

Universidade Federal de Santa Catarina
Centro de Ciências Agrárias
Departamento de Aqüicultura

Piscicultura de Água Doce:
Produção de alevinos

Aluno: Ricardo Pessi

Florianópolis/SC
2003

194076

Universidade Federal de Santa Catarina
Centro de Ciências Agrárias
Departamento de Aqüicultura

Piscicultura de Água Doce:
Produção de alevinos
Relatório de Estágio Supervisionado II do
Curso de Engenharia de Aqüicultura

Aluno: Ricardo Pessi
Orientador: Evoy Zaniboni Filho
Supervisor: Juan Ramon Esquivel Garcia
Empresa: Piscicultura Panamá

Florianópolis / SC

2003

2003/1

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao professor e amigo Evoy Zaniboni Filho, pela orientação e pelas críticas que propiciaram uma melhor elaboração do relatório.

A Juan e Betina pela oportunidade de estágio na Piscicultura Panamá, assim como à Lenice e Luciana, pela amizade e conhecimento compartilhado.

A todos os colegas de curso que tornaram esta jornada muito mais divertida.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste relatório.

ÍNDICE

AGRADECIMENTOS	ii
LISTA DE FIGURAS	v
LISTA DE TABELAS	vi
LISTA DE ABREVIATURAS	vii
RESUMO	viii
1.INTRODUÇÃO	01
2.DESCRICÃO DA EMPRESA	03
2.1.VIVEIROS.....	04
2.2.GALPÃO DE ENTREGA.....	06
2.3.LABORATÓRIO.....	07
2.4.DEPÓSITO DE RAÇÕES E EQUIPAMENTOS.....	08
2.5.ALOJAMENTO PARA ESTAGIÁRIOS.....	08
2.6.FÁBRICA DE RAÇÕES.....	09
2.7.OUTROS EQUIPAMENTOS.....	09
3.ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	10
3.1.MANEJO DE ROTINA.....	11
3.1.1.Alimentação diária de matrizes e alevinos.....	11
3.1.2.Remanejamento de larvas, alevinos e matrizes.....	13
3.1.3.Secagem, despesca e manutenção dos tanques.....	13
3.1.4.Adubação e calagem de viveiros.....	14
3.1.5.Seleção de alevinos por tamanho (alevino 1 e 2).....	15
3.1.6.Embalagem e venda (transporte) de alevinos.....	15
3.1.7.Manutenção de encanamentos de alimentação de água.....	17
3.1.8.Reposição de água nos tanques.....	18
3.1.9.Medição de parâmetros de qualidade de água.....	18
3.2.REPRODUÇÃO INDUZIDA.....	18
3.2.1.Seleção, transporte e acondicionamento de reprodutores.....	19
3.2.1.1Tamanho dos reprodutores.....	19
3.2.1.2.Reconhecimento do sexo e seleção.....	19
3.2.1.3.Transporte e acondicionamento.....	20
3.2.2.Indução hormonal através da hipofiseação.....	20

3.2.3.Outros hormônios.....	21
3.2.4.Preparação e injeção hormonal.....	22
3.2.5.Horas-grau.....	23
3.2.6.Extrusão e fecundação.....	24
3.3.LARVICULTURA.....	25
3.4.PARASITAS DE PEIXES.....	29
4.RESULTADO.....	33
5.DISSCUSSÃO.....	35
6.CONSIDERÇÕES FINAIS.....	38
7.BIBLIOGRAFIA.....	39
8.ANÁLISE CRÍTICA DO ESTÁGIO – CONCLUSÃO.....	40

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 01 – Visão geral da piscicultura Panamá.....	03
FIGURA 02 – Galpão de entrega.....	06
FIGURA 03 – Laboratório, no fundo incubadoras tipo funil, com volumes de 60l e 200l.....	07
FIGURA 04 – Captura de alevinos através da passagem de rede pelo viveiro.....	14
FIGURA 05 – Embalagem dos alevinos.....	17
FIGURA 06 – Injeção hormonal em uma fêmea de jundiá.....	23
FIGURA 07 – Extrusão de uma fêmea de jundiá.....	25
FIGURA 08 – Incubadora tipo funil com pós-larvas de jundiá.....	27
FIGURA 09 – Hipófise sendo macerada no piloador.....	28

LISTA DE TABELAS

TABELA 01 – Números de viveiros, espécies presentes e respectivas áreas (pós-larvas, alevinos e juvenis).....	04
TABELA 02 – Números de viveiros, espécies presentes e respectivas áreas (matrizes).....	05
TABELA 03 – Espécies de peixes cultivadas na fazenda Panamá.....	10
TABELA 04 – Preço (em reais) praticados na comercialização de mil alevinos....	11
TABELA 05 – Viveiros e quantidades de ração fornecida diariamente.....	12
TABELA 06 - Recomendações gerais de carga (nº de peixes/l) para transporte de alevinos de tilápia, carpa comum, pacu, tambaqui (jejum de 24 a 48 horas) em sacos plásticos, com uma relação água: oxigênio de 1:5, a uma temperatura de 25°C.....	16
TABELA 07 - Dosagens hormonais de extrato de pituitária de carpa utilizadas para a indução à maturação final e desova/espermeação de fêmeas e machos de algumas espécies de peixes trabalhadas na (Piscicultura Panamá).....	21
TABELA 08 - Dosagens hormonais de Ovopel® utilizadas para a indução à maturação final e desova/ espermeação de fêmeas e machos de algumas espécies de peixes trabalhadas na Piscicultura Panamá.....	22
TABELA 09 – Espaço de tempo entre a segunda injeção e o momento da extrusão (Horas-grau).....	24
TABELA 10 – Reprodução induzida do jundiá feito na piscicultura Panamá.....	27
TABELA 11 – Reprodução induzida de carpa feita na piscicultura Panamá.....	28
TABELA 12 – Dados das reproduções induzidas.....	34

LISTA DE ABREVIATURAS

l - litro

PB – Proteína bruta

SC – Santa Catarina

PVC – Policloreto de vinilo

h - hora

CaO – cal virgem

ha – hectares

m² – metro quadrado

Km – quilômetros

Kg – quilogramas

mg – miligramas

% - percentual

H°C - hora-grau

g – gramas

ml – mililitro

m³ – metro cúbico

cm – centímetro

Tx. Fec. – taxa de fecundação

RESUMO

O estágio foi desenvolvido na Piscicultura Panamá (27°57'S e 48°41'O), situada no município de Paulo Lopes - SC, distante aproximadamente 70Km, ao sul, da capital Florianópolis. O estágio foi realizado no período de 10/03/2003 à 10/05/2003, com carga horária de 400 horas. Essa empresa atua na piscicultura de água doce através da produção e venda de diversas espécies de alevinos. Tem seu mercado de trabalho nos três estados do sul do Brasil, principalmente em Santa Catarina.

