



REPRODUÇÃO ARTIFICIAL DO PINTADO (*Pseudoplatystoma corruscans*) (AGASSIZ, 1829) EM TOLEDO – PARANÁ – BRASIL.

JORGE ANDRÉ NUNES VERÇOSA

**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
Dezembro/2004**

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)

V586r Verçosa, Jorge André Nunes.

Reprodução artificial do pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) (Agassiz, 1829) em Toledo - Paraná -
Brasil / Jorge André Nunes Verçosa. – 2004.
50 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências
Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2004.
Orientação: Prof. Dr. Marco Antônio Igarashi.

1. Peixes - Criação. I. Título.

CDD 639.2

COMISSÃO EXAMINADORA:

Prof. MARCO ANTÔNIO IGARASHI, PhD
Orientador/Presidente

**Eng. de Pesca HENRIQUE JOSÉ Mascarenhas
dos Santos Costa, M. Sc.**
Membro

Medico Vet. Marcelo José Ascensão F. Vieira
Membro

Orientador Técnico:

Dir. ELEXIO VIDAL
Instituto Ambiental do Paraná

VISTO:

Prof. Dr. José Wilson Calíope de Freitas
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca

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

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais e irmãos que sempre estiveram presentes e me apoiaram em minhas decisões de minha vida.

Ao meu amigo Fabrício Braga pela assessoria na elaboração deste trabalho, e que juntamente com o Taygoara Martins e Eduardo Bedê agradeço pela amizade verdadeira, apoio e companheirismo, desde os tempos de colégio, que me fortalece cada vez mais durante os anos.

Ao professor Marco Antonio Igarashi pela orientação nestes anos e contribuição para a melhoria de minha formação acadêmica.

Aos meus colegas de faculdade, Juliana Vidal, Damares Guimarães, Ariévilo Gurgel, Keyvila Christina e Luciana Queiroz pela força, união, companheirismo durante todos estes anos, que com certeza teve influencia positiva em minha vida pessoal e profissional.

A todos os meus colegas de estágio e funcionários do Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental (CPAA). Em especial ao Elexio Vidal, quem me deu a oportunidade do estágio e a Edna pela amizade e paciência durante os ensinamentos.

A Christina Zaranza pelo apoio condicional e companheirismo durante grande parte do curso.

Muito Obrigado.

SUMÁRIO

| | |
|---|-----|
| RESUMO | iii |
| LISTA DE FIGURAS | iv |
| LISTA DE QUADROS | vi |
| LISTA DE ABREVIATURAS | vii |
| | |
| 1. INTRODUÇÃO | 1 |
| 1.1. Seleção da Espécie Para Cultivo | 2 |
| 1.2. Sistemas de Cultivos | 3 |
| 1.3. A Piscicultura de Água Doce no Brasil | 3 |
| 1.4. Região Nordeste | 4 |
| 1.5. Região Sudeste | 5 |
| 1.6. Região Norte | 5 |
| 1.7. Região Sul | 6 |
| 1.8. Região Centro Oeste | 7 |
| 1.9. Mercado dos Surubins | 7 |
| 2. DESCRIÇÃO DAS CONDIÇÕES RELACIONADAS AO ESTÁGIO | 8 |
| 2.1. Instituição da Realização do Estágio | 8 |
| 2.1.1. Centro de Pesquisa em Aquicultura Ambiental (CPAA) | 8 |
| 2.1.2. Discriminação da Área e Das Instalações do CPAA | 10 |
| 2.1.2.1. Área Física Construída | 10 |
| 2.1.2.2. Área Física de Tanques | 10 |
| 2.1.3. Espécies Cultivadas | 11 |
| 2.1.3.1 Espécies Cultivadas com Domínio de Tecnologia | 11 |
| 2.1.3.2. Espécies em Pesquisas | 11 |
| 2.1.4. Difusão Tecnológica | 12 |
| 2.2. Espécie Acompanhada Durante a Reprodução Induzida | 11 |
| 2.2.1. Descrição da Espécie | 12 |
| 2.2.2. Ecologia da Espécie | 12 |
| 2.2.3. Distribuição Geográfica | 13 |
| 2.2.5. Reprodução Artificial | 14 |

| | |
|---|----|
| 2.3. Técnica de Reprodução Artificial do CPAA | 14 |
| 2.3.1. Origens dos Reprodutores | 14 |
| 2.3.2. Escolha dos Reprodutores | 15 |
| 2.3.3. Transporte dos Reprodutores para o Laboratório | 15 |
| 2.3.4. Processo de Indução à Reprodução | 17 |
| 2.3.5. Metodologia de Aplicação do Extrato Hipofisário | 18 |
| 2.3.5.1. Veículo de Transporte da Hipófise | 18 |
| 2.3.5.2. Preparação e Aplicação do Extrato Hipofisário | 19 |
| 2.3.5.3. Processo de Monitoramento dos Reprodutores (Hora – grau) | 21 |
| 2.3.5.4. Extrusão de Ovos e Sêmen do Pintado. | 22 |
| 2.3.5.5. Estimativa da Produção de Ovos | 24 |
| 2.3.5.6. Sistema de Incubação dos Ovos | 27 |
| 3. LARVICULTURA DO PINTADO (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) | 32 |
| 3.1. Descrição das Fases larval do Pintado (<i>Pseudoplatystoma sp</i>) | 33 |
| 3.2. Alimentação das Larvas do Pintado | 35 |
| 4. CONSIDERAÇÕES FINAIS | 38 |
| 5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 39 |

RESUMO

O presente estágio foi realizado no Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental (CPAA) –Instituto Ambiental do Paraná (IAP) Toledo – PR. Onde foram desenvolvidas técnicas de: manejo de reprodutores, envolvendo técnica de seleção das matrizes, transporte, acondicionamento e manutenção. Reproduções artificiais, utilizando extrato de hipófise na indução dos reprodutores, abordando cálculo de dosagens, preparação e aplicação do extrato. Monitoramento da Hora – grau. Extrusão e fertilização dos gametas. Incubação e manutenção dos ovos. E larvicultura do Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

LISTA DE FIGURAS

| | | |
|------------------|--|----|
| Figura 01 | Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental (CPAA) – Instituto Ambiental do Paraná (IAP). | 8 |
| Figura 02 | Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) | 12 |
| Figura 03 | Bacia do Prata (azul) e bacia do São Francisco (verde). | 13 |
| Figura 04 | Coleta dos reprodutores de Pintado com rede de Arrasto. | 15 |
| Figura 05 | Transporte dos reprodutores de Pintado em sacolas de lona semi-impermeável. | 16 |
| Figura 06 | Tanques de manuseio no laboratório. | 16 |
| Figura 07 | Reprodutores de Pintado no tanque de manuseio. | 17 |
| Figura 08 | Maceração das hipófises em cadinho de porcelana juntamente com glicerina e já adicionado o soro | 21 |
| Figura 09 | Aplicação da hipófise em fêmeas de pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 21 |
| Figura 10 | Aplicação de hipófise em fêmeas de pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) no tanque de manuseio. | 21 |
| Figura 11 | Extrusão dos óvulos da fêmea de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 23 |
| Figura 12 | Extrusão do sêmen diretamente sobre os óvulos de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 24 |
| Figura 13 | Fecundação dos óvulos na presença de água | 24 |
| Figura 14 | Observação do volume dos ovos extrusados do Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 25 |
| Figura 15 | Retirada das amostras dos ovos com uma pipeta para o tubo de ensaio. | 25 |
| Figura 16 | Decantação dos ovos em tubo de ensaio para se obter 3 ml de ovos. | 26 |

| | | |
|------------------|--|-----------|
| Figura 17 | Contagem dos ovos em placa de Petri. | 26 |
| Figura 18 | Estocagem de 200ml de ovos de Pintado <i>(Pseudoplatystoma corruscans)</i> em incubadoras. | 27 |
| Figura 19 | Caixa d'água no interior do laboratório | 28 |
| Figura 20 | Aquecedor utilizado no sistema hidráulico no laboratório | 28 |
| Figura 21 | Fungos (pontos escuros) na incubadora. | 30 |
| Figura 22 | Larva de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) infestada por fungo não identificado. | 30 |
| Figura 23 | Concentração de fungos no centro da bacia após os movimentos circulares. | 31 |
| Figura 24 | Ovo fertilizado do Pintado (<i>Pseudoplatystoma</i> <i>corruscans</i>) | 31 |
| Figura 25 | Ovo não fertilizado do Pintado (<i>Pseudoplatystoma</i> <i>corruscans</i>) | 31 |
| Figura 26 | Larva na fase 01 | 34 |
| Figura 27 | Larva na fase 02 | 34 |
| Figura 28 | Larva na fase 03 | 34 |
| Figura 29 | Larva na fase 04 | 34 |
| Figura 30 | Larva na fase 05 | 34 |
| Figura 31 | Larva na fase 06 | 34 |
| Figura 32 | Caixas redondas utilizadas na larvicultura do pintado <i>(Pseudoplatystoma corruscans)</i> . | 35 |
| Figura 33 | Rede de zooplâncton | 36 |
| Figura 34 | Coletor de Zooplâncton no tanque no laboratório. | 36 |

LISTA DE QUADROS

| | | |
|------------------|---|-----------|
| Quadro 01 | Primeira dosagem de hipófise utilizada em fêmeas de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 18 |
| Quadro 02 | Segunda dosagem de hipófise utilizada em fêmeas de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 18 |
| Quadro 03 | Dosagem única de hipófise utilizada em machos de Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>). | 18 |
| Quadro 04 | Hora – Grau obtido do Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) | 22 |
| Quadro 05 | Quantidade de ovos fertilizados e não fertilizados por incubadora obtidos do Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>) | 32 |

LISTA DE ABREVIATURAS

| | |
|----------------|--|
| DNOCS | Departamento Nacional de Obras Contra Secas |
| PRODANE | Programa de Desenvolvimento da Aqüicultura no Semi-Árido do Nordeste |
| CPAA | Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental |
| IAP | Instituto Ambiental do Paraná |
| SUDEPE | Superintendência do Desenvolvimento da Pesca |
| SEREHMA | Superintendência dos Recursos Hídricos e Meio Ambiente |
| EMATER | Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural |
| GTZ | Cooperação Técnica Alemã (Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit) |
| FSH | Hormônio Folículo Estimulante |
| LH | Hormônio Luteotrófico |
| hCG | Gonadotrofina Coreônica Humana |
| hip | Hipófise |

REPRODUÇÃO ARTIFICIAL DO PINTADO (*Pseudoplatystoma corruscans*) (AGASSIZ, 1829) EM TOLEDO – PARANÁ - BRASIL.

