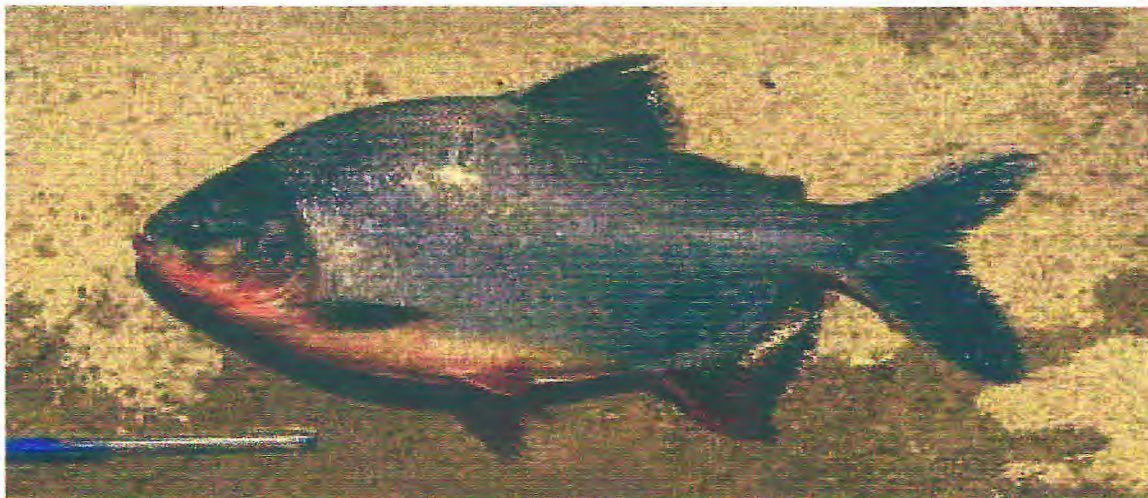


Figura 5 - Exemplar de tambaqui, *Colossoma macropomum*.

Apresenta elevada resistência aos baixos valores de oxigênio dissolvido na água, suportando teores abaixo de 1 mg/L, embora necessite de concentrações mais elevadas para apresentar uma velocidade máxima de crescimento. Apresenta o lábio inferior desenvolvido e nada na camada superficial da água quando a concentração é menor que 0,5 mg de O₂/L (Braun e Junk, 1982 *apud* POLI et al., 2003).

Possui algumas adaptações anatômicas da cavidade bucal e nas brânquias que lhe permite ingerir uma grande variedade de alimentos. Segundo POLI et al. (2003), o hábito alimentar do tambaqui é, essencialmente, frugívoro, alimentando-se de frutas e sementes de tamanho grande, insetos jovens e

adultos, moluscos, zooplâncton, fitoplâncton. Pode atingir peso máximo de 40 quilogramas.

Tambaquis não apresentam qualquer diferenciação externa quanto ao sexo. Há necessidade de um exame do orifício urogenital, onde se aplica pressão, de forma apropriada, percorrendo a linha do ventre, buscando extrair gametas (por aquela porta de saída). Se um líquido leitoso (o sêmen) for obtido, afirma-se conclusivamente que se trata de macho; na obtenção de óvulos, coisa que raramente acontece, pode-se obviamente afirmar que é uma fêmea. No entanto, caso não se consiga extrair nada, após massagens aplicadas corretamente e na época propícia, supõe-se que seja uma fêmea, mas não se descarta a hipótese de ser um macho despreparado ou defeituoso. Como nessa espécie, a desova não se processa naturalmente, existe a necessidade da intervenção humana para extrair os óvulos da fêmea e o sêmen do macho (TEIXEIRA FILHO, 2005).

Na natureza, a primeira maturação gonadal é atingida entre três e quatro anos de idade, quando pesam entre 3 e 5 quilogramas. No ambiente natural, apresentam desova anual com a liberação total dos óvulos (desova total). Os tambaquis apresentam desova precedida de deslocamentos migratórios e regulada pela elevação do nível da água, ocorrendo entre o final da primavera e o verão. Em cativeiro, realizam a maturação gonadal durante o mesmo período do ano, sendo facilmente obtida a espermiacão e ovulação através da utilização de diversos indutores hormonais.

Segundo ARANA (2004), a desova induzida é realizada através da suplementação hormonal, sendo possível o uso de hormônios naturais, como extrato de pituitária de carpa (EPC).

Os gametas são obtidos por extrusão e fertilizados a seco, sendo mantidos em incubadoras com movimentação constante de água. A eclosão ocorre após cerca de 15 horas, quando a temperatura da água é 27°C (POLI et al., 2003).

A larva recém-eclodida não necessita de alimentação do ambiente, pois passa a consumir o saco vitelínico até esgotar o vitelo ali contido e, só então, dá-se a completa desobstrução do aparelho digestivo. Instintivamente, então, a larva procura ingerir algum alimento do ambiente, sendo as primeiras refeições

elementos do plâncton. Por isso a preparação do ambiente com massa planctônica é fundamental (TEIXEIRA FILHO, 2005).

As pós-larvas iniciam a alimentação externa entre o 5° e o 6° dia após a eclosão. O primeiro alimento pode ser composto por fito e zooplâncton. O consumo de ração farelada pode ocorrer desde as primeiras fases, embora as pós-larvas demonstrem a preferência pelo zooplâncton até o 20° dia, quando passam a ingerir a ração, mesmo com disponibilidade de alimento natural (POLI et al., 2003).

O objetivo deste estágio foi acompanhar as atividades realizadas no Centro de Pesquisas em Aqüicultura, Rodolpho von Ihering, em Pentecoste, Ceará, no período de 07 a 28 de agosto de 2006, como (1) o manejo em piscicultura, (2) a produção de alevinos de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, através da reversão sexual e, (3) a reprodução induzida de tambaqui, *Colossoma macropomum*, através da hipofiseação.