Esse estágio teve como objetivo adquirir conhecimentos práticos na área de reprodução e alevinagem de peixes. Através disso foi possível vivenciar o funcionamento de uma empresa nesse setor e realizar atividades na área como: medição de parâmetros de qualidade de água; secagem, fertilização e preparação dos viveiros para o povoamento; seleção de matrizes para reprodução; classificação de alevinos; reprodução induzida; captura e embalagem de alevinos; alimentação de alevinos e matrizes e larvicultura.

O estágio ocorreu em um período no qual a maioria das espécies já haviam passado do seu manejo reprodutivo e então não se pode acompanhar todas as reproduções e atividades feitas na empresa. O estágio teve sua concentração na reprodução e larvicultura do jundiá, que é a espécie mais produzida na empresa.

Porém o estágio é essencial para formação de profissionais, pois é através dele que podemos interagir a formação teórica dada pela universidade e a prática que é desenvolvida na área que iremos atuar.

1. INTRODUÇÃO

As proteínas são indispensáveis para a sobrevivência de todo ser vivo e o valor do peixe como alimento e fornecedor de proteína é indiscutível. Observa-se que, em todo mundo, a pesca extrativista vem apresentando tendências de estabilização da produção, devido à exploração máxima dos estoques naturais, ao elevado custo de produção e à contaminação dos ambientes aquáticos. No Brasil, onde sempre se acreditou que o país dispunha de recursos pesqueiros inesgotáveis, a produção real nunca chegou a um milhão de toneladas. Ao contrário, porém do que vem ocorrendo com a produção extrativa, a aquicultura vem se desenvolvendo progressivamente em todos os seus segmentos, incluindo a piscicultura de água doce, onde produção de alevinos deixa de ser centralizada pelo poder público, sendo assumida também pela iniciativa privada e sabe-se que o Brasil possui enorme potencial hídrico e um grande número de espécies com qualidades para a piscicultura. No entanto a inexistência de técnicas para a sua propagação e cultivo em massa leva os interessados no desenvolvimento da piscicultura a importar algumas espécies exóticas que já possuem a tecnologia de cultivo. Mas com o surgimento de empresas e instituições que apostam no cultivo das espécies nativas já se nota um aumento na participação de espécies nativas na produção natural.

O objetivo do estágio foi acompanhar as atividades de uma empresa produtora de alevinos e também obter maiores informações sobre a reprodução de espécies nativas.

O estágio foi realizado na Piscicultura Panamá (27°57'S e 48°41'S) que é uma empresa particular situada no município de Paulo Lopes – SC, esta empresa está no mercado de alevinagem há aproximadamente sete anos.

O período do estágio teve início em 10/03/2003 e seu término foi em 10/05/2003 com carga horária das 7:00 até as 12:00 horas e 13:30 às 16:30 de segunda-feira à sexta-feira e durante o sábado o estágio era somente no período da manhã, totalizando 400 horas de estágio.

Essa empresa produz alevinos de várias espécies tanto nativas: jundiá (*Rhamdia quelen*), jundiá rosa (*Rhamdia quelen*), piracanjuba (*Brycon orbignyanus*), curimba (*Prochilodus lineatus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), piaçu (*Leporinus macrocephalus*) e piapara (*Leporinus obtusidens*) como

também exóticas: carpa húngara (*Cyprinus carpio*), carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), carpa colorida (*Cyprinus carpio*), carpa cabeça grande (*Aristichthys nobilis*), carpa prateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), também se tem a presença na comercialização da empresa a tilápia (*Oreochromis niloticus*) e o catfish (*Ictalurus punctatus*), porém, não é realizada a sua reprodução. Alevinos destes são adquiridos através de escambo com outros exemplares.

No estágio o supervisor da empresa foi o engenheiro agrônomo Dr. Juan Ramon Esquivel Garcia, nascido no Panamá e naturalizado brasileiro, formado na Universidade Federal de Viçosa, mestrado na Universidade Federal de Santa Catarina na área de Aqüicultura e doutorado no CAUNESP – Unesp campus de Jaboticabal, com concentração na área de nutrição de organismos aquáticos e teve como orientador o Dr. Evoy Zaniboni Filho, professor do Departamento de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina.

Em relação ao estágio como uma formação profissional é sem duvida alguma peça indispensável para o aluno fazer a interação entre a base teórica que é fornecida pela Universidade e as atividades praticas que são exercidas pelos profissionais. Não podemos ser profissionais sem um embasamento teórico, mas principalmente devemos ter o embasamento prático, que é onde podemos entender, enriquecer, questionar e aplicar as teorias fornecidas pela Universidade, para então tornamos-nos excelentes profissionais.

2. DESCRIÇÃO DA EMPRESA

A Piscicultura Panamá está situada na estrada do Bom Retiro – Km 9, no município de Paulo Lopes – SC a aproximadamente 70 Km da capital Florianópolis e possui uma área de aproximadamente 47 ha, sendo 6,9 ha de área alagada.

A propriedade faz parte da Serra do Tabuleiro, que oferece excelentes condições de cultivo. Existem várias nascentes de água, que é de fundamental importância para uma piscicultura comercial. A área de implantação é privilegiada, pois possui adequada topografia, com terreno praticamente plano (declinação de até 2% em média), possui bom tipo de solo (areno-argiloso, com teor entre 25 a 50% de argila), boa quantidade e qualidade de água, vegetação regional e condições climáticas regulares.