Jorge André Nunes Verçosa

1. INTRODUÇÃO

Há séculos a produção de organismos aquáticos vem sendo realizada. Neste contexto, os egípcios apresentavam cenas de pesca e conservação de peixes cultivados em viveiros. Os romanos assim também os cultivavam, bem como os chineses que se dedicavam a essa atividade (BARDACH; RYTHON; MC LARNEY, 1972).

De acordo com HUET (1972), a prática do cultivo de peixes tem se expandido pelo mundo, através das épocas e em determinados países da Ásia, Europa Central e Ocidental, América do Norte, África e América Latina. Na Ásia, por sua vez, esta cultura tem se estendido pela China, Indonésia, Vietnã e Cambodja, sob pressão de demanda da crescente população tendo os tradicionais métodos sido modernizados e utilizados para um número maior de espécies, entre as quais se destaca o grupo da “carpa chinesa” como a mais importante.

No Brasil, a década de 70 foi marcada pela intensificação das pesquisas, ocorrendo dificuldades relacionadas com a constituição de equipes, quer em Universidades, quer em Institutos, face ao caráter multidisciplinar da aquicultura, demandando pesquisadores nas mais diversas áreas das ciências biológicas, bem como engenharia, saúde, administração e marketing (VALLE ; PROENÇA, 2000)

Os mesmos autores informaram que nos anos 70, verificou-se intensa produção de pesquisas desenvolvidas pelo Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS).

Na década de 80, diversos Órgãos e Secretarias do Governo do Estado passaram também a desenvolver programas no campo da piscicultura, os quais foram incrementados a partir desta década e se preocuparam com povoamento dos reservatórios, fornecimento de insumos, treinamento de pessoal e comercialização do pescado (SILVA, 1998).

Castangnoli, 1995 afirmou que a piscicultura tornou-se verdadeiramente uma atividade comercial após obter sucesso com a tecnologia da reprodução induzida com tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pacu (*Piaractus mesopotamicus*). Pois Até o final da década de 80, os cultivos eram, basicamente, realizados em regime extensivos, em pequenas propriedades rurais ou em grandes açudes, com um nível mínimo de capacitação dos produtores e de tecnificação dos meios de produção (OSTRENSKY, 2002).

1.1. Seleção de Espécies Para Cultivo

Para cultivar uma determinada espécie de peixe, devemos realizar um estudo sobre a comercialização e a viabilidade econômica (demanda, preços e sazonalidade de produção). Além disso, devemos obter informações a respeito da espécie tal como os hábitos alimentares, desova, crescimento e adaptabilidade às condições do cativeiro.

O método de produzir alevinos artificialmente no Nordeste do Brasil está também sendo realizado através da hipofização para determinadas espécies de peixes. Este método foi desenvolvido há vários anos no DNOCS e tem sido utilizado para diferentes espécies em diferentes ambientes.

1.2. Sistemas de Cultivo

De acordo com Ribeiro et al. (2000), o sucesso da aquicultura nos últimos anos em diversos países deve-se ao emprego de tecnologia moderna, que

propicia altas produtividades, mas, sobretudo ao uso racional da água, inclusive quanto ao tratamento de efluentes.

Há cultivos de peixes no Nordeste do Brasil que são realizados no sistema extensivo, mas é inevitável que no futuro haja uma produção mais intensificada. Porém, o uso de policultivo em que mais de uma espécie é cultivada em um determinado viveiro, têm em vários cultivos demonstrado ótimos resultados.

De acordo com Souza Filho; Schappo; Thamassia (2003), o modelo Alto Vale do Itajaí de piscicultura integrada é caracterizado pelo sistema de policultivo (tilápias, carpas e bagres) em sistema integrado com suínos (terminação / engorda dos 25 a 100 kg) na proporção de 60 suínos /ha de área alagada, com previsão de diminuição da quantidade de suínos no inverno. Os mesmos autores concluíram que a rentabilidade dessa atividade com a utilização do modelo Alto Vale do Itajaí é bastante atrativa, podendo, na maioria das propriedades, ser superior à rentabilidade da atividade principal.

Desta forma observamos que é necessário assumirmos tecnologias novas que sigam proposições modernas onde o manejo combine com a produção dentro das necessidades ou exigências de mercado.

1.3. A Piscicultura de Água Doce no Brasil

Com todo potencial climático e a grande disponibilidade de recursos hídricos e pesqueiros, podemos afirmar que a piscicultura comercial brasileira se encontra em níveis bem abaixo de sua real potencialidade (CASEIRO; WAKATSUKI, 2004).

Os mesmos autores afirmam que a crise iniciada em 2002 tem causado problemas no abastecimento de matérias primas para fabricação de rações, e no escoamento da produção, fazendo com que algumas áreas de produção reduzissem seus estoques, aguardando uma reação do mercado.

A piscicultura não apresenta uma cadeia produtiva suficientemente estruturada, sendo que os canais de comercialização somente agora começam a serem trabalhados de forma mais profissional (OSTRENSKY, 2002)

O mesmo autor informa que ao contrário da carcinicultura, a piscicultura de água doce ainda tenta encontrar seu caminho rumo à sustentabilidade econômica, embora não seja tão criticada em relação a sua sustentabilidade ambiental, ficando claro que os principais entraves enfrentados pela piscicultura de água doce no país, na busca pela sua sustentabilidade, são de ordem econômica e não propriamente ambiental.

Segundo o mesmo autor o problema econômico da atividade é evidente, mas se individualmente a piscicultura é pouco expressiva, coletivamente ela envolve milhares de propriedades rurais de Norte a Sul do país (só no Estado do Paraná são mais de 22.000 famílias), e com a produção anual de todas essas propriedades somadas chegando ao dobro do que é produzido pela carcinicultura marinha.

1.4.Região Nordeste

Segundo Panorama da Aquicultura (2003), a sessão falada na Conferência internacional de aqüicultura em fevereiro de 2003, foi dito que é estimado uma área de 1,5 milhões de hectares apropriados para aqüicultura no Nordeste do Brasil.

De acordo com Gurgel (2001), admitindo-se que a área média dos açudes construídos seja de 16 ha, estimou-se em 29.400, o total de reservatórios existentes na bacia hidrográfica do Nordeste, com espelho d'água de 470.700 há. A região da seca possui o maior volume de água represada em regiões semi-áridas do mundo, sendo quase todos povoados com tilápia, o que comprova a importância deste peixe na melhoria da produção pesqueira dos reservatórios públicos (SUASSUNA, 2001).

O PRODANE, o Programa de Desenvolvimento da Aqüicultura no Semi-Árido do Nordeste, enfatiza que se utilizando 0,5 % das áreas das bacias hidráulicas, estimadas em 158.558,8 ha, para a criação de peixes em tanques-rede, poder-se-ia produzir, em 793 ha, cerca de 150.012 toneladas de tilápia por ano (SILVA, 2001)

1.5. Região Sudeste

A produção de peixes na região Sudeste corresponde a 22% (28,7 mil toneladas) da produção total do grupo na aquicultura brasileira (BORGHETTI; OSTRENSKI; BORGHETTI, 2003).

Segundo Roubach et al. (2003), dentre as espécies nativas, o pacu e o tambaqui, que são cultivados em todos os estados da região, além do surubim, cultivado nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo, podem ser consideradas as mais representativas. Entre as espécies exóticas, a carpa, a tilápia e a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) são cultivadas em São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro (PEZZATO; SCORVO, 2000).

Segundo Caseiro; Wakatsuki (2004), a comercialização do peixe produzido ainda é feito, em sua grande maioria, para o mercado da pesca recreativa, que chegou a um ponto que não absorve mais toda a produção. De acordo com os mesmos autores, este fato tem levado à necessidade de novas alternativas para a comercialização do pescado, observando-se um número crescente de plantas processadoras e, principalmente, a procura do mercado para peixe de mesa e a exportação, respectivamente.

1.6. Região Norte

Segundo Gurgel (2001), há uma grande concentração de espécies de águas doces, sendo que das 8.000 existentes no mundo, 60 % delas têm como habitat a bacia amazônica.

A produção de peixes na região Norte corresponde a 6% (8,1 mil toneladas) da produção total do grupo na aquicultura brasileira (BORGHETTI; OSTRENSKI; BORGHETTI, 2003).

De acordo com Val; Rolim; Rabelo (2000), na região Norte destacam-se no grupo de peixes de água doce 17 espécies, sendo três delas exóticas. Segundo Roubach et al. (2003), entre as principais espécies estão: tambaqui (*Colossoma*

sp.), curimatã (*Prochilodus nigricans*), pirarucu (*Arapaima gigas*), carpa (*Cyprinus carpio*) e tilápias (*Oreochromis niloticus* e *Tilapia* sp.).