2. MANEJO EM PISCICULTURA

2.1. Qualidade da água

Em aqüicultura, qualidade da água consiste no conjunto de características ótimas que devem ser mantidas no ambiente para garantir o sucesso dos cultivos. Esse conjunto refere-se ao equilíbrio dinâmico de todas as variáveis químicas, físicas, biológicas e tecnológicas que fazem possível o cultivo de organismos aquáticos sob uma forma sustentável, isto é, capaz de se manter ao longo do tempo atendendo aos objetivos sociais, ambientais e econômicos da realidade conjuntural em que o empreendimento encontra-se inserido (ARANA, 2004).

Deve ser destacado que, dentre todas as variáveis de qualidade da água, o oxigênio dissolvido e amônia não-ionizada são os mais importantes. O oxigênio dissolvido (OD), cuja concentração pode ser expressa sob a forma de mg/L, apresenta diferentes porcentagens de saturação em função da temperatura, salinidade e pressão atmosférica. Pode-se dizer que, quanto

maior a temperatura e a salinidade, menores serão as concentrações de oxigênio na água; já para o caso da pressão atmosférica, quanto menor ela for, menor será a concentração de oxigênio (ARANA, 2004).

A amônia ocorre sob duas formas: amônia ionizada (NH_4^+) e amônia não-ionizada (NH_3), sendo que a última forma é altamente tóxica para a maioria dos organismos aquáticos. O equilíbrio entre essas duas formas varia conforme o pH, a temperatura e a salinidade da água, sendo o pH o fator mais importante. Em águas ácidas, a maior parte da amônia encontra-se sob forma ionizada (não tóxica), já em águas básicas ou alcalinas, essa adota a forma não-ionizada (tóxica).

No CPAq, a análise da água utilizada no cultivo dos peixes não é feita diariamente, mas esporadicamente, devido a vários fatores como por exemplo, a mão-de-obra reduzida.

2.2. O uso do sal na aquicultura

A pele e as brânquias dos peixes são recobertas por uma fina camada de muco, que ajuda a reduzir a perda de sal para a água doce circundante. O aprisionamento em redes e o manuseio removem essa camada de muco. A transferência e o transporte provocam estresse. O estresse e a perda de muco aumentam a perda de sais do sangue, aumentando a demanda de energia nos peixes que estão fragilizados.

A adição de cloreto de sódio na água onde estão os peixes, limita ou previne, dependendo da concentração, a perda de sais durante o transporte (MESQUITA, 2001). O sal evita o estresse causado pela osmorregulação: se a salinidade da água, onde estão os peixes, estiver baixa, ele perde sais para o meio, absorve mais água para repor os sais perdidos e com isso, perde energia e cresce menos.

Além disso, o sal também auxilia no combate a *Trichodina* sp (Figura 6)

praticamente todos os ambientes de cultivo e geralmente ocorrem em pequeno número nos peixes. Infestações por triconídios são freqüentes em peixes que incubam os ovos na boca, como a maioria das tilápias do gênero *Oreochromis*. Estes ciliados invadem a boca e infestam as larvas. Perdas consideráveis de pós-larvas em incubatórios, bem como na primeira semana da reversão sexual em hapas e tanques geralmente são associadas a infestações severas por triconídios. Infestações em juvenis e adultos são menos danosas. Porém, se esses peixes estiverem expostos à água de inadequada qualidade e excessiva carga orgânica, a mortalidade pode ser expressiva. Dentre outros fatores que favorecem as infestações por triconídios estão o manejo grosseiro, a má nutrição e, principalmente, a baixa temperatura da água. De uma forma geral, quanto maior a densidade de estocagem maior será o acúmulo de resíduos orgânicos nos viveiros e nos tanques. Essas condições favorecem o aumento da população desses parasitos e sua propagação, devido ao maior contato entre os peixes (KUBITZA, 2000).



Foto 6 - Desenho esquemático e visão microscópica de *Trichodina* sp.

Na tentativa de combater infestações por triconídios nos tanques do CPAq, foi feito sifonamento dos tanques e calhas, onde estavam as larvas e pós-larvas, aproximadamente 90 min após o arraçoamento, para a retirada do excesso de ração e matéria orgânica e, foi adicionado cloreto de sódio aos tanques e às calhas, em proporção de 2% em relação ao volume de água.

2.3. Formação do plantel de reprodutores e matrizes

O plantel de reprodutores e matrizes do CPAq foi feito com a espécie tilápia do Nilo, linhagem chitralada, trazido da Tailândia, em novembro de 2002 (MATOS, 2003).

Inicialmente, foram colocados 60 exemplares, machos e fêmeas, de tilápia do Nilo em hapas de acasalamento (Figura 7), que eram confeccionadas em tela plástica, com abertura de malha de 1,6 mm, na proporção de um macho para uma fêmea (1:1), para preservar os caracteres biológicos dos reprodutores, por um período de 20 dias.



Figura 7 - Vista geral de hapas utilizados para acasalamento de tilápia do Nilo.

Após esse período, larvas e pós-larvas foram cuidadosamente retiradas dos hapas com a ajuda de um puçá para evitar que elas sofressem traumatismos durante a retirada dos reprodutores e das matrizes, que se debatiam muito durante o processo da despesca. Elas foram colocadas em um balde contendo água e um pouco de cloreto de sódio, levadas ao laboratório, onde foram lavadas e submetidas a um tratamento profilático (Figura 8), que consistiu em banho de imersão em solução de formalina, na proporção de 1mL de formol para 1litro de água por 30 segundos para combater parasitas, principalmente a *Trichodina* sp.



Figura 8 - Pós-larvas de tilápia do Nilo, no balde, recém-tiradas dos hapas (A); em seguida, submetidas à limpeza para a retirada de impurezas (B), e no banho de imersão em formalina (profilaxia) (C).

Enquanto isso, reprodutores e matrizes foram despescados e levados para a área de descanso, onde ficaram em tanques separados.