A propriedade dispõe atualmente de dois funcionários fixos, além de um estagiário do quinto ano de zootecnia da UNESP de Botucatu. A presença de estagiários tem sido uma constante desde o início das atividades.

Por estar próximo aos grandes centros produtores da região Sul, a comercialização de alevinos se torna facilitada e o mercado é muito promissor. A figura 01 mostra uma visão geral da propriedade.

FIGURA 01 – Visão geral da Piscicultura Panamá



2.1 VIVEIROS

A piscicultura possui uma área inundada de aproximadamente 69800 m², sendo o número de viveiros de 55 (tabela 1 e 2) e está dividido por séries para facilitar o controle dos mesmos. A alimentação de água dos tanques é por gravidade através de mangueirões de 2 polegadas, esses mangueirões captam água de uma nascente que está localizada na extremidade direita da propriedade em um morro coberto pela mata atlântica, com exceção de quatro tanques que são por bombeamento de um córrego que passa na extremidade esquerda da propriedade, esse bombeamento é feito através de uma bomba d'água diesel.

Não há circulação constante de água nos tanques. Na alevinagem, não é necessário, pois o consumo de oxigênio é pequeno, mas deve-se tomar cuidado com alguns fatores que podem causar problemas, como: densidade de estocagem; quantidade de matéria orgânica; perda de água por infiltração e evaporação, entre outros. A renovação de água é feita somente quando se tem a necessidade.

TABELA 01 – Número de viveiros, espécies presentes e respectivas área (pós-larvas, alevinos e juvenis)

continua

Viveiro	Área(m ²)	Espécies
A1	200	Alevino Carpa capim
A2	300	Vazio
A3	400	Vazio
A5	1300	Alevino Pacu
A6	1500	Alevino Jundiá
A7	800	Vazio
A8	3000	Alevino Pacu
A10	3000	Vazio
A11	3000	Vazio
B1	1200	Alevino Carpa capim
B2	1200	Alevino Bagre americano
B3	2000	Vazio
B6	1000	Pós-larva Jundiá
B7	1000	Alevino Jundiá
B8	1000	Alevino Jundiá
B10	1000	Alevino Jundiá
B11	1000	Alevino Jundiá
Ilha	3000	Alevino Carpa húngara
Novo	1000	Juvenil Piapara, Matrixã
C1	350	Alevino Carpa cabeça grande
C2	270	Alevino Tilápia revertida
C3	600	Alevino Pacu
C4	350	Alevino Carpa colorida
C6	1800	Alevino Jundiá

TABELA 01 – Número de viveiros, espécies presentes e respectivas área (pós-larvas, alevinos e juvenis)

conclusão

Viveiro	Área(m ²)	Espécies
C7	1100	Alevino Carpa húngara
C8	1000	Juvenil Carpa capim, Mandi, Piracanjuba, Piapara
C10	2000	Juvenil Robalo, Carpa húngara e capim
C12	280	Juvenil Jundiá
C13	400	Alevino Carpa colorida
C14	550	Alevino Carpa húngara
E1	460	Vazio
E2	550	Alevino Carpa capim
E3	550	Alevino Carpa capim
E4	660	Alevino Carpa capim
E5	100	Vazio
L0	360	Alevino Tilápia revertida
L1	500	Alevino Bagre americano
L2	500	Alevino Carpa húngara
L3	500	Alevino Carpa colorida
Total	39780	

TABELA 02 – Número de viveiros, espécies presentes e respectivas área (matrizes)

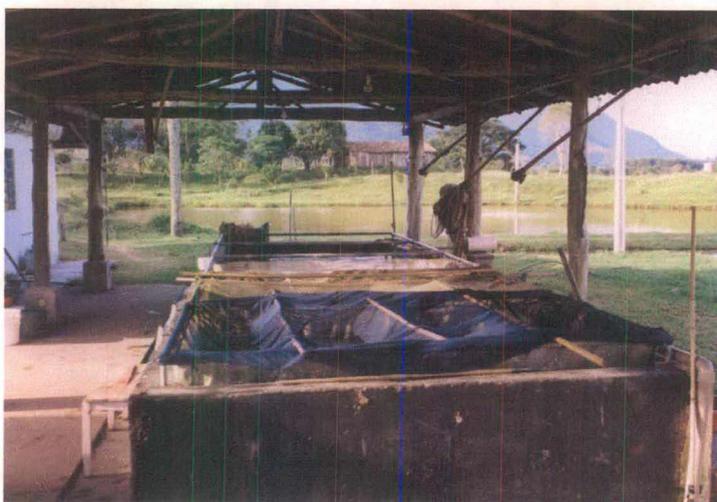
Viveiros	Área(m ²)	Espécies
A4	1200	Carpa capim, Jundiá, Pacu
A9	3000	Jundiá, Carpa húngara
A12	3200	Carpa capim, húngara, colorida e cabeça grande
A13	3400	Carpa capim e cabeça grande
B4	1000	Carpa capim, prateada e húngara, curimba
B5	1000	Carpa capim e húngara, Jundiá, Pacu, Surubim
B9	1000	Jundiá Rosa
B12	1000	Carpa húngara e capim, tilápia revertida, traíra
C5	1250	Carpa húngara, capim, prateada, colorida e cabeça grande, Pacu, Jundiá
C9	1000	Jundiá
C11	1000	Jundiá
C15	2000	Pacu
Corujinha	300	Carpa húngara, colorida e capim
Represa	5000	Piracanjuba, Piauçu, Pacu, Jundiá Rosa, Carpa capim e húngara
Total	25350	

Carpa capim: *Ctenopharyngodon idella*; Carpa colorida: *Cyprinus carpio*; Carpa húngara: *Cyprinus carpio*; Carpa cabeça grande: *Aristichthys nobilis*; Carpa prateada: *Hypophthalmichthys molitrix*; Jundiá: *Rhamdia quelen*; Jundiá rosa: *Rhamdia quelen*; Pacu: *Piaractus mesopotamicus*; Curimbatá: *Prochilodus lineatus*; Piauçu: *Leporinus macrocephalus*; Piapara: *Leporinus obtusidens*; Piracanjuba: *Brycon orbignyanus*; Bagre americano: *Ictalurus punctatus*; Tilápia: *Oreochromis niloticus*; Suruvi: *Steindachneridion scripta*; Traíra: *Hoplias sp.*; Mandi amarelo: *Pimelodus maculatus*; Matrixã: *Brycon cephalus*.