Os mesmos autores informam que todos os estados na parte ocidental da região possuem estações de piscicultura produtoras de juvenis de peixes onde a maioria das fazendas de peixes (86%) se constitui de propriedades pequenas, com menos de dois hectares.

1.7. Região Sul

A região sul é a maior produtora de peixes do Brasil (CASEIRO; WAKATSUKI, 2004). A região apresenta 6 grupos de organismos aquáticos, com 41 espécies cultivadas, sendo que os peixes de água doce são os mais representativos com 29 espécies.

Os números oficiais indicam que o Rio Grande do Sul ocupou em 2000 o primeiro posto na produção aquícola nacional, com 33,1 mil toneladas, ou o equivalente a quase 19% da produção do país; Santa Catarina com 30,2 mil toneladas (17%), o, Paraná com 23,0 mil toneladas (13%) (IBAMA apud BORGHETTI; OSTRENSKI; BORGHETTI, 2003).

A piscicultura no norte gaúcho, oeste catarinense ou Paraná pode ser dividida em duas principais linhas de produção: (1) o policultivo de carpas carpa comum (*Cyprinus. Carpio*), Carpa cabeça grande (*Aristichthys nobilis*), carpa prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*) e carpa capim (*Ctenopharyngodon idela*) geralmente integrado com a produção de suínos, e (2) o cultivo semi-intensivo de tilápia (cerca de 80% de *O. niloticus*) (ROUBACH, et al, 2003).

1.8. Região Centro-Oeste

A aquicultura na região está representada pelo cultivo de peixes, em sua maioria nativos, tais como o pacu (*Piaractus mesopotamicus*), surubim (*Pseudoplatystoma* sp.), pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), surubim cachara (*Pseudoplatystoma. fasciatum*), piracanjuba (*Brycon orbignianus*), piraputanga (*B.*

hilarii), "piauçu" (*Leporinus obtusidens*) (ROUBACH et al., 2003). Nessa região, a produção de peixes corresponde a 11% (14,9 mil toneladas) da produção total do grupo na aquicultura brasileira (BORGHETTI; OSTRENSKI; BORGHETTI, 2003).

1.9. Mercado dos Surubins

No Brasil existem centenas de espécies de bagre e muitas delas apresentam características zootécnicas, organolépticas e de mercado bastante atrativas para a piscicultura industrial. Apesar da grande importância comercial destes peixes, nenhum deles havia sido estudado e avaliado em condições de cultivo (TAVARES, 1997). Recentemente, duas empresas Sul-Mato-grossenses vêm realizando trabalho pioneiro no cultivo intensivo dos bagres pintado *Pseudoplatystoma corruscans* e cachara *Pseudoplatystoma fasciatum*, genericamente chamados de surubins (KUBITZA, CAMPOS; BRUM, 1998).

Os mesmos autores informam que o pintado e cachara ocorrem naturalmente em grande parte do território brasileiro, possui grande valor comercial e são bastante apreciados como espécies para mesa e pesca esportiva. Praticamente todos os surubins hoje disponíveis no mercado são provenientes da pesca comercial e artesanal em rios e lagos. O declínio dos estoques naturais devido à sobre-pesca faz com que aumentem os esforços de captura e, consequentemente, o custo dos surubins. A redução da captura no território nacional obrigou a importação de surubins em países vizinhos como a Argentina, Paraguai, Bolívia e Colômbia.

2. DESCRIÇÃO DAS CONDIÇÕES RELACIONADAS AO ESTÁGIO.

2.1 Instituição da Realização do Estágio

O estágio foi realizado no Centro de Pesquisas em Aqüicultura Ambiental (CPAA), (Figura 01), localizado no município de Toledo, Região Oeste do estado do Paraná, no período de 05 a 31 de janeiro de 2004 desenvolvendo atividades na reprodução artificial, incubação de ovos e larvicultura de peixes nativos da região, em especial o Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).



Figura 01 - Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental (CPAA) – Instituto Ambiental do Paraná (IAP).

2.1.1. Centro de Pesquisa de Aqüicultura Ambiental (CPAA)

A seguir informações gentilmente fornecidas pelo Centro de Pesquisa.

O Instituto Ambiental do Paraná (IAP), do qual faz parte o Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental (CPAA), é uma autarquia vinculada à secretaria de Estado do interior, Governo do Paraná através de um convênio

firmado em 1978, entre a antiga Superintendência para o Desenvolvimento da Pesca (SUDEP), Governo do Estado do Paraná, através da Secretaria de Estado do Interior e a Administração de Recursos Hídricos. A doação do terreno e execução teve como contrapartida da Prefeitura Municipal de Toledo. Hoje o CPAA faz parte da superintendência de Recursos Hídricos e Meio Ambiente (SUREHMA)

O convênio teve por objetivo a execução dos trabalhos de pesquisa ictiológicas em águas interiores no Estado do Paraná, consoante as diretrizes do governo, consubstanciadas no plano Nacional do Desenvolvimento da Pesca.

Em 1981, o CPAA entrou em pleno funcionamento, pioneiro no Sul do País, com a finalidade de produzir alevinos de espécies exóticas como: Carpa (*Cyprinus carpio*) e de Tilápia (*Oreochromis niloticus*). A partir deste ano até o ano de 1985, junto com Usina Hidroelétrica ITAIPU Binacional foram realizados levantamentos da fauna e pesquisas de Estatística Pesqueira que contribuíram com a comunidade pesqueira do Reservatório de ITAIPU, através de trabalhos de conscientização e ordenamento na atividade dos pescadores locais.

Em 1982, a SUREHMA firmou convênio com a Empresa de Assistência Técnica e Rural (EMATER), onde o primeiro produzia alevinos e o outro ficava com a parte de orientação e fomento.

Em 1983, iniciou-se o cultivo de espécies nativas tais como: Pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e Curimbatá (*Prochilodus scrofa*) e outros.

Em 1989, o Centro de Piscicultura restringiu sua distribuição de alevinos dedicando-se à pesquisa. Foi então que passou se chamar somente Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental, o que impulsionou a atividade na região, tendo um importante papel de repassar tecnologias de reprodução exclusiva de peixes nativos das bacias do Rio Paraná e Iguaçu.

Em 1992, a partir de um importante convênio firmado entre a Secretaria De Estado do Meio Ambiente e a Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ), o Centro de Pesquisa Em Aqüicultura Ambiental executou diversos trabalhos de identificação da fauna de peixes da bacia do Rio Iguaçu, que

permitiu a elaboração do manual de identificação e o catálogo dos peixes locais como medida mitigadora e de proteção a fauna local.

Todos estes trabalhos desenvolvidos pelo Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental permitiram que a região Oeste do Estado do Paraná se transformasse num pólo e modelo Nacional. O ganho econômico junto ao desenvolvimento auto-sustentável compatibilizou a produção e a melhoria ambiental das propriedades rurais.

2.1.2. Discriminação da Área e Das Instalações do CPAA

2.1.2.1. Área Física Construída:

O CPAA possui uma área construída de 1239m², distribuídos nos seguintes setores:

- 01 sala de aula
- 01 sala de microscopia
- 01 laboratório de fisiologia e anatomia
- 01 laboratório de reprodução artificial
- 01 laboratório de histologia
- 03 salas administrativas
- 02 alojamentos
- 02 salas de técnicos
- 01 refeitório
- 01 ala de 273m², com 04 salas assim distribuídas:
 - garagem para barcos
 - sala de beneficiamento de ração
 - sala de museu de espécies capturadas nas bacias do Rio Paraná e Iguaçu.
 - sala de armazenamento de redes e equipamentos de pesca de uso externo e interno.

2.1.2.2. Área Física de Tanques:

- 33 tanques de 200m²
- 03 tanques de 800m²
- 01 tanque de 1.600m²
- 16 tanques de 16m²
- 40 tanques de 11m²

2.1.3. Espécies Cultivadas

2.1.3.1 Espécies Cultivadas com Domínio de Tecnologia

- Pacu (*Piaractus mesopotamicus*)
- Curimba (*Prochilodus Lineatus*)
- Piapara (*Leporinus obusidens*)
- Piracanjuba (*Brycon orbignyanus*)

2.1.3.2. Espécies em Pesquisas

- Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*)
- Dourado (*Salminus maxillosus*)
- Cascudo- Preto (*Rhinelepis strigosa*)

2.1.4. Difusão Tecnológica

Apesar do quadro de funcionários ser reduzido o CPAA repassou informações e capacitação técnica a mais de 5.000 pessoas envolvidas na atividade aquícola, entre estagiários, produtores, e técnicos de várias instituições.

2.2. Espécie acompanhada durante a reprodução induzida

PINTADO (*Pseudoplatystoma corruscans*)

A piscicultura utiliza espécies bem conhecidas pelos criadores, entre elas se destacam o tambaqui, o pacu, a curimba e o piau. São caracterizadas pelo fácil cultivo mas, não de fácil aceitação aos exigentes consumidores da região, principalmente a de Alta floresta – MG. A principal espécie que reúne características que possam vir mudar este pensamento e com potencial para o cultivo, é o *Pseudoplatystoma sp.* Um peixe "nobre", muito apreciado tanto no mercado nacional como no internacional, pois tem carne branca, sem espinhos e com baixo teor de gordura (PETUCO, 1998)

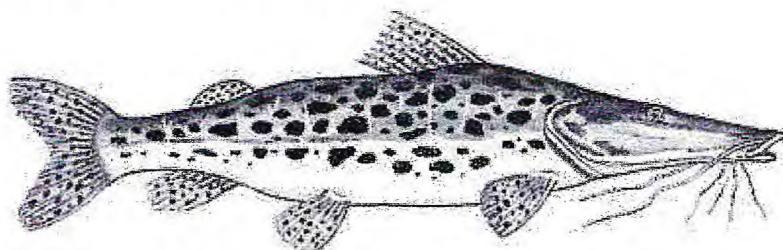


Figura 02 – Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*)

Fonte: www.portojofre.com.br/peixes.asp#pintado

2.2.1. Descrição da Espécie

Peixe de couro, corpo alongado e roliço. Possui cabeça grande e achatada. Seu dorso possui coloração cinza escuro clareando em direção ao ventre, e esbranquiçada abaixo da linha lateral (Figura 02). Devido ao seu padrão de manchas no corpo pode ser separada das outras espécies do gênero: manchas pequenas, pretas e arredondadas ou ovaladas, acima e abaixo da linha lateral. (Fonte: www.portojofre.com.br/peixes.asp#pintado)

2.2.2. Ecologia da Espécie

Ocorre em vários tipos de habitats como lagos, praias e canal dos rios. Realiza migrações de desova e de alimentação. Freqüenta o fundo dos rios, tendo hábitos noturnos, alimentando-se de vermes, pequenos peixes e crustáceos (NOMURA, 1984).