Terminado o processo de limpeza e profilaxia, larvas e pós-larvas foram levadas para um viveiro por um período de 80 dias até que atingissem um peso médio de 50 gramas, onde receberam alimentação artificial em pó, pois ainda não possuíam sistema digestivo completamente formado.

A densidade de estocagem utilizada era de 50 pós-larvas/m² de viveiro. A ração em pó oferecida às pós-larvas possuía 50% de proteína bruta (PB) até que elas atingissem 10 gramas. A partir daí, ração com 40% PB até os 50 gramas. A taxa de arraçoamento era de 5 a 10% do peso vivo e a ração era oferecida com uma frequência alimentar de 4 tratos ao dia.

Quando os peixes atingiram 50 gramas, foi realizada a sexagem.

2.4. Seleção de reprodutores e de matrizes

Para a seleção de reprodutores e matrizes de tilápia do Nilo, o CPAq realizou a sexagem, tendo sido escolhidos os indivíduos que não apresentavam doenças ou deformações corporais e que possuíam bom desenvolvimento somático. Os selecionados passaram a receber alimentação do tipo extrusada. No 4º mês de vida, com peso médio de 150 gramas aproximadamente, os peixes já estavam prontos para o processo reprodutivo.

2.5. Acasalamento

Após a seleção, reprodutores e matrizes foram levados ao viveiro com área total de 2.500m², ficando confinados em 50 hapas de acasalamento, que recebiam 60 peixes cada um, na proporção de 1 macho para 3 fêmeas (1:3), sendo 15 machos e 45 fêmeas, por 15 dias.

Os reprodutores receberam alimentação com 32% PB, do tipo extrusada, duas vezes ao dia, com taxa de arraçoamento de 1% do peso vivo, nos 8 dias iniciais do acasalamento, permanecendo os últimos 7 dias em jejum, o que causou estresse no peixe e o induziu à reprodução na tentativa de perpetuar a espécie.

2.6. Despesca

A despesca dos reprodutores e matrizes foi realizada após os 15 dias de acasalamento nos hapas de reprodução.

Diariamente (de segunda a sexta-feira, dias em que havia expediente no CPAq), foram despescados 6 hapas e estocados outros 6.

O processo de despesca foi feito passando-se um cano de PVC (Poli Cloreto de Vinila) por baixo e por toda a extensão dos hapas, retirando os pesos que se encontravam na parte interior, cuja função era evitar que os hapas flutuassem e que os peixes fugissem, tendo cuidado para que não ocorresse o escape dos reprodutores e das matrizes. Eles foram encurralados em uma pequena área do hapa, facilitando assim a despesca dos peixes maiores e a retirada de ovos, larvas e pós-larvas (Figura 9).



Figura 9 - Manejo de despesca de reprodutores e pós-larvas. Em (A), funcionários passando um cano de PVC por baixo dos hapas, e em (B) e (C) reprodutores e matrizes encurralados facilitando a despesca.

Uma vez encurralados, passou-se um puçá para, com cuidado, retirar todas as larvas e pós-larvas presentes nos hapas, colocando-as em um balde com água e cloreto de sódio e foram levadas ao incubatório. Em seguida, os peixes foram retirados, um a um e identificados quanto ao sexo. Os machos foram colocados em um tambor com água e as fêmeas em outro e levados para a área de descanso. As matrizes tiveram suas cavidades bucais observadas antes de serem colocadas no tambor (Figura 10), para se verificar a existência de ovos em suas bocas. Quando haviam ovos, as fêmeas eram induzidas a liberá-los em um balde contendo água e cloreto de sódio.



Figura 10 - Fêmea de tilápia do Nilo praticando incubação oral.

2.7. Descanso de reprodutores e matrizes

Ao saírem dos hapas de acasalamento, os reprodutores e as matrizes foram levados para a área de descanso, onde permaneceram, em tanques separados, por 10 dias até o próximo período de acasalamento.

A área de descanso (Figura 11) consistia em um espaço destinado ao repouso de reprodutores e matrizes vindos do acasalamento, sendo divididos em dois blocos: o bloco A, destinado às fêmeas e o bloco B, destinado aos machos. A área era coberta com tela, garantindo proteção contra predadores e

possíveis contaminações que esses predadores poderiam trazer ao lote de reprodutores.



Figura 11 - Área de descanso dos reprodutores e matrizes do Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering, Pentecoste, Ceará.

Segundo ZIMMERMANN (1999), o manejo de descanso das fêmeas é necessário para intensificar o número de alevinos produzidos e aumentar o controle daqueles que crescem em excesso.

A ração oferecida aos peixes nesta área possuía 32% PB, com taxa de arraçoamento de 1% do peso vivo, fornecida 2 vezes ao dia.

2.8. Seleção de ovos, larvas e pós-larvas

Ao saírem dos hapas de reprodução, ovos, larvas e pós-larvas foram levados em baldes contendo água e cloreto de sódio para o incubatório, onde foram lavados para a retirada de impurezas. Em seguida, foram separados e submetidos ao tratamento profilático. Após esse procedimento, os ovos foram levados para incubadoras (Figura 12), onde permaneceram até a eclosão e as larvas e pós-larvas foram classificadas quanto aos seus tamanhos (Figura 13).



Figura 12 - Incubadoras de ovos de tilápia do Nilo.



Figura 13 - Classificação de pós-larvas, utilizando selecionadores.

A classificação de larvas e pós-larvas, quanto ao tamanho foi feita utilizando dois selecionadores, um de abertura de malha de 3 mm, que ficava sobre o selecionador de abertura de malha de 1,5 mm. As larvas e pós-larvas foram colocadas sobre o selecionador de 3 mm, as que passaram por ele possuíam tamanho inferior a 13 mm, ficando retidas na malha de 1,5 mm, e

foram levadas para as calhas, onde se deu o início da reversão sexual. As que ficaram retidas na malha de 3 mm, foram consideradas impróprias para a reversão pois eram grandes. Foram, então, estocadas em viveiros com o objetivo de serem utilizadas para peixamento de açudes públicos e particulares.