2.2 GALPÃO DE ENTREGA

É uma instalação simples com estrutura de madeira de eucalipto, coberta por telhas de amianto e aberta lateralmente. Sua área total é de aproximadamente 90 m², possuindo um tanque de alvenaria com capacidade de 20.000 l. O sistema de abastecimento de água é feito por gravidade através de mangueirões de duas polegadas desde a nascente até a entrega. O galpão de entrega pode ser visto na figura 02.

FIGURA 02 – Galpão de entrega



Devido à possibilidade de faltar água no período de chuva com o entupimento do encanamento, foi instalado recentemente um sistema de circulação de água com o intuito de manter a oxigenação e otimizar a utilização da mesma.

No tanque de entrega os alevinos são colocados em tanques rede, onde sofrem o processo de depuração, posteriormente a contagem e embalagem. Na presença de alevinos, mantém-se a circulação de água constante para evitar perdas por falta de oxigenação.

A entrega dispõe também de uma quantidade grande de baldes de 10l, que são utilizados freqüentemente para transportar quantidades pequenas de alevinos de um tanque para outro. Também para a embalagem propriamente dita, onde as sacolas são colocadas abertas dentro dos baldes, facilitando o manejo das mesmas no processo.

Outro equipamento muito utilizado nesse galpão é o separador de alevinos. Basicamente é uma caixa de 90x40x40 cm (não é padrão) de plástico ou feita de chapa de zinco, com uma grade no fundo que define o tamanho dos alevinos que passarão ou ficarão retidos. São vários separadores de aberturas diferentes que pode ser confeccionados ou comprados em lojas especializadas.

2.3 LABORATÓRIO

Assim como o galpão de entrega é uma instalação simples, porém, fechada com paredes, cobertura de telhas de amianto e piso simples de concreto.

Possui boa ventilação e boa iluminação natural. O laboratório é mostrado na figura 03.

FIGURA 03 – Laboratório, no fundo incubadoras tipo funil, com volumes de 60l e 200l



O laboratório é composto de:

1. Quatro caixas de fibra circulares de 1.000l, utilizadas principalmente para alojar as matrizes e reprodutores selecionados para reprodução, mas também servem para desova de alevinos e posterior passagem para as incubadoras;

2. Dezesete incubadoras, sendo seis de 200l, cinco de 100l e seis de 60l. São utilizadas para incubar os ovos das diferentes espécies existentes na piscicultura;
3. Duas incubadoras horizontais de madeira com pás para movimentação da água e ovos da catfish. No momento não estão sendo utilizadas, pois a empresa está obtendo alevinos de catfish através da troca com alevinos de jundiá que são produzidos na propriedade.
4. O laboratório possui um reservatório de água, que é alimentado pelos mangueirões de 2 polegadas, que fornece água e garante a disponibilidade de água para o laboratório.
5. Todo material necessário para contenção e pesagem dos animais (tanque rede, puçás, balanças), aplicação de hormônio (seringas descartáveis, piloador manual de cerâmica, hipófises, hormônios sintéticos, soro fisiológico), extrusão (toalhas, bacias), captura (redes de matrizes e alevinos com vários tamanhos), homogeneização e fertilização dos ovos (penas, espátula de silicone).

2.4 DEPÓSITO DE RAÇÕES E EQUIPAMENTOS

Um total de três galpões de aproximadamente 100, 80 e 50m², sendo que primeiro era o antigo alojamento para estagiários, de madeira, com dois quartos e uma sala. Hoje é utilizado para armazenar as rações para alevinos e reprodutores, além de depósito de material. Os outros, são galpões simples de madeira sem nenhum cômodo, são utilizados como garagem para o trator e também como depósito de equipamentos e ferramentas.

2.5 ALOJAMENTO PARA ESTAGIÁRIOS

O alojamento possui dois quartos com camas e colchões, cozinha equipada, banheiro e uma sala que pode ser feito de sala de estudos. Pode acomodar tranquilamente os estagiários pelo tempo necessário.

No estágio é oferecida ao estagiário uma refeição diária (almoço). As outras refeições são de responsabilidade do estagiário.

2.6 FABRICA DE RAÇÕES

Na parte de traz do alojamento dos estagiários está sendo implantado uma fabrica de ração com capacidade de produção de 150 Kg/h, financiado por um projeto do Cnpq, coordenado pela sócia gerente MSc. Betina Muelbert Esquivel.

Este é um projeto de agricultura familiar, basicamente inclui 5 propriedades rurais onde serão implantados tanques de engorda de peixes nativos (jundiá), que serão fornecidos pela Piscicultura Panamá e todos se beneficiarão da fabrica confeccionando suas próprias rações, utilizando subprodutos nas propriedades incluídas.

Num futuro próximo, a confecção de rações também será uma atividade para os estagiários desempenharem, podendo ter uma visão de cooperativismo entre produtores da região, e também serão ministrados cursos básicos para capacitação dos produtores para que os mesmos possam confeccionar as rações.

2.7 OUTROS EQUIPAMENTOS

A piscicultura dispõe de um trator de pequeno porte com carreta para o transporte dos peixes dentro da propriedade, carregamento de fertilizantes orgânicos para os tanques, entre outros. Também possui uma bomba d'água de combustão para o enchimento e reposição de água nos tanques.

Possui também redes de arrasto de diversos comprimentos e tamanhos de malhas. São de fibra de algodão, pois machucam menos os peixes.

3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Atualmente a Piscicultura Panamá está produzindo por volta de três milhões de alevinos/safra, de diversas espécies, tanto exóticas como nativas (tabela 03).