2.2.3. Distribuição Geográfica

O Pintado é um peixe de água doce encontrado em bacias como a do Prata e do São Francisco (NOMURA, 1984) (Figura 03). A bacia do Prata formada pelos rios Paraguai, Paraná e Uruguai abrange os estados do Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. A bacia do São Francisco (Figura 03) se encontra nos estados de Minas Gerais, Bahia, Pernambuco, Sergipe, Alagoas, Goiás e Distrito Federal (Fonte: Ibama, 2004).



Figura 03- Bacias do Prata (azul) e bacia do São Francisco (verde).

Fonte: www.ibama.gov.br

2.2.4. Reprodução Natural

O Pintado é um peixe que realiza a piracema no período de reprodução. Este período compreende os meses de dezembro a fevereiro, ou seja, no verão quando as chuvas se tornam mais freqüentes e intensas (NOMURA, 1984). Brito; Bazzoli (2003) demonstraram em sua pesquisa uma alta freqüência de peixes em maturação avançada, maduros, desovados e espermiados entre outubro de 1998 e janeiro de 1999. Os mesmos autores em análises macro e microscópicas indicaram que o *P. corruscans* apresenta desova total. A época reprodutiva coincidiu com maior incidência de chuvas e maior turbidez da água.

2.2.5. Reprodução Artificial

É quando ocorre a intervenção do homem no processo natural da reprodução, objetivando ajudar e / ou melhorar as taxas de sobrevivência dos peixes e de sua prole. As espécies migratórias são utilizadas em reprodução induzida, por não se reproduzirem naturalmente em cativeiro (FURTADO, 1995).

2.3. Técnica de Reprodução Artificial do CPAA.

2.3.1. Origens dos Reprodutores

Para compor o plantel os peixes foram capturados em ambiente silvestres por meio de tarrafa anos atrás em seu habitat natural, o Rio São Francisco, levados e mantidos no centro de pesquisa. No centro elas permanecem em tanques de alvenaria com área de 800m² juntamente com outras espécies também em estudo (Figura 04).

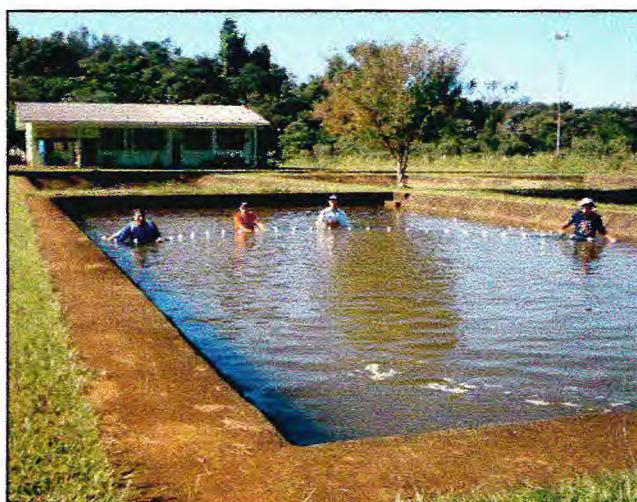


Figura 04 - Coleta dos reprodutores de Pintado com rede de Arrasto.

2.3.2. Escolha dos Reprodutores.

Foram utilizadas três matrizes fêmeas com pesos variando de 1,300Kg a 5,500Kg, e três machos entre 1,000 e 1,800Kg.

Os peixes escolhidos para a reprodução induzida devem ser de porte, sabendo que há relação direta entre biomassa e quantidade de ovos produzidos, saudáveis, de abdômen arredondado, os que apresentem suas genitálias avermelhadas e que liberam ovos e sêmen com facilidade quando se faz leve pressão em seu ventre.

Os peixes são marcados com um corte em sua nadadeira caudal para informar que passou pelo processo de reprodução no ano em questão, para que no ano seguinte este exemplar não seja reutilizado. Assim, cada reprodutor terá um descanso de 2 anos.

2.3.3. Transporte dos Reprodutores para o Laboratório

Os reprodutores são transportados um a um em sacolas feitas de lona semi-impermeável (Figura 05) com água. No laboratório, são separados por sexo em dois tanques de manuseio do laboratório de dimensões 2,5 x 1,0 m (Figuras 06 e 07). Após alguns minutos os peixes são capturados com auxílio de um puçá, pesados para fim de cálculo das dosagens das hipófises, marcados com fio colorido para facilitar a identificação e devolvidos ao tanque. Assim, permanecem por algumas horas nestes tanques para diminuir o estresse.

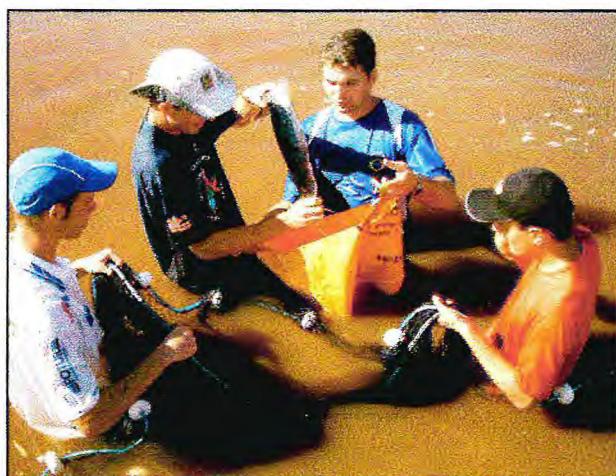


Figura 05 – Sacolas de lona semi – impermeável utilizada no transporte do peixe para o laboratório.

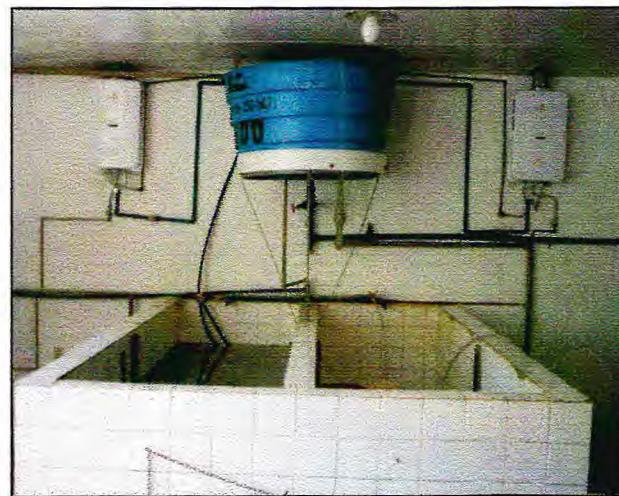


Figura 06 - Tanques de manuseio no laboratório.



Figura 07 - Reprodutores de Pintado no tanque de manuseio.

2.3.4. Processo de Indução à Reprodução

A técnica consiste na utilização de glândulas pituitárias ou hipófise de peixes doadores, coletadas frescas ou preservadas, que são maceradas e preparadas para a formação do extrato sendo utilizadas nos reprodutores a fim de provocar a maturação final dos Gametas (FURUYA; FURUYA, 2001).

Pouey et al. (2001) realizou trabalhos com o Jundiá (*Rhamdia sp*), também um bagre da família Pimelodidae, comprovando que a eficiência do extrato de hipófise é bem superior quando comparado com HCG. Isto por que seu composto atua diretamente no hipotálamo, iniciando a liberação de outros hormônios esteróides como FSH e LH que atuam na maturação dos ovócitos, enquanto que o HCG atua na gônada proporcionando a liberação apenas de óvulos maduros.

As fêmeas recebem duas dosagens: a primeira com 0,5 mg / Kg de peso vivo (Quadro 01), e após 12 horas recebe a segunda com 5.0 mg / Kg de peso vivo (Quadro 02). Enquanto os machos recebem apenas uma única dosagem com 2,5 mg / kg de peso vivo, na mesma hora da segunda dosagem da fêmea (Quadro 03).

Gomes et al. (1990) sugere 1,0 mg / Kg de peso vivo na primeira dosagem e, 5,0 mg / kg de peso vivo na segunda para fêmeas de *P. corruscans*. Já para machos desta mesma espécie, sugere 2,0 mg / Kg de peso vivo.

Quadro 01: Primeira dosagem de hipófise utilizada em fêmeas de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

| Cor do fio | Peso | Hipófise | Veículo |
|------------|----------|--|-----------------|
| Marrom | 5,500 Kg | 5,5 Kg x 0,5 mg / Kg = 2,75 mg de hip | 2,32 ml de soro |
| Vermelho | 2,700 Kg | 2,7 Kg x 0,5 mg / Kg = 1,35 mg de hip | 1,14 ml de soro |
| Azul | 1,300Kg | 1,3 Kg x 0,5 mg / Kg = 0,65 mg de hip | 0,54 ml de soro |
| Total | 9,500 Kg | 4,75 mg de hip | 4,0 ml de soro |

Fonte: Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental, 2004.