3. PRODUÇÃO DE ALEVINOS ATRAVÉS DA REVERSAO SEXUAL

Após a limpeza e a profilaxia, os ovos foram levados para as incubadoras, na proporção de 300 a 400 gramas de ovos por incubadora, onde permaneceram até a eclosão, período que variou de 24 a 72 horas, dependendo do estágio em que se encontravam os ovos. No CPAq, a classificação dos ovos foi feita da seguinte forma: ovos brancos ou amarelados, pertencentes ao estágio 1, eclodiam em 72 horas; ovos alaranjados, estágio 2, eclodiam em 48 horas; e ovos marrons, estágio 3, eclodiam em 24 horas.

As larvas recém-eclodidas foram levadas para as calhas de reversão (Figura 14), em uma densidade de 10.000 pós-larvas/120 litros de água, e só depois de 2 dias, quando o saco vitelínico das larvas havia sido completamente absorvido, foi que a ração, contendo hormônio, passou a ser oferecida. As larvas permaneceram ali por mais 5 dias e foram levadas para os hapas de reversão, em uma densidade de 10.000 pós-larvas/hapa por 16 dias, perfazendo um total de 21 dias o período da reversão sexual no CPAq.

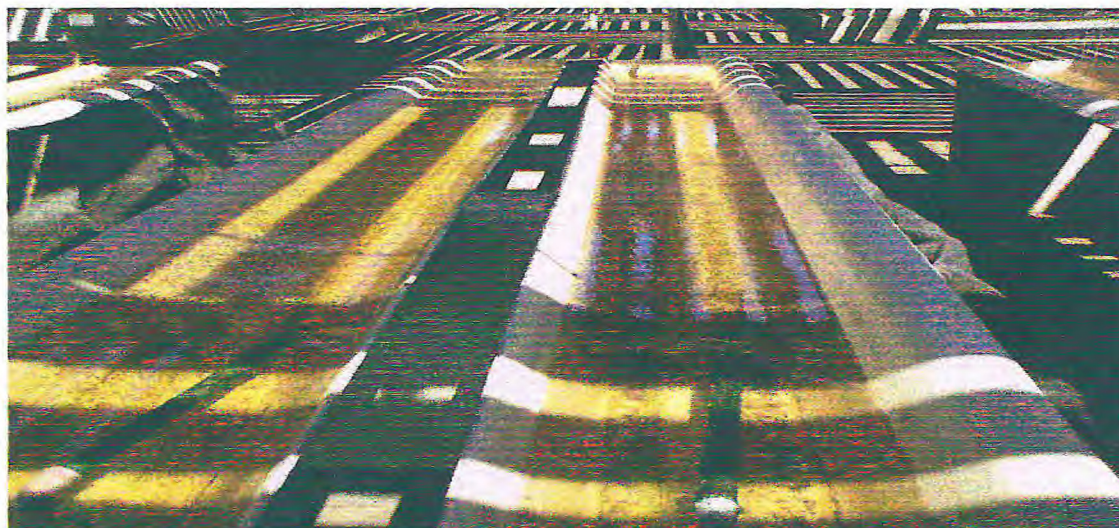


Figura 14 - Calhas utilizadas na reversão sexual de tilápia do Nilo.

Tanto nas calhas, quanto nos hapas, as pós-larvas receberam ração contendo hormônio masculinizante 6 vezes ao dia até a saciedade. A ração foi oferecida nos seguintes horários: 7h, 9h, 11h, 13h, 15h e a última vez às 17h.

Nos hapas de reversão, a ração foi fornecida em anéis de alimentação, confeccionados com tubos de polietileno de 20 mm de diâmetro e com tamanho equivalente a 20% da área dos hapas. Esses anéis evitam desperdícios de ração, que permaneceu em seu interior, evitando que ela se espalhasse, causando o entupimento da malha do hapa e, ainda facilitam a visualização do consumo da ração, ajustando o fornecimento de acordo com a necessidade das pós-larvas (Figura 15).



Figura 15 - Anéis de alimentação utilizados nos hapas de reversão sexual.

3.1. Preparo da ração com hormônio masculinizante

A solução padrão ou solução estoque, utilizada no preparo da ração, foi obtida diluindo-se 6 gramas de hormônio masculinizante, 17 α -metiltosterona (MT) em 1 litro de álcool etílico 99%. A função do álcool é dissolver o hormônio, já que este é insolúvel em água. A solução padrão foi colocada em um recipiente escuro para evitar a degradação pela luz e armazenada em geladeira. Quando armazenada nessas condições a solução fica apta para uso por até três meses.

Para o preparo de 1 kg da ração que foi administrada às pós-larvas na reversão sexual no CPAq, utilizou-se os seguintes ingredientes: 10 mL de solução padrão ou estoque, 500 mL de álcool comercial e 1 kg de ração com 40% PB.

Os ingredientes foram homogeneizados manualmente em uma bacia. A mistura foi espalhada para facilitar a evaporação do álcool, e colocada à sombra e em local ventilado, por 48 horas. Após esse período, a ração foi colocada em sacos plásticos escuros, evitando-se assim a degradação pela luz e armazenada em refrigerador, ficando própria para o uso por até três meses (Figura 16).