TABELA 03 – Espécies de peixes cultivadas na Fazenda Panamá

Nome comum	Nome científico
ESPÉCIES NATIVAS	
Pacu	<i>Piaractus mesopotamicus</i>
Matrixã*	<i>Brycon cephalus</i>
Mandí amarelo*	<i>Pimelodus maculatus</i>
Curimatá ou Curimatá	<i>Prochilodus lineatus</i>
Suruvi*	<i>Steindachneridion scripta</i>
Traíra*	<i>Hoplias sp.</i>
Piauçu ou Piavuçu	<i>Leporinus macrocephalus</i>
Piapara	<i>Leporinus obtusidens</i>
Piracanjuba	<i>Brycon orbignyanus</i>
Jundiá	<i>Rhamdia quelen</i>
Jundiá Rosa	<i>Rhamdia quelen</i>
ESPÉCIES EXÓTICAS	
Carpa Húngara	<i>Cyprinus carpio</i>
Carpa Prateada	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>
Carpa Capim	<i>Ctenopharyngodon idella</i>
Carpa Cabeça Grande	<i>Aristichthys nobilis</i>
Carpa Colorida	<i>Cyprinus carpio</i>
Catfish americano ¹	<i>Ictalurus punctatus</i>
Tilápia ¹	<i>Oreochromis niloticus</i>

* espécies ainda não reproduzidas comercialmente

¹ espécies adquiridas através de escambo com outras espécies

Na tabela 04 estão definidos alguns preços de alevinos comercializados na piscicultura.

TABELA 04 – Preço (em reais) praticado na comercialização de mil alevinos

Espécie	Alevino I	Alevino II
Carpa Húngara	60	120
Carpa Capim	65	130
Carpa Cabeça Grande	60	120
Carpa Colorida	100	200
Carpa Prateada	60	120
Tilápia Revertida	45	90
Jundiá	80	160
Jundiá Rosa	100	200
Curimatá	60	120
Bagre Americano	100	150
Pacu	80	150
Piauçu	80	150

3.1 MANEJO GERAL DE ROTINA

Durante todo o período foram desenvolvidas atividades relacionadas ao manejo diário da propriedade, como:

3.1.1 Alimentação diária de matrizes e alevinos

Além da alimentação natural encontrada nos viveiros é foi ofertada diariamente aos peixes uma dieta artificial que suplementava seu alimento fornecendo condições para um crescimento mais rápido (MARDINI, C. L., 2000) pelo menos uma vez, sendo o ideal alimentar mais vezes as larvas e alevinos (OSTRENSKY e BOEGER, 1998), porém, com todas atividades do dia fica difícil fazê-lo. Seria necessário contratar um funcionário só para essa função, o que não justifica, pois, os animais se desenvolvem satisfatoriamente nesse caso específico da propriedade. A tabela 05 mostra os viveiros e a quantidade de ração diária dos respectivos viveiros. A ração utilizada na propriedade é da marca Nicoluzi e em três diferentes granulações e quatro concentrações de proteína bruta. Para as pós-larvas na incubadora a ração é em pó e com 45% de PB, já as pós-larvas dos viveiros a ração também é em pó, mas com 40% de PB (cód.11 Nicoluzi). Para os alevinos, a ração é peletizada com 2,5 milímetros de diâmetro (cód.13 Nicoluzi) e 40% PB. Para as matrizes, a ração é peletizada com 4 milímetros de espessura e 28% PB (ração para peixe Nicoluzi). Calcula-se o volume de ração

semanalmente. Para os viveiros de alevinagem utiliza-se o calculo variando de 5% a 10% da biomassa existente no viveiro e para as matrizes utiliza-se 1% a 3% (MOREIRA et al., 2001). A alimentação era feita manualmente, onde o tratador tem um contato direto com os peixes, podendo avaliar melhor o plantel e identificar eventuais problemas com os peixes, espalhada pelo viveiro (nunca concentrada) e geralmente era fornecida nas primeiras horas do dia (a partir das 9:30 horas) ou então ao entardecer, essa técnica de alimentação é sugerida por OSTRENSKY e BOEGER (1998). Segundo KUBTIZA (1999a) os peixes devem ser alimentados em horários com níveis de oxigênio dissolvido acima de 60 – 70% da saturação, em viveiros, os horários entre 10:00hs e 17:00hs são os mais adequados para alimentação.

TABELA 05 – Viveiro e quantidade de ração fornecida diariamente

Viveiro	Quantia(Kg)
A1	0,5P
A4	2,0P
A5	1,5Pó + PA
A6	2,0Pó
A8	1,5Pó + PA
A9	0,5P
A12	1,5P
A13	1,5P
B1	0,5PA
B2	0,5PA
B4	1,0P
B5	0,5P
B6	2,0Pó
B12	0,5P
C1	0,5PA
C2	0,5PA
C3	1,0PA
C4	0,5PA
C5	2,0P
C6	1,5Pó
C7	1,5PA
C8	1,0P
C9	1,5P
C11	1,0P
C12	1,5P
E3	1,0PA
E4	1,0PA
L0	1,0PA
L1	1,0PA
L2	1,0PA
L3	0,5PA
Corujinha	1,0P
Represa	1,0P
Ilha	2,0PA
Novo	1,0P

Pó – ração em pó; PA – ração peletizada alevino; P – ração peletizada matriz.

3.1.2 Remanejamento de larva, alevinos e matrizes

A medida em que os reprodutores são utilizados e os alevinos vão sendo comercializados, os tanques vão diminuindo suas densidades de estocagem. É necessário fazer um remanejamento dos mesmos para otimizar a utilização dos tanques. Isso é feito através da secagem total do tanque ou passagem de rede.