Quadro 02: Segunda dosagem de hipófise utilizada em fêmeas de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

| Cor do fio | Peso | Hipófise | Veículo |
|------------|----------|--|-----------------|
| Marrom | 5,500 Kg | 5,5 Kg x 5,0 mg / Kg = 27,5 mg de hip | 2,32 ml de soro |
| Vermelho | 2,700 Kg | 2,7 Kg x 5,0 mg / Kg = 13,5 mg de hip | 1,14 ml de soro |
| Azul | 1,300Kg | 1,3 Kg x 5,0 mg / Kg = 6,5 mg de hip | 0,54 ml de soro |
| Total | 9,500 Kg | 47,5 mg de hip | 4,0 ml de soro |

Fonte: Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental, 2004.

Quadro 03: Dosagem única de hipófise utilizada em machos de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

| Cor do fio | Peso | Hipófise | Veículo |
|------------|----------|---|-----------------|
| Marrom | 1,800 Kg | 1,8 Kg x 2,5 mg / Kg = 4,5 mg de hip | 1,90 ml de soro |
| Vermelho | 1,000 Kg | 1 kg x 2,5 mg / Kg = 2,5 mg de hip | 1,05 ml de soro |
| Azul | 1,000 Kg | 1 kg x 2,5 mg / Kg = 2,5 mg de hip | 1,05 ml de soro |
| Total | 3,800 Kg | 9,0 mg de hip | 4,0 ml de soro |

Fonte: Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental, 2004.

2.3.5. Metodologia de Aplicação do Extrato Hipofisário

2.3.5.1. Veículo de Transporte da Hipófise

Para a aplicação do extrato hipofisário é necessário um veículo. Um meio líquido utilizado para facilitar a inoculação, por meio de uma seringa, nos reprodutores. É prática do CPAA a utilização do soro, pois este contém propriedades irrelevantes no processo reprodutivo.

Calcula-se a quantidade do soro separadamente para cada dosagem e sexo. Soma-se as quantidades de hipófise calculadas para cada indivíduo, obtendo assim o total das hipófises que serão utilizadas naquela dosagem e sexo (Quadro 01; linha 5; coluna 3)

Exemplo: para a primeira dosagem das fêmeas utilizamos 4,75mg de hip que foram diluídos em 4ml de soro. A quantidade de soro para a diluição das hipófises fica a critério do técnico, mas claro, utilizando de bom senso. A quantidade do veículo proporcional para cada fêmea está expressa na seguinte formula:

$$\text{Veículo} = \frac{\text{mg de hip da fêmea} \times 4,0 \text{ ml}}{\text{Total de mg de hip das fêmeas}}$$

Exemplo:(primeira dosagem da fêmea marrom).

$$\text{Veículo} = \frac{2,75 \text{ mg de hip} \times 4,0 \text{ ml}}{4,75 \text{ mg de hip}} \rightarrow V = 2,32 \text{ ml de soro}$$

2.3.5.2. Preparação e Aplicação do Extrato Hipofisário

1º passo: a quantidade total de hipófise da dosagem e sexo em questão é macerada em um cadiño de porcelana totalmente seco (Figura 08). Para facilitar a maceração coloca-se uma gota de glicerina junto a hipófise.

2º passo: 4,0 ml de soro (a critério do responsável) foram adicionados à hipófise macerada e em seguida misturados até torna-se homogêneo. foram sugados por uma seringa de no mínimo 4,0 ml. Quanto maior for a subdivisão de volume da seringa, melhor será a precisão injetada nos reprodutores, já que trabalhamos com volumes “quebrados”.

3º passo: identificamos os reprodutores pelo fio, capturamos um a um com um puçá e acomodamos em uma espoja sobre uma mesa, para evitar qualquer lesão ao peixe.

4º passo: com os seus veículos anteriormente calculados, cada reprodutor recebeu sua dosagem. E por fim são devolvidos ao tanque de manuseio (Figura 09). Em alguns casos, quando o reprodutor possui porte grande, a dosagem é aplicada com ele dentro do tanque (Figura 10).

Por o Pintado ser um peixe de couro a aplicação da hipófise foi realizada no músculo dorsal, acima da linha lateral. Embora há quem aplique na base da nadadeira peitoral, na cavidade abdominal, abaixo da nadadeira peitoral, e na cavidade abdominal, anterior ao orifício genital.

O processo de cálculo e aplicação do hormônio permanece o mesmo para as dosagens seguintes e para ambos os sexos, mas claro, seguindo suas respectivas dosagens e horários.

5º Passo: os reprodutores são devolvidos ao tanque de manuseio. Neste colocadas folhas de isopor na superfície da água para dá uma idéia de abrigo aos os reprodutores.



Figura 08 - Maceração das hipófises em cadrinho de porcelana juntamente com glicerina e já adicionado o soro.



Figura 09 - Aplicação da hipofise em fêmeas de pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).



Figura 10 - Aplicação da hipofise em fêmeas de pintado (*Psedoplatystoma corruscans*) no tanque de manuseio.

2.3.5.3. Processo de Monitoramento dos Reprodutores (Hora – grau)

O tempo de amadurecimento dos peixes, não só depende da espécie, como também da temperatura em que os reprodutores são mantidos. Na prática, faz-se necessário conhecer o intervalo de tempo entre a ultima injeção e a ovulação. Este intervalo é conhecido como hora – grau (FURUYA e FURUYA, 2001).

A hora – grau nada mais é do que a soma das temperaturas observadas hora a hora após a última injeção. O conhecimento desta hora – grau é importante para se saber em que hora aquele peixe estará ovulando.

A temperatura foi monitorada hora a hora após a ultima aplicação da hipófise com auxilio de um termômetro. E os resultados observados foram anotados em quadro, e somados pra obtermos a hora grau final.

O pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) possui uma hora – grau em torno de 240h grau. O que de acordo com o Quadro 04, em torno das 9:30 da manhã os reprodutores se encontraram aptos à extrusão de seus óvulos e sêmen.

Quadro 04: Hora- Grau obtida do Pintado
(*Pseudoplatystoma corruscans*)

| Hora | Temperatura (°C) | Tem. Acumulada (°C) |
|-------|-------------------|----------------------|
| 1:00 | 26,0 | 26,0 |
| 2:00 | 25,0 | 51,0 |
| 3:00 | 25,5 | 76,5 |
| 4:00 | 26,0 | 102,5 |
| 5:00 | 26,0 | 128,5 |
| 6:00 | 26,0 | 154,5 |
| 7:00 | 26,0 | 180,5 |
| 8:00 | 26,0 | 206,5 |
| 9:00 | 26,0 | 232,5 |
| 10:00 | | |

Fonte: Centro de Pesquisa em Aqüicultura Ambiental, 2004

2.3.5.4. Extrusão de Ovos e Sêmen do Pintado.

Os equipamentos utilizados nesta operação foram providenciados com antecedência para evitar transtornos e perdas de ovos e / ou sêmen.

Após a captura dos reprodutores no tanque de manuseio e acomodados em uma espuma sobre uma mesa, a extrusão dos ovos foi realizada através de leve pressão no ventre no sentido encéfalo – caudal, sendo os ovos expelidos e recolhidos em uma bacia previamente seca (Figura 11). Em seguida captura-se o macho, tendo sido realizado o mesmo procedimento da fêmea, ele lança o sêmen diretamente sobre os óvulos recém coletados (Figura 12) que imediatamente foram misturados com uma pena até formar uma mistura homogênea. Em seguida, colocou-se cerca de 15% de água sobre o peso total dos óvulos para que ocorra a fecundação, já que os espermatozoides são moveis apenas na presença de água (Figura 11).

O volume de água não pode ser elevado para evitar diluição da mistura, dificultando a fertilização e caso o volume seja muito pequeno, pode haver redução da taxa de fertilização pela dificuldade de penetração na micrópila. A micrópila é uma abertura localizada na zona pelúcida dos ovócitos de peixes, através da qual o espermatozóide atinge a superfície ovocitária durante a fertilização, e nem tão pouco, já que iria dificultar a penetração do espermatozóide nos óvulos (FURUYA e FURUYA, 2001).



Figura 11 - Extrusão dos óvulos da fêmea de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).



Figura 12 - Extrusão do sêmen diretamente sobre os óvulos de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).



Figura 13 – Fecundação dos óvulos na presença de água.

2.3.5.5. Estimativa da Produção de Ovos

Esta etapa tem por objetivo estimar a quantidade de ovos produzidos no processo de reprodução artificial. Para que pudéssemos através deste valor absoluto estimar a quantidade de ovos eclodidos com sucesso.

Após alguns minutos em contato com a água, ainda na bacia, os ovos se hidrataram, e consequentemente houve um aumento de seu volume. No auge de sua hidratação os ovos foram colocados em um Erlen Mayer com capacidade

de 2000 ml, subdividido em 100 ml, para observarmos o volume total dos ovos após sua decantação (Figura 14).

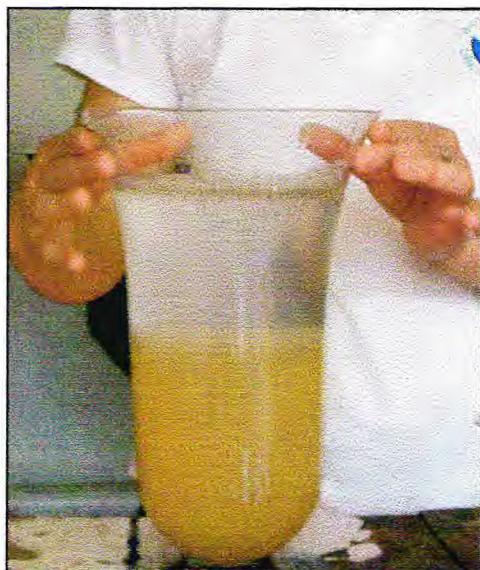


Figura 14 – Observação do volume de ovo extrusados do Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

Simultaneamente, a observação deste volume, uma amostra foi retirada com uma pipeta (Figura 15) e colocadas em tubo de ensaio para se obter 6ml de ovos após sua decantação (Figura 16), para imediata contagem em placa de Petri (Figura 17).