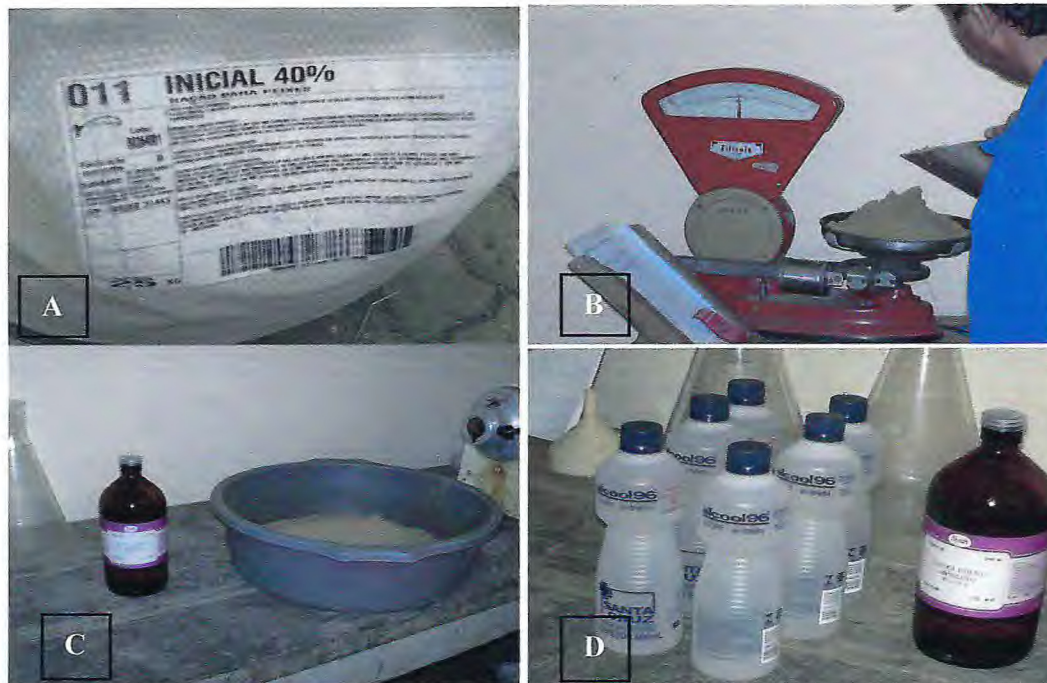


Figura 16 - Insumos e equipamentos utilizados no preparo da ração para a reversão sexual. Em (A) ração 40%, (B) pesagem da ração, (C) solução estoque e bacia com os ingredientes, (D) álcool comercial e álcool etílico.

Administrando a ração com hormônio a uma quantidade de 400 a 600 gramas, foi o suficiente para reverter 1.000 alevinos.

Foi de extrema importância que o responsável pelo preparo da ração usasse luvas e máscara apropriadas, evitando assim o contato direto com o hormônio.

Se o tempo de descanso da mistura não fosse obedecido, o álcool ainda estaria presente na ração e seu sabor não agradaria às pós-larvas, que se recusariam a comê-la, ficando o processo de reversão sexual comprometido.

Segundo KUBITZA (2000), esse hormônio é muito utilizado na reversão sexual de tilápia do Nilo, devido a sua grande eficácia, facilidade de aquisição e menor custo, comparado a outros hormônios.

3.2. O efeito do hormônio no organismo humano

Segundo RIBEIRO (1996), a quantidade total de hormônio consumido pelas larvas durante a reversão sexual é pequena, em comparação com as doses terapêuticas normais para humanos. A dose diária mínima de testosterona recomendada para homens deficientes em andrógenos é mais do

que 100 vezes maior do que a quantidade total consumida pela larva de tilápia durante todo o processo de reversão sexual. Na realidade, grande parte da pequena dose recomendada é metabolizada e eliminada, antes que o peixe alcance o tamanho comercial, já que o fígado converte o hormônio em compostos solúveis em água, os quais são excretados na bile e urina. Noventa por cento do hormônio são excretados na urina dentro de 24 horas, menos de que 1% do hormônio permanece no peixe. Durante o crescimento até o tamanho de mercado, o juvenil e o adulto continuam a excretar o hormônio remanescente. No momento da coleta, a quantidade de testosterona proveniente da dieta, que ainda possa estar presente no peixe revertido é insignificante, em comparação com a quantidade produzida normalmente por um macho adulto não revertido. Considerando todos esses fatores, é duvidoso que tais níveis, possam ser um risco para a saúde dos consumidores.

Goudie et al. (1986) *apud* KUBITZA (2000) estimaram que, mesmo que o nível de 0,5ng de MT/g de carcaça (observados 21 dias após concluída a reversão) não decline mais, quando os peixes alcançarem 250g, esta concentração seria 20pg MT/g de carcaça. Um ser humano, portanto, precisaria consumir diariamente 500 a 2.500kg de filé de tilápia para ingerir a dose diária utilizada em terapias com MT. Dessa forma, não há risco em consumir uma tilápia que foi submetida à reversão sexual.

3.3. Teste de reversão sexual em alevinos

O teste de reversão foi feito com 200 peixes, 7 a 15 dias após serem submetidos a reversão sexual, apresentando peso médio de 5 gramas. Estes peixes foram sacrificados para a retirada de suas gônadas, as quais foram colocadas sobre uma lâmina, que recebeu uma gota do corante acetocarmin sobre as gônadas, as quais foram cobertas com uma lamínula. O material foi então levado ao microscópio para observação. Se a gônada apresentasse ausência de ovócitos, o indivíduo era macho. Se houvesse ovócitos, tratava-se de uma fêmea. Se houvesse ovócitos espalhados e o restante da gônada apresentasse uma aparência granular, era um indivíduo intersexo, cuja reversão foi incompleta.

O teste de reversão, geralmente, é feito quando há reclamações de compradores, devido a presença de fêmeas no lote de peixes adquiridos, o que não é muito comum no CPAq.

3.4. Despesca e seleção dos alevinos revertidos

Passados os 21 dias necessários para o processo de reversão sexual, os alevinos foram despescados e submetidos a uma nova seleção, que foi feita com a ajuda de dois selecionadores, que ficavam sobrepostos, sendo um de abertura de malha de 4 mm e outro de 5 mm. Os alevinos trazidos dos hapas de reversão foram colocados dentro do selecionador de malha de 5 mm. Os que passaram por esta malha e ficaram retidos na de 4mm foram descartados, já que havia uma grande probabilidade de que fossem fêmeas. Os que ficaram retidos na malha de abertura maior eram machos e estavam prontos para a comercialização.