3.1.3 Secagem, despesca e manutenção dos tanques

Com o remanejamento, retirada constante dos alevinos ou utilização de reprodutores, a secagem dos tanques se faz necessária. A manutenção é consequência da observação de danos estruturais nos tanques, não é freqüente. A secagem é feita através do sistema de tubulação de PVC que atravessa a parede do talude e na parte interna procede-se o acoplamento de uma curva (cotovelo móvel sem ser colado e de forma que a rosca permaneça frouxa), fixa a um tubo que na vertical corresponde à altura máxima da lâmina d'água (PROENÇA e BITTENCOURT, 1994). Para controle do nível da água, basta movimentar o cano vertical para esquerda ou direita. Na secagem ou despesca total do viveiro tira-se o cano vertical e coloca-se outro de tamanho menor com uma tela na ponta e cerca-se o cano com uma rede e em alguns viveiros que permite a colocação de um tanque rede na saída d'água, o que facilita muito na despesca, essa atividade é realizada nas primeiras horas da manhã, onde ocorre menor efeito da variação de temperatura sobre os peixes. Quando a quantidade a ser capturada de alevinos é pequena foi feita somente uma passagem de rede do viveiro, isso se faz com a colocação de um pouco de ração para atrair os alevinos e efetua-se a passagem da rede na área onde se colocou a ração, esta atividade é apontada por WOYNAROVICH (1986). Na figura 04 pode-se observar essa atividade. Quando se seca o viveiro deixa-se ele exposto ao sol, como isso ocorre o rachamento do solo permitindo que o oxigênio do ar penetre até camadas mais profundas contribuindo com para oxidar e mineralizar o excesso de matéria orgânica, que depois será utilizado pelo fitoplâncton. Além disso, a exposição ao sol permite a oxigenação do próprio solo, diminuindo àquelas áreas mais escuras e com cheiro forte de enxofre e também é importante

para eliminação de ovos de peixes de outros predadores que podem sobreviver até no solo úmido, mas nunca no solo completamente seco. (OSTRENSKY e BOEGER, 1998).

FIGURA 04 - Captura de alevinos através da passagem de rede pelo viveiro



3.1.4 Adubação e calagem de viveiro

São procedimentos para manter um ambiente de qualidade (dureza, alcalinidade, pH, desinfecção e eliminação de peixes e insetos) e fertilidade (produção de Fito e Zooplâncton) para o desenvolvimento das larvas e alevinos. A calagem do viveiro foi feita com aplicação de cal virgem (CaO) no viveiro, especialmente em locais com água. A cal em contato com a água libera calor, além de aumentar muito e rapidamente o pH da água e do solo, matando todos os organismos aquáticos que estiverem presentes no ambiente (MARDINI C. L., 2000) A calagem também tem a propriedade de aumentar o gás carbônico essencial para fotossíntese, diminuir a turbidez e a quantidade de matéria orgânica em suspensão, além de aumentar a alcalinidade (PROENÇA e BITTENCOURT, 1994). O ideal é que seja realizada duas a três semanas antes da fertilização (OSTRENSKY e BOEGER, 1998). A fertilização serve para liberar nutrientes e aumentar a produção de plâncton. A fertilização utilizada na empresa é a fertilização orgânica, nesse caso é a cama de aviário, tem como principal vantagem a economia se comparada com fertilização química. A aplicação foi

feita antes do povoamento, e feita com pouca água no viveiro, cerca de 40 – 50 cm de profundidade, para aumentar a presença de plâncton ou feita após o povoamento para manter um nível adequado de plâncton. A aplicação nessa propriedade não segue nenhum critério de quantidade ou alguma tabela é simplesmente feita através do “olhometro”, ou seja, foi feita através de resultados e aplicações anteriores. A aplicação foi feita com a utilização de pás, com a finalidade de espalhar igualmente o produto orgânico pelo viveiro.

3.1.5 Seleção de alevinos por tamanho (alevino 1 e 2)

É comum que o desenvolvimento de determinado lote de larvas seja desuniforme (MOREIRA et al., 2001), sendo assim, há necessidade de selecionar os animais por tamanho atendendo os anseios do mercado. Há também uma diferenciação no valor de comercialização entre os alevinos 1 e 2. Esse procedimento foi feito através da passagem de rede no tanque ou secagem do tanque, posterior passagem dos alevinos no separador de plástico ou de chapa de zinco, que possui uma grade no fundo que define o tamanho dos alevinos que passarão (geralmente alevino 1) ou que ficarão retidos (geralmente alevino 2) e finalmente a classificação dos alevinos em suas respectivas classes.

3.1.6 Embalagem e venda (transporte) de alevinos

É freqüente a presença de pedidos ou de clientes na piscicultura, logo, as atividades de embalagem também.

Para embalagem dos alevinos, eles passam pelo processo de seleção, contagem e depuração (algumas horas) no galpão de entrega. No processo de depuração, os peixes não se alimentam durante esse período e também antes de serem capturados, (essa captura ocorre pelo período da manhã onde a variação de temperatura causa menor impacto sobre os peixes e também a concentração de oxigênio é baixa), assim esvaziando o conteúdo intestinal e mantendo uma melhor qualidade da água nas sacolas de embalagem, evitando a contaminação pelas excretas e favorecendo o transporte. Isto é sugerido por WOYNAROVICH (1986) que aconselha uma depuração de 5 – 10 horas para alevinos de tambaqui

e pirapitinga e também segundo KUBTIZA (1999b) recomenda jejum mínimo de 24 horas.

A contagem foi feita através da utilização de peneiras de vários tamanhos, onde foram feitas algumas amostragens (pela experiência adquirida, 3 é suficiente) e posteriormente foi feita uma média. Este procedimento é comentado por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983), WOYNAROVICH (1986) com a utilização de coadores. Isto foi feito para todas as espécies e diferentes tamanhos de alevinos. Depois de contados, foram colocados em sacos plásticos transparentes de boa resistência e tamanhos de 10 e 50l (dimensões de 50 x 80cm e espessura de 0,16mm), onde foram enchidos $\frac{1}{4}$ do seus volumes de água, inflado com oxigênio concentrado e então amarrados firmemente com tiras de borrachas. Segundo KUBTIZA (1999b) que sugere espessura entre 0,1 e 0,2 mm, pois, alguns alevinos apresentam raios duros e pontiagudos nas nadadeiras dorsais e/ou peitorais, podendo perfurar a embalagem. O processo de embalagem pode ser observado na figura 05. Eventualmente utilizou-se duas sacolas sobrepostas para garantir a qualidade no transporte. A quantidade de alevinos depende do tamanho dos alevinos, da temperatura da água e do tempo de transporte (KUBTIZA, 1999b), e essa quantidade foi estabelecida pela experiência adquirida. Na tabela 06 é apresentada uma sugestão de densidade de estocagem de alevinos para a sua embalagem para transporte.