Figura 15 - Retida das amostras dos ovos com uma pipeta para o tubo de ensaio.

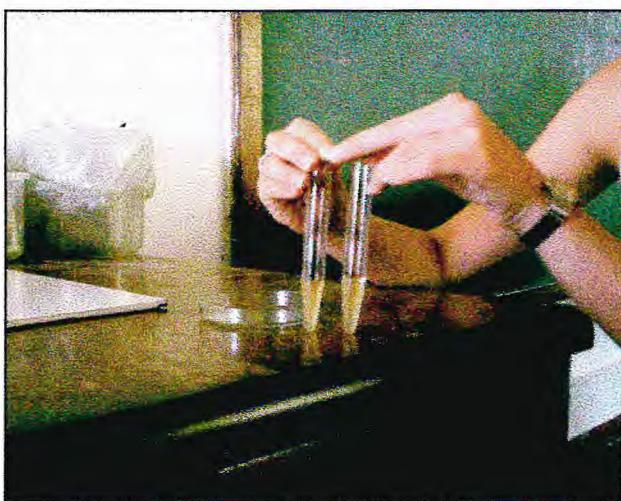


Figura 16 - Decantação dos ovos em tubo de ensaio.



Figura 17 - Contagem dos ovos em placa de Petri.

A estimativa da quantidade de ovos foi alcançada através de simples regra de três. Sabendo o volume total dos ovos (Figura 14), sabendo o volume da amostra (6ml) e a quantidade de ovos contidos na amostra, chegamos ao numero total de ovos produzidos. Este processo é realizado para cada fêmea extrusada. De acordo com exemplo abaixo:

A Fêmea marcada com fio vermelho obteve 800 ml de ovos. E sua amostra de 6 ml continha 2. 963 ovos. A fêmea marcada com o fio marrom obteve 1000 ml de ovos. Sua amostra de 5,5 ml continha 2.012 ovos. Observe exemplo abaixo:

$$\begin{array}{ll}
 6 \text{ ml} \rightarrow 2.963 \text{ ovos} & 5,5 \text{ ml} \rightarrow 2.012 \\
 800 \text{ ml} \rightarrow X & 1000 \text{ ml} \rightarrow X \\
 \mathbf{X = 395.066 \text{ ovos}} & \mathbf{X = 365.818 \text{ ovos}}
 \end{array}$$

No presente trabalho foram utilizadas oito incubadoras. Foram estocados 200 ml de ovos da fêmea marcada com fio vermelho em cada uma das quatro primeiras, ou seja, 98.766 ovos por incubadora. E 250 ml de ovos obtidos da fêmea marcada com fio marrom em cada uma das outras quatro incubadoras, ou seja, 91.454 ovos (Figura 18).



Figura 18 – Estocagem de 200ml de ovos de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) em incubadoras.

2.3.5.6. Sistema de Incubação dos Ovos

As incubadoras utilizadas no CPAA são fabricadas com vibra de vidro com capacidade para 250 litros. Possui calhas de coleta do excedente de água por todo seu perímetro, para que a saída d'água seja realizada por todos os lados, melhorando a qualidade da água. Estão equipadas com uma tela de retenção de ovos e/ou larvas, permitindo somente a saída d'água. Possui um suporte de ferro de forma que ela encaixe e fique bem estável e nivelado. As incubadoras são abastecidas por ramificações com registros individuais, originadas de um cano

central que por sua vez tem inicio na caixa d'água. A caixa d'água também de vibra de vidro com capacidade para 500 litros se encontra no interior do laboratório para evitar a resfriamento da água (Figura 19).

Por o laboratório se encontrar na região sul do país, se faz necessária utilização de aquecedores de água mesmo na estação do verão. O Centro de Pesquisa dispõe de dois aquecedores a gás, e sua centelha é proveniente de bateria (Figura 20).

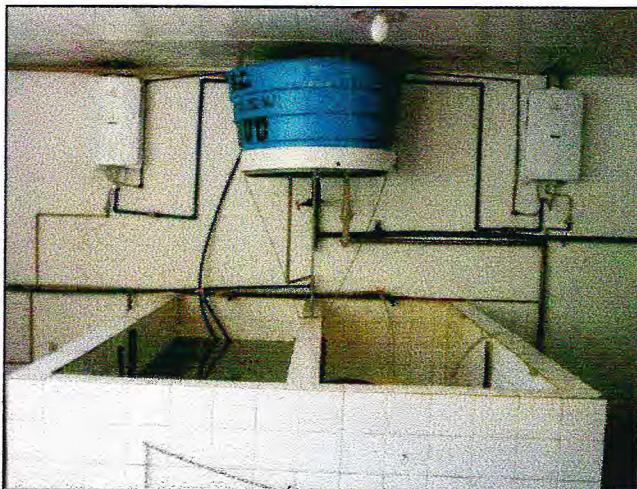


Figura 19 – Caixa d'água no interior do laboratório

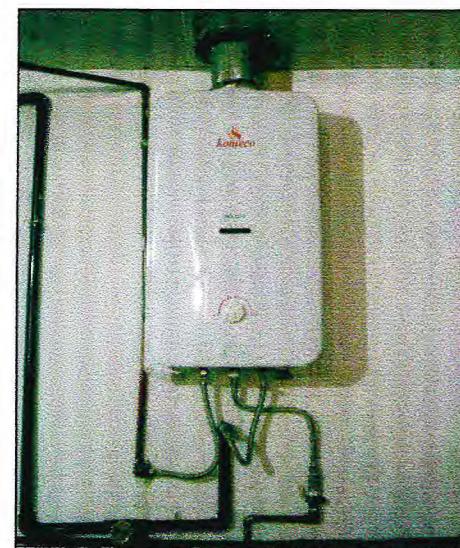


Figura 20 - Aquecedor utilizado no sistema hidráulico no laboratório.

A incubadora deve manter o fluxo d'água constante de baixo para cima, a fim de movimentar os ovos e garantir a boa qualidade da água. Neste processo os ovos, permaneceram por 24 horas até eclodirem.

Neste momento as larvas recém eclodidas chegam a medir entre 2 e 3mm, ausentes de boca e olhos, e apresentando movimentos verticais. Na incubadora, após sua eclosão as larvas permaneceram por mais 24 horas.

O único parâmetro monitorado durante o processo de incubação foi a temperatura. Esta foi medida com um termômetro sempre que se fez necessário. A temperatura da água tinha que ficar entre 25° a 28° C (ideal para incubação e eclosão dos ovos). E o controle da temperatura era realizado com abertura do registro do aquecedor que despejava água quente na caixa d'água (Figura 19), já que nela possuía água de temperatura mais amena. E com essa mistura era possível obter a temperatura desejada.

O monitoramento da temperatura é um dos fatores decisivos na sobrevivência das larvas. Mas existem outros perigos, que se não forem banidos, podem levar a uma mortandade bastante elevada.

O resultado da eclosão se resume em larvas e membranas dos ovos eclodidos. Estas membranas, caso não seja removida, irão favorecer o aparecimento de fungos (Figura 21). O que levará a morte de muitas larvas (Figura 22).

A retirada do fungo foi realizada através de sifonagem. Mesmo tomando todas precauções é inevitável a captura de algumas larvas juntamente com o fungo. Para evitar o descarte destas larvas, faz-se a sifonagem para uma bacia. Na seqüência, com movimentos leves e circulares na água da bacia, o fungo tende a se concentrar no centro, e as larvas permanecem nadando. Assim torna-se fácil de sifonar novamente o fungo isolado no centro (Figura 23).

Foi realizado um processo de estimativa da quantidade de larvas que eclodirão ao final do processo de incubação.

Passado 5 horas da estocagem dos ovos nas incubadoras, retiramos uma amostra de cada incubadora para contagem de ovos fertilizados (Figura 24) e não

fertilizados (Figura 25) (Quadros 05). Assim obteremos a porcentagem de ovos fertilizados e não fertilizados do total, já conhecido anteriormente.

Os ovos não fertilizados são identificados a olho nu, e caracterizam-se por apresentarem uma coloração esbranquiçada e opaca. Já os fertilizados apresentam-se translúcidos e seu núcleo bem definido no centro do ovo.



Figura 21 - Fungos (pontos escuros) na incubadora.



Figura 22 – Larva de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) infestada por fungo não identificado.



Figura 23 - Concentração de fungos no centro da bacia após os movimentos circulares.