3.5. Índices zootécnicos

Segundo MATOS (2003), a média de sobrevivência obtida na reversão sexual de tilápia do Nilo no CPAq foi de 60%. Mas esse valor pode variar de 30 a 70%, dependendo da qualidade da água, do manejo, da existência de larvas de tamanhos diferenciados, ocasionando o canibalismo, entre outros fatores.

O peso médio das pós-larvas ao terminar o tratamento com o hormônio masculinizante foi de 180 a 300 mg, com tamanho médio de 5 cm. A taxa de masculinização dos alevinos submetidos à reversão sexual obtida no CPAq foi de 98%.

3.6. Comercialização

Após a despesca, os alevinos foram colocados em sacos plásticos contendo água, oxigênio e cloreto de sódio (7-8g/L) para que o estresse dos alevinos, ao manter o seu equilíbrio osmótico, fosse reduzido.

A comercialização dos alevinos revertidos no CPAq é feita para todo o Brasil, com o milheiro de alevinos custando R\$ 35,00 e de pós-larvas R\$ 6,00 para produtores particulares realizarem a reversão sexual em suas propriedades.

4. HIPOFISAÇÃO DE TAMBAQUI

Os reprodutores e as matrizes utilizadas no processo de hipofisação foram despescados com uma rede de arrasto (Figura 17) e submetidos a uma seleção visual, onde somente aqueles cujas características externas indicavam preparação para a reprodução foram escolhidos para o processo. Nos machos, o exame consistiu em uma leve pressão praticada com os dedos polegar e indicador da mão direita na região ventral, próxima a abertura genital, a fim de ser verificada a existência de esperma nos testículos. As fêmeas selecionadas foram aquelas que apresentaram abdômen abaulado e a papila genital hiperemiada e ligeiramente dilatada, indicando desenvolvimento gonadal bem adiantado.

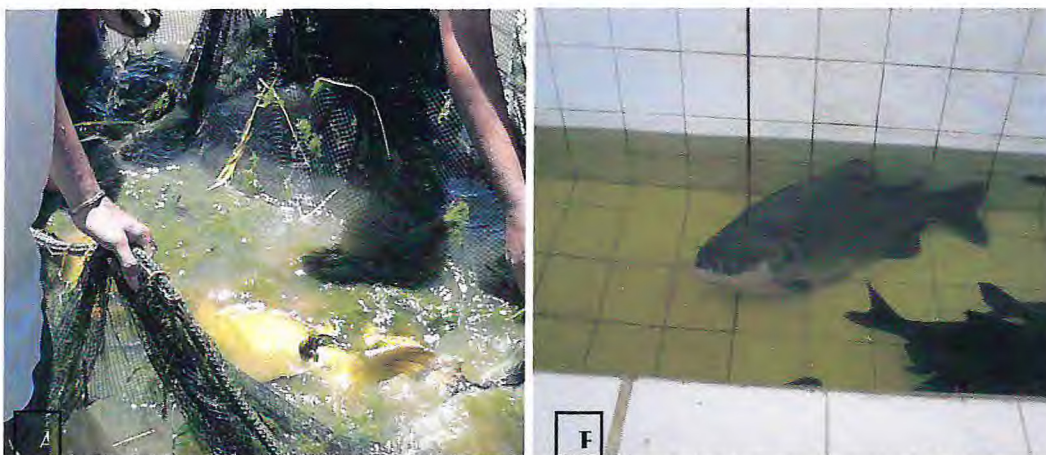


Figura 17 - Tambaquis capturados em rede de arrasto (A) e após a captura, no tanque de manejo (B).

O lote de reprodutores utilizados para a hipofisação no CPAq foi de 9 indivíduos, em uma proporção de 2 machos para 1 fêmea, fato que aumentou a

heterogeneidade genética e a probabilidade de sucesso no processo da hipofiseação.

Uma vez selecionados, os peixes foram transferidos para tanques de manejo, onde foram submetidos a uma nova e definitiva seleção, que consistiu na técnica de sondagem ovariana. Essa técnica teve como objetivo a verificação do grau de desenvolvimento dos ovócitos e foi realizada através da introdução de uma sonda uretral nº 08 na papila genital da fêmea de tambaqui para a retirada de uma pequena porção do conteúdo ovariano. Os ovócitos coletados foram colocados em placa de Petri e sobre eles foram adicionadas algumas gotas de solução de Serra, constituída de 60% de álcool, 30% de formol a 40% e 10% de ácido acético, para fixá-los e tornar possível a visualização dos núcleos dos ovócitos. A placa foi levada ao microscópio óptico para observação do conteúdo ovariano. As fêmeas escolhidas foram aquelas que apresentaram óvulos com núcleos centralizados, as quais foram identificadas, marcadas, pesadas e colocadas de volta ao tanque de manejo (Figura 18).