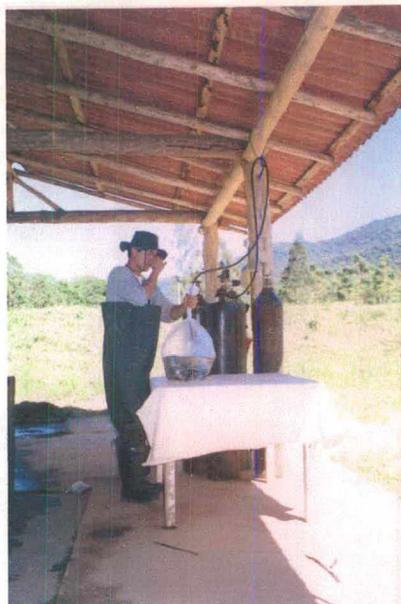
TABELA 06 - recomendações gerais de carga (nº de peixes/l) para transporte de alevinos de tilápia, carpa comum, pacu, tambaqui (jejum de 24 a 48 horas) em sacos plásticos, com uma relação água: oxigênio de 1:5, a uma temperatura de 25°C.*

Tamanho do peixe	Tempo de Embalagem e Transporte (horas)						
	4	8	12	16	20	24	48
2,5 cm	370	300	240	190	150	130	80
5,0 cm	170	140	110	90	70	60	40
7,5 cm	130	100	80	65	50	40	25

¹ Usar 70% da carga para as espécies do gênero *Brycon*

² Diminuir em 15% a cada elevação de 2°C na temperatura da água acima de 25°C.

***Fonte:** KUBTIZA, F. **Técnicas De Transporte De Peixes Vivos.** 3. ed. Jundiaí, 1999.

FIGURA 05 – Embalagem dos alevinos

A aquisição dos alevinos pode ser feita diretamente na propriedade ou pode ser através da entrega pelo proprietário, Dr Juan, que comercializa desde de o Paraná até o Rio Grande do Sul. Essa entrega é feita utilizando-se uma camionete da própria empresa. Algumas vezes cobriu-se os sacos de transporte com lona ou sacos de ração, para proteger os peixes do estresse da luminosidade e calor durante a viagem. Sugestões semelhantes são mencionadas por KUBTIZA (1999b). Em alguns casos foi utilizado sal comum no transporte, colocando-se 15g por embalagem, para que se estimule a produção de muco e aumenta-se a concentração de íons Na^+ e Cl^- , facilitando o processo de osmorregulação do peixe (KUBITZA 1999b).

3.1.7 Manutenção de encanamentos de alimentação de água

A captação de água para os tanques, laboratório e galpão de entrega, é feita por gravidade, através de mangueirões de 2 polegadas. Frequentemente aparecem vazamentos, e em dias de chuvosos eles entopem podendo causar transtornos, logo a manutenção é feita regularmente.

3.1.8 Reposição de águas nos tanques

Devido às perdas causadas pela evaporação e infiltração (PROENÇA e BITTENCOURT, 1994), se fez a reposição da água, sendo feita em alguns tanques através da utilização da bomba d'água.

3.1.9 Medição de parâmetros de qualidade de água

Os parâmetros medidos na propriedade são relativos a um trabalho desenvolvido pelos proprietários em relação à densidade (densidade de 40, 50 60 peixes/m³) de estocagem de jundiá em tanque – rede. Os parâmetros medidos foram: a transparência da água (disco Secchi), nível de oxigênio (oxímetro) e temperatura (termômetro). Também foram feitas biometrias mensalmente, onde foi obtido a massa e o tamanho dos peixes.

3.2 REPRODUÇÃO INDUZIDA

Para espécies que nas condições de cativeiro não reproduzem naturalmente, pressupõe-se o processo de reprodução induzida a fim de que seja possível a obtenção de larvas para posterior cultivo (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983). A reprodução induzida consiste da utilização de hormônios naturais e/ou sintéticos a fim de que seja possível induzir à ovulação e espermição de algumas espécies de peixes com potencial para ser utilizado na piscicultura (MOREIRA et al., 2001).

Assim sendo, justifica-se a reprodução induzida, para a obtenção de uma produção em massa de larvas e com uma alta taxa de sobrevivência para o abastecimento dos sistemas de criação de espécies reofílicas MOREIRA et al. (2001).

Para se obter sucesso de reprodução induzida é fundamental o conhecimento da época de reprodução de cada espécie. A reprodução da maioria dos peixes é sazonal, estando geralmente sincronizada com fatores ambientais que se adequem às necessidades metabólicas dos reprodutores, de tal forma que incremente a viabilidade dos gametas e favoreçam o desenvolvimento inicial da

prole. A maioria dos peixes tropical e subtropical de água doce desova durante a estação chuvosa, quando a prole tem maior chance de sobrevivência nas águas turvas de fluxo rápido (MOREIRA et al., 2001).

3.2.1 Seleção, transporte e acondicionamento de reprodutores

Os peixes uma vez adultos, todos os anos se preparam para a reprodução, geralmente na mesma época, sendo considerado sexualmente maduro aquele que produz gametas (óvulos ou espermatozóides) viáveis (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983).

3.2.1.1 Tamanho dos reprodutores

O tamanho ideal dos reprodutores varia com o porte de cada espécie. Os peixes maiores produzem mais óvulos, porém os de tamanho médio dentro de cada espécie são os mais preconizados em função da facilidade de manejo na captura, transporte e manejos durante o processo de indução hormonal, onde apresentam boa taxa de fecundação e necessitam de quantidades menores de hormônio, proporcionalmente ao seu peso vivo (MOREIRA et al., 2001).

3.2.1.2 Reconhecimento do sexo e seleção

O reconhecimento do sexo nos peixes nem sempre é um processo simples, principalmente para as espécies que realizam a migração durante o processo reprodutivo, a não ser no período da reprodução, em que as fêmeas apresentam o ventre mais abaulado e macio, papila genital hiperemiada, saliente e avermelhada. Os machos liberam sêmen sob leve pressão no abdômen, no sentido do opérculo para o poro urogenital. Estas características são citadas por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983). Na seleção de reprodutores para o tratamento hormonal, deve-se se certificar de que eles estejam em condições para a desova, ou para a hipofiseação. A menos que suas gônadas tenham se desenvolvido até o estágio de maturação adequado, não responderão positivamente à indução. Deve-se tomar cuidado para não confundir o ventre abaulado de fêmeas aptas para a desova, com peixes recém alimentados. Para facilitar a sexagem se deixou os reprodutores sem alimentação no dia anterior ao da captura dos reprodutores para serem utilizados na indução hormonal. Com a

constante captura de reprodutores adquire-se um bom aprendizado e torna-se fácil a identificação de sexo e das condições para desova.