Figura 24 – Ovo fertilizado de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

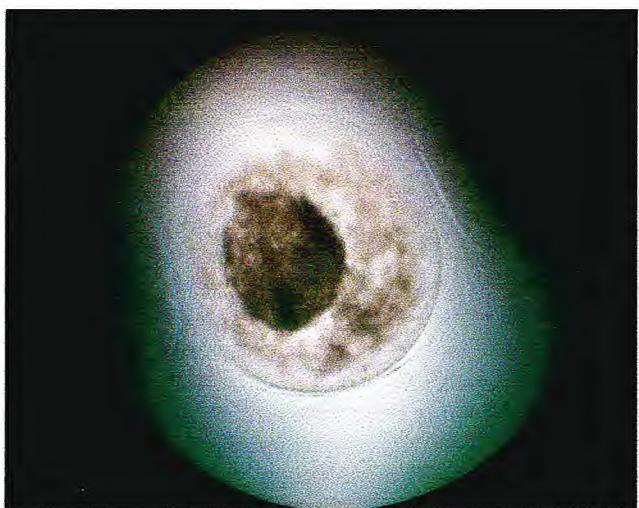


Figura 25 – Ovo não fertilizado de Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

Quadro 05: Quantidade de ovos fertilizados e não fertilizados por incubadora obtidos do Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*).

| Incubadora | Ovos fertilizados | Ovos não fertilizados | Total de ovos | % de ovos fertilizados |
|------------|-------------------|-----------------------|---------------|------------------------|
| 01 | 228 | 74 | 302 | 75,50% |
| 02 | 199 | 71 | 270 | 73,70% |
| 03 | 236 | 61 | 297 | 79,46% |
| 04 | 322 | 85 | 477 | 67,50% |
| 05 | 7 | 189 | 196 | 3,57% |
| 06 | 9 | 212 | 221 | 4,07% |
| 07 | 14 | 219 | 233 | 6,01% |
| 08 | 25 | 350 | 375 | 6,67% |

Fonte: Centro de Pesquisa em Aquicultura Ambiental, 2004

3. Larvicultura do Pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*)

O conhecimento da fase inicial do ciclo de vida dos peixes tem grande interesse para a ictiologia com aplicações em biologia pesqueira. Os estudos sobre a distribuição e abundância do ictioplâncton fornecem informações sobre a área e época de desova e dos locais de crescimento das formas jovens.

A espécie apresenta problemas no que se refere a larvicultura e a alevinagem (CASTAGNOLLI, 1992). O pintado por ser um peixe carnívoro (PETUCO, 1998), como tal, necessita de alimentação que tenha um alto nível protéico para garantir sua sobrevivência (CASTAGNOLLI, 1992). Devido a estes problemas, é que a produção a longa escala de larvas de pintado não vem acontecendo, pois são poucas as pessoas que tem estas técnicas dominadas (Panorama Da Aquicultura, 1996 apud SMERMAN, et al, 2002).

3.1. Descrição das Fases Larval do Pintado (*Pseudoplatystoma sp*)

As fases larvais descritas abaixo foram baseadas em Nascimento ; Lima (2000):

Fase 01 – Comprimento total entre 2,9 a 3,1mm. Sem pigmentação no olho. Cabeça com pigmentos na região frontal. Vitelo com pigmentos esparsos na face ventral, com manchas mais densas na região anterior e posterior. Pendúculo caudal com melanófaros ventralmente, junto a nadadeira embrionária (Figura 26).

Fase 02 – Comprimento total em torno de 3,8mm. Olhos pequenos e pigmentados. Pigmentação na região do focinho prolongando-se lateralmente na linha dos olhos. Vitelo com pigmentos esparsos na face ventral, com manchas mais densas nas regiões anterior e posterior. Com ânus fechado. Pendúculo caudal com pigmentos ventralmente junto à nadadeira embrionária (Figura 27).

Fase 03 - Comprimento total entre 5 e 6mm. Com presença de barbillhões. Boca sub-terminal. Com ânus aberto. Saco vitelínico com pigmentação na face ventral. Pigmentação na lateral da cabeça, na linha posterior e anterior do olho. Melanóferos ao longo do pendúculo caudal junto à nadadeira embrionária (Figura 28).

Fase 04 – Comprimento total entre 7,7 e 8,1mm. Barbillhões maxilares e mentonianos bem desenvolvidos. Sem vitelo. Bexiga natatória com melanófaros na superfície dorsal. Cavidade abdominal com manchas de melanófaros nas extremidades anterior e posterior e alguns espalhados na face ventral. Melanófaros ao longo do pendúculo caudal junto à nadadeira embrionária, como no estágio anterior (Figura 29).

Fase 05 – Comprimento total entre 11 e 15mm. Presença de dois barbillhões maxilares atingindo até a região do ânus e dois pares mentonianos. Pequenos sinais de raios na nadadeira embrionária dorsal. Nadadeira caudal com sinais de raios. Sem sinal de nadadeira anal e ventral. Melanóforos na região dorsal da cabeça e laterais na linha horizontal que corta os olhos. Faixa de melanóforos na região dorsal do corpo junto a nadadeira ambrionária dorsal (Figura 30).

Fase 06 – Comprimento total em torno de 32mm. Duas faixas de melanóforos, uma no dorso e outra na região ventral e na linha horizontal que corta os olhos. Dois barbillhões maxilares e dois pares de barbillhões mentonianos. 11 a 13 raios na nadadeira anal (Figura 31).

Figura 26 – Larva na fase 01

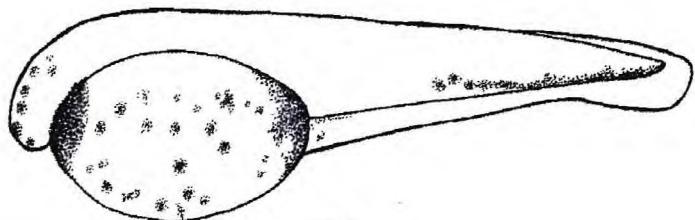


Figura 27 – Larva na fase 02

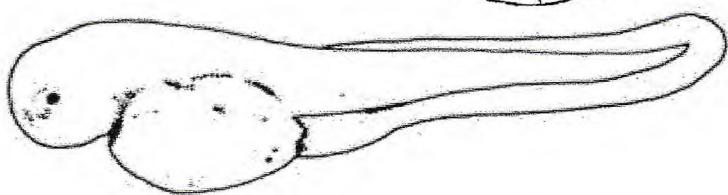


Figura 28 – Larva na fase 03

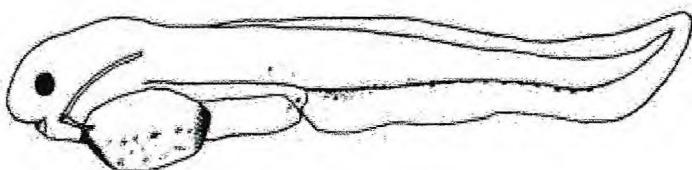


Figura 29 – Larva na fase 04

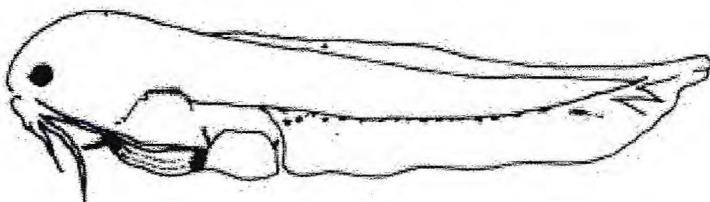


Figura 30 – Larva na fase 05

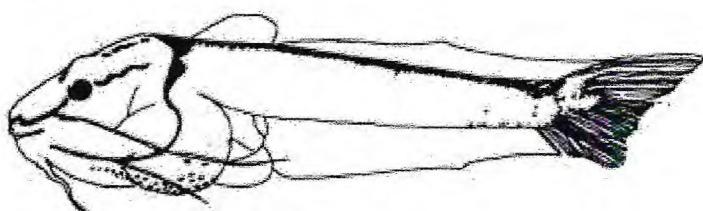
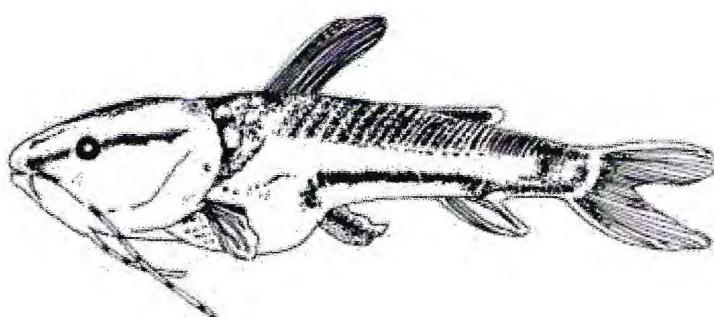


Figura 31 – Larva na fase 06



Quando identificada a fase 03, com dois dias de idade, as larvas foram transferidas das incubadoras para outros 2 tanques redondos de vibra de vidro com capacidade para 1000 litros, sendo abastecido com água por baixo, através de canos dispostos de maneira que haja uma leve circulação de água pelo fundo. Possui saída d'água pelo centro, protegida com telas para evitar a fuga das larvas (Figura 32).

A transferência foi realizada por meio de sifonagem diretamente para baldes, em seguida soltas nos tanques redondos. Tomando sempre cuidado para que as temperaturas, da incubadora e do tanque, estejam equivalentes, evitando assim a mortalidade através do choque térmico.

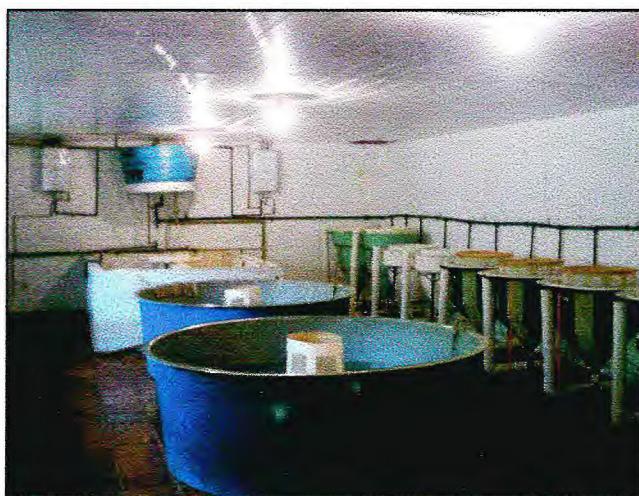


Figura 32 - Caixas redondas utilizadas na larvicultura do pintado (*Pseudoplatystoma coruscans*).