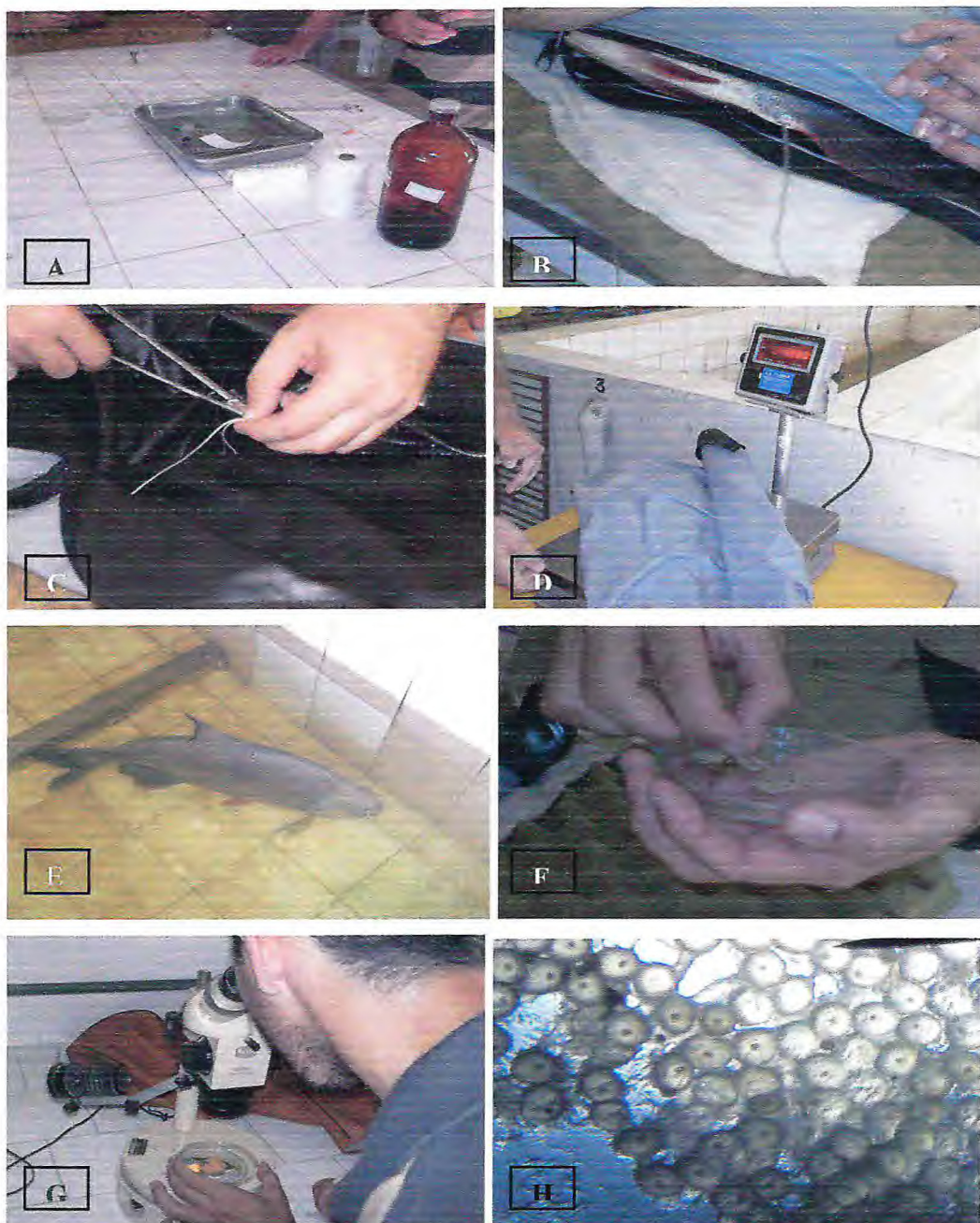


Figura 18 - Materiais utilizados na sondagem ovariana (A); introdução da sonda uretral na papila genital da fêmea de tambaqui (B), marcação (C), pesagem (D), devolução da fêmea ao tanque de manejo (E); ovócitos colocados na placa de Petri (F) e em seguida levados ao microscópio (G), para observação dos núcleos (H).

4.1. Preparo das doses hormonais

O agente indutor da ovulação nas fêmeas e da espermição nos machos utilizado foi a hipófise seca de carpa comum, *Cyprinus carpio*, adquirida através de processo licitatório, realizado pelo DNOCS.

Antes do preparo das doses, foi indispensável a pesagem das hipófises que foram utilizadas na preparação da solução hipofisária. Nas fêmeas, a quantidade de hipófise empregada no preparo das doses foi de 5 mg/kg de peso vivo (PV), enquanto que nos machos a quantidade foi de 2 mg/kg PV. A dose para os machos é menor, pois o processo de espermição dos machos é bem mais simples que o processo de ovulação das fêmeas.

A hipófise foi macerada, com o auxílio de um almofariz e de um pistilo, adicionando-se gradualmente soro fisiológico, 0,5 mL/kg de peixe. A solução foi homogeneizada e colocada em seringas para a aplicação nos peixes.

A aplicação das injeções foi feita na base da nadadeira peitoral, com a agulha direcionada para a nadadeira dorsal, posição que evitou o refluxo da dose (Figura 19).

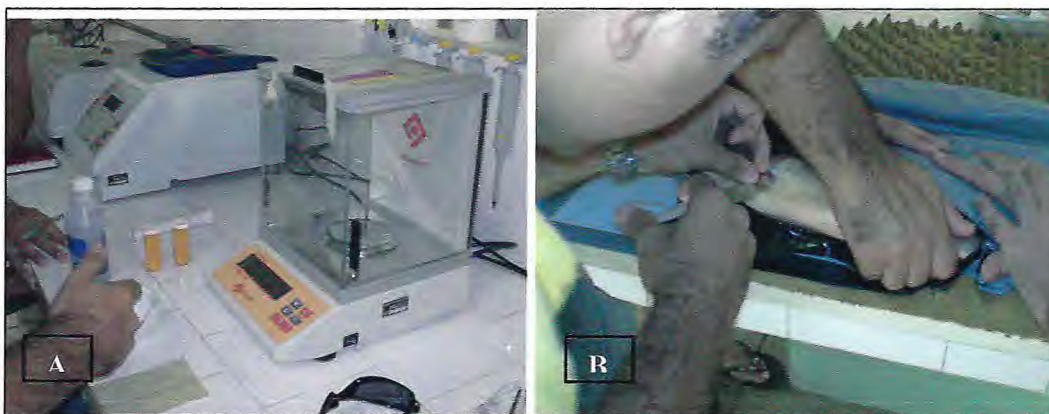


Figura 19 – Preparo (A) e aplicação das doses hormonais (B).

4.2. Aplicação das doses hormonais

Nas fêmeas, foi necessária a aplicação de duas doses de hipófises para que ocorresse a ovulação. A 1ª dose (10% da solução preparada), chamada de dose preparativa, teve a função de promover a maturação completa dos óvulos,

enquanto que a 2ª dose (90% da solução), chamada de dose final ou definitiva, teve como objetivo a desova e foi aplicada 14 horas após a 1ª dose.

Imediatamente depois da 2ª injeção foi feita uma sutura, em forma de "X", para fechar a papila genital, evitando a desova inesperada no tanque de manejo, o que prejudicaria o processo da reprodução.

Nos machos foi aplicada uma única dose hormonal, no mesmo momento em que as fêmeas receberam a 2ª dose e teve a função de tornar o sêmen diluído.

Segundo FAO (1989), é essencial colocar-se um macho injetado junto com as fêmeas, a fim de servir de estímulo à ovulação. Com esse objetivo, no CPAq foram colocados dois machos no tanque onde estavam as fêmeas.

4.3. Extrusão

Atingidas as horas-graus (soma das temperaturas obtidas a cada hora, no tanque onde estavam as fêmeas, desde a aplicação da 2ª dose hormonal) necessárias para a desova do tambaqui, que no CPAq foi às 260 horas-graus, cada fêmea foi retirada cuidadosamente do tanque de manejo e enxuta para evitar que, no momento da desova, os óvulos entrassem em contato com a água, ficando a fecundação comprometida.

O próximo passo foi a retirada da sutura feita na papila genital das fêmeas, com o auxílio de uma tesoura. O manipulador pressionou levemente o abdômen da fêmea, estimulando-a na liberação dos óvulos. Esses foram coletados em uma bacia e pesados para posterior determinação das quantidades que seriam colocadas nas incubadoras.

Enquanto a pesagem dos óvulos foi efetuada, a extrusão dos machos foi realizada com a intervenção do manipulador que pressionou o abdômen para que ocorresse a liberação do sêmen, que foi misturado cuidadosamente aos óvulos da fêmea, na proporção de 1 a 2 mL para cada kg de óvulos. Após a homogeneização, adicionou-se água para ativar os espermatozóides, ocorrendo assim a fecundação dos óvulos (Figura 20).



Figura 20 - Extrusão em fêmea (A) e em macho (B). Homogeneização de óvulos e sêmen (C).

Para se constatar o sucesso da fecundação, uma pequena quantidade de ovos foi observada através de um microscópio óptico, para saber se as primeiras divisões celulares estavam ocorrendo.

Os ovos fecundados foram levados para as incubadoras. A eclosão ocorreu 14 horas após a 2ª dose. As larvas permaneceram nas incubadoras ainda por 4 dias.

As incubadoras utilizadas no CPAq possuíam formato cônico, com capacidade para 60 litros de água e 300 mL de ovos hidratados. Apresentavam fluxo contínuo de água, que proporcionava aos ovos, um constante revolvimento, no qual permaneciam durante todo o período de desenvolvimento até a eclosão das larvas.

Das incubadoras, as pós-larvas foram transferidas para os viveiros adubados com esterco bovino, 300 g/m², em uma densidade de 150 pós-

larvas/m² viveiro, onde se alimentaram primeiramente de plâncton e depois de ração.

As pós-larvas ficaram prontas para a comercialização quando atingiram um peso médio de 1 grama em aproximadamente 30 dias.

O valor cobrado pelo milheiro de alevinos de tambaqui no CPAq foi de R\$ 25,00.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estágio realizado no Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering (CPAq) do DNOCS, em Pentecoste, Ceará, através da disciplina “Estágio Supervisionado”, do curso de Engenharia de Pesca, é de extrema importância para a complementação da formação do estudante e na aquisição de conhecimentos práticos e teóricos que certamente serão muito úteis na carreira profissional.

Pode-se perceber que no CPAq, as técnicas para a reversão sexual de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus*, e para a reprodução induzida de tambaqui, *Colossoma macropomum*, são bem dominadas e feitas com segurança pelos funcionários do Centro, apresentando resultados satisfatórios, em relação à sobrevivência e à produção de alevinos.

6. REFERÊNCIAS

- ARANA, L.V. Fundamentos de Aqüicultura. Florianópolis: Editora da Universidade Federal de Santa Catarina, 2004. 349p.
- FAO. Avances em el cultivo de peces del género *Colossoma*, Programa cooperativo gubernamental. FAO-ITALIA, Brasília, 1989.
- KUBITZA, F. Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial. Jundiaí, SP: Editora DEGASPARI, 2000. 289p.
- MATOS, A.R.B. Análise da produção de alevinos revertidos de tilápias, *Oreochromis spp*, no estado do Ceará. 110f. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Pesca) - Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2003.
- MESQUITA, P.E.C. Apostila do curso teórico e prático sobre aqüicultura continental. Pentecoste, CE: Departamento Nacional de Obras Contra as Secas, Nov. 2001. 183p.
- MESQUITA, P.E.C. Relatório das atividades do Centro de Pesquisas em Aqüicultura Rodolpho von Ihering (CP/CPA). Pentecoste, Ceará, 2005.
- POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDREATTA, E.; BELTRAME, E. Aqüicultura, Experiências brasileiras. Florianópolis: Editora Multitarefa, 2003.
- POPMA, T.J.; GREEN, B.W. Sex reversal of tilapia in earthen ponds. Aquacultural Production Manual. International Center for Aquaculture. Auburn University, Auburn, Al, USA. 1990.
- RIBEIRO, M.A.G. Reversão sexual de tilápias. Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, v. 6, n. 37, p. 14-18, set./out. 1996.
- TEIXEIRA FILHO, A.R. Piscicultura ao alcance de todos. São Paulo: Editora Nobel, 1991, Reimpressão 2005.
- ZIMMERMANN, S. Incubação artificial (Técnica permite a produção de tilápias do Nilo geneticamente superiores). Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, v. 9, n. 54, p. 15 -21, jul./ago. 1999.