3.2. Alimentação das Larvas do Pintado

A partir desta fase foram fornecidos somente zooplactons como alimentos. Esta realizada em três etapas:

1^a etapa: identificação do tanque de maior produtividade de zooplancton, por meio de coletor (Figura 33).

2^a etapa: por meio de uma bomba a água do tanque selecionado chegava ao tanque de coleta no laboratório, onde se encontrava o coleto de zôo propriamente dito (Figura 34).

3^a Etapa: fornecimento do zooplâncton às larvas. Smerman et al. (2002) obtiveram bons resultados utilizando o zooplâncton como primeiro alimento das larvas de *Pseudoplatystoma sp* em pesquisas sobre treinamento para aceitação da ração especial (extrusada).

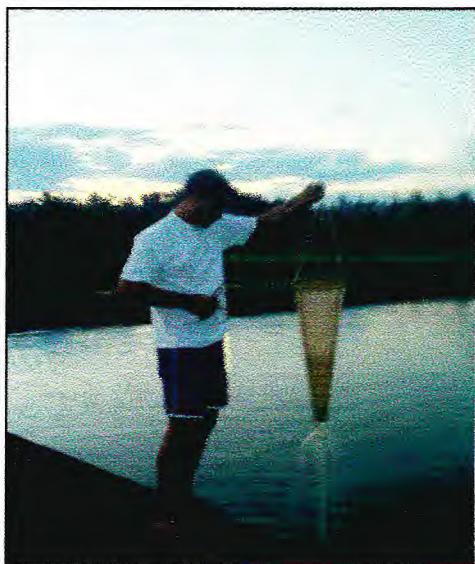


Figura 33- Rede de zooplâncton



Figura 34 - Coleto de Zooplâncton no tanque no laboratório.

Os zooplanctons foram fornecidos durante o segundo e o terceiro dia de vida. Ainda no terceiro dia observamos uma diminuição da população das larvas. Uma observação mais detalhada do comportamento mostrou a grande incidência de canibalismo nesta fase de larva. Assim permaneceu durante o quarto dia de vida e, já no quinto dia não havia nenhum exemplar de larva viva do Pintado no tanque.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Diante de tamanho potencial de mercado no Brasil e no exterior não é difícil vislumbrar o desenvolvimento progressivo da piscicultura em nosso país. A grande demanda por pescado no mercado interno e internacional é visível. No entanto o Brasil é dotado com grandes recursos hídricos, e se nós podermos empregar novas tecnologias, em um futuro bem próximo o Brasil será um grande produtor de peixes cultivados suprindo não só o nosso país mas também outros países.

É essencial que haja esta troca de conhecimentos e tecnologias de norte a sul, e de leste a oeste para que possamos juntos nos tornar um país forte em nível de produção, tecnológico e comercial. Tenho certeza que com a difusão tecnológica, apoios governamentais e empresariais este objetivo será alcançado em curto ou médio prazo.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

FOCUS on Brazil. Fish farming international, London, v. 30, n. 4, p. 10-15, April 2003.

BARDACH, J. E.; RYTHER, J. H.; MC LARNEY, W. O. Aquaculture, The Farming and husbandry of Freshwater and Marine Organisms. John Wiley & Sons, Inc. New York, 1972, 868 p.

BORGHETTI, N. R. B.; OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J. R. **Aqüicultura: uma visão geral sobre a produção de organismos aquáticos no Brasil e no mundo.** CNPq/MCTCuritiba: Grupo integrado de aqüicultura e estudos ambientais, 2003. 128 p.

BRITO, M. F. G.; BAZZOLI, N. **Reprodução do Surubim (Pisces, Pimelodidae) do Rio São Francisco, Região de Pirapora,** Minas Gerais. Arq. Bras. Méd. Vet. Zootec., vol. 55, nº 5, p. 624 – 633. 2003.

CASEIRO, A.; WAKATSUKI, C. A.; **Status da Produção de peixes de água doce no Brasil: Revista Aqüicultura e Pesca.** Ano 1 nº 2. 2004.

CASTANGNOLLI, N. Aquaculture in Brazil. World Aquaculture, Ostende, v. 26, n. 4, p. 35-38.

CASTAGNOLLI, N. **Piscicultura de peixes de água doce.** Jaboticabal: FUNEP, 1992.

HUET, M. Textbook of fish culture, breeding and cultivation of fish. Fishing News Book, Ltd. England, 1972, 437 p.

FURTADO, J. F. R. **Piscicultura: uma alternativa rentável.** Ed. Agropecuária. 180p. 1995.

FURUYA, W. M.; FURUYA, V. R. B. **Reprodução de peixes.** In: MOREIRA, H. L. M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, et al, **Fundamentos da moderna Aqüicultura.** Editora Daulbra. p. 69 – 81, 200p. 2001.

GOMES, J. M. M.; DOMANICZKY, C. M.; NAVARRO, M. T. **Desove artificial del surubi (*P. corruscans*)**. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 6, 1990. Natal. Resumos... Natal: ABRAq, p. 48. 1990.

GURGEL, J. J. **Pesca nos açudes no Estado do Ceará**. 2001. 133f. Dissertação (mestrado em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal Do Ceará, Fortaleza, 2001.

KUBITZA, F.; CAMPOS, J. L.; BRUM, J. A. **Produção intensiva de surubins no Projeto Pacu Ltda. e Agropeixe Ltda.** In: Congresso Sul-Americano de Aqüicultura e X Simpósio Brasileiro de Aqüicultura, Anais...Recife – PE. 1998. v 1.

NASCIMENTO, F. L.; LIMA, C. A. R. M. **Descrição de larvas das principais espécies de peixes utilizados pela pesca no Pantanal**. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2000. 25p. (boletim de pesquisa,19).

NOMURA, H. **Dicionário dos Peixes do Brasil**. 482p. 1984.

OSTRENSKY, A. **Aqüicultura brasileira e sua sustentabilidade**. Anais do XII SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQÜICULTURA, Goiânia, jun. 2002. Associação Brasileira de Aqüicultura; ed. Elisabeth Criscuolo Urbinati e José Eurico Possebon Cyrino – Goiânia, 2002 606 p.).p. 4-10.

PETUCO, João Batista. **Como cuidar do pintado**. São Paulo: Editora Globo, setembro de 1998.

PEZZATO, L. E.; SCORVO FILHO, J. D. **Situação da Aqüicultura na região Sudeste**. In: VALENTI, W. C. (Ed.). Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável. Brasília: CNPq/ Ministério da Ciência e Tecnologia, 2000. p. 304-322.

POUEY, J. L. O. F.; PIEDRAS, S. R. N.; SIMONI, C. D. et al. **Utilização de HCG e extrato de hipófise de carpa na desova induzida de Jundiá (*RHAMDIA sp.*)**. Anais XII Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca. Foz do Iguaçu – Paraná. p. 77. 2001.

RIBEIRO, L. P.; MIRANDA, M. O. T., LIMA, L. C. et al. **Aquacultura empresarial**. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 21, n. 203, p. 5-9, mar/abr 2000.

ROUBACH, R.; CORREIA, E. S.; ZAIDEN, S; et al. **Aqüicultura Brasileira**. Panorama da Aqüicultura, Rio de Janeiro, v. 13, n. 76, p. 47-57, 2003.

SILVA, J. W. B. **A Piscicultura no Estado do Ceará.** ANAIS DO PRIMEIRO CONGRESSO NORDESTINO DE PRODUÇÃO ANIMAL. Fortaleza, 06-11 de dezembro de 1998, p. 355-367.

SILVA, J. W. B. **Contribuição das tilápias (pisces: cichlidae) para o desenvolvimento da piscicultura no Nordeste brasileiro, especialmente no estado do Ceará.** 2001. 193f. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2001.

SMERMAN, W.; CASTRO, J. G. D.; TOLEDO, J. J. et al. **Larvicultura de Pintado (*Pseudoplatystoma sp*) em Alta Floresta – Mato Grosso.** Revista de Biologia e Ciências da Terra. vol. 2. nº 1. 2002.

SOUZA FILHO, J.; SCHAPPO, C. L.; TAMASSIA, S. T. J. **Custo de produção de peixe de água doce Modelo Alto Vale do Itajaí.** Florianópolis: Instituto CEPA/SC/EPAGRI, 2003. 40 p.

SUASSUNA, J. **A seca pode ser vencida.** Entrevista. Super Interessante Especial Ecologia, dezembro de 2001, p. 43.

TAVARES, M. P. O Surubim. In: MIRANDA, M. O. T. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Renováveis. Editor. "surubim" Belo Horizonte. Coleção Meio Ambiente. p.9 – 25. (Série Estudos Pesca, 19). 1997.

VAL, A . L.; ROLIM, P. R.; RABELO, H. **Situação da Aqüicultura na região Norte.** In: VALENTI, W. C. (Ed.). Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável. Brasília: CNPq/ Ministério da Ciência e Tecnologia, 2000. p. 247-266.

VALLE, R. P.; PROENÇA, C. E. M. **Evolução e perspectivas da aqüicultura no Brasil.** In: Valentí. W. C. Ed., **Aqüicultura no Brasil.** Brasília: Cnpq/MCT, 200. p. 383 – 398.

BACIA DO PRATA. Disponível em <<http://www.ibama.gov.br/pescaamadora/paginas/menu.php?i=50>> acesso em 19/11/2004.

BACIA DO SÃO FRANCISCO. Disponível em <<http://www.ibama.gov.br/pescaamadora/paginas/menu.php?i=50>>, acesso em 19/11/2004.