Na captura de reprodutores na Piscicultura Panamá não há uma padronização da relação macho – fêmea, para carpas geralmente é capturado 2 fêmeas para 1 macho, já para jundiá essa relação é indeterminada, variando quase em todas as capturas.

3.2.1.3 Transporte e acondicionamento

O transporte dos reprodutores é realizado em função da distância entre o tanque e o laboratório, tamanho dos peixes e de acordo com a espécie (MOREIRA et al., 2001). Esse transporte foi feito na propriedade através de uma caixa de fibra, que possui um cilindro de oxigênio acoplado a ela, que é transportada por uma carreta acoplado a um trator. O acondicionamento geralmente foi realizado após a pesagem para determinação da dose hormonal, sendo geralmente os animais mantidos em tanques de hipofisação, com uma coluna d'água entre 30 a 50 cm, em tanques de 1.000l. Pode-se utilizar animais com mesmo sexo em um mesmo tanque de hipofisação, podendo ser marcados para evitar atropelos durante o processo de injeção hormonal e extrusão dos óvulos ou durante a espermição. No caso do jundiá a separação foi feita em duas ou três classes de tamanhos diferentes, para facilitar o trabalho.

O fluxo de água deve ser constante, sendo o nível de oxigênio dissolvido entre 4-7 mg/l, mantido através do fluxo de entrada de água. É importante a observação periódica dos animais, evitando-se ruídos excessivos para minimizar o estresse dos reprodutores. (MOREIRA et al., 2001).

3.2.2 Indução hormonal através da hipofisação

A hipofisação é uma das técnicas mais empregadas para a propagação artificial de peixes, destacando-se pela sua eficiência, praticidade e economicidade (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983). A técnica consiste na utilização de glândulas pituitárias de peixes doadores coletadas frescas ou preservadas, que serão utilizadas nos reprodutores a fim de provocar a maturação final dos gametas. (MOREIRA et al., 2001).

No Tabela 07, encontra-se as doses de hipófise empregada na indução hormonal de algumas espécies utilizadas na Piscicultura Panamá, para a produção de larvas.

Obs. Os machos são aplicados apenas uma dose que é no momento da aplicação da segunda dose das fêmeas e nos machos de jundiás não é aplicada nenhuma dose.

De uma forma geral tem-se utilizado dosagens de 0,5 e 5,0 mg/Kg, primeira dose e segunda dose respectivamente, de hipófise/Kg vivo de reprodutores (fêmea), sendo que essa dosagem tem sido amplamente empregada para as diversas espécies com potencial para a piscicultura.

TABELA 07 - Dosagens hormonais de extrato de pituitária de carpa utilizadas para a indução à maturação final e desova/espermeação de fêmeas e machos de algumas espécies de peixes trabalhadas na (Piscicultura Panamá)

ESPÉCIE	DOSE(mg/Kg de PV)		
		Fêmea	Macho
Pacu(<i>piaractus mesopotamicus</i>)	1a dose	0.5	-
	2a dose	5.0	1.0mg/peixe
Jundiá(<i>Rhamdia quelen</i>)	1a dose	0.5	-
	2a dose	5.0	-
Piapara (<i>Leporinus obtusidens</i>)	1a dose	0.5	-
	2a dose	5.0	Até 2.5
Piaçu (<i>Leporinus macrocephalus</i>)	1a dose	0.5	-
	2a dose	5.0	Até 2.5

3.2.3 Outros hormônios

Outros hormônios, como o liberador de gonadotrofina (LHRH – comercialmente conhecido como OVOPEL®) e seus análogos sintéticos também podem ser utilizados na indução a reprodução de algumas espécies de peixes, respeitando-se as devidas proporções. O sintético utilizado na piscicultura foi o OVOPEL®.

Na tabela 08, encontra-se as doses de hormônios sintéticos empregados na indução hormonal de algumas espécies utilizadas na Piscicultura Panamá, para a produção de larvas.

TABELA 08 - Dosagens hormonais de Ovopel® utilizadas para a indução à maturação final e desova/ espermeação de fêmeas e machos de algumas espécies de peixes trabalhadas na Piscicultura Panamá

ESPÉCIE	DOSE		
		Fêmea	Macho
Carpa capim(<i>Ctenopharyngodon idella</i>)	1a dose	1 cápsula/peixe	-
	2a dose	1 cápsula/Kg peixe	1 cápsula/peixe
Carpa cabeça-grande(<i>Aristichtys nobilis</i>)	1a dose	1 cápsula/peixe	-
	2a dose	1 cápsula/Kg peixe	1 cápsula/peixe
Carpa húngara(<i>Cyprinus carpio</i>)	1a dose	1 cápsula/peixe	-
	2a dose	1 cápsula/Kg peixe	1 cápsula/peixe

Obs. Os machos são aplicados apenas uma dose no momento da aplicação da segunda dose das fêmeas.

3.2.4 Preparação e injeção hormonal

No caso de hipófises inteiras a solução hipofisária foi preparada através da pesagem e maceração, em seguida adicionou-se a solução fisiológica 0,9%, num volume de 0,3 ml/Kg para peixes de mais de 1 Kg. Para peixes de menos de 1 Kg o volume foi aumentado para facilitar o manejo das seringas, colocando-se 1ml/Kg.

A injeção da solução hipofisária foi realizada após a retirada dos reprodutores dos tanques de hipofisação, sendo os mesmos colocados em uma mesa com toalha para evitar lesões e cobrir a cabeça com pano úmido para facilitar a injeção hormonal. O local mais utilizado para injeção foi a base da nadadeira peitoral, embora possa ser aplicada nos músculos dorsais, etc. Estes locais de aplicação são recomendados por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983). Na figura 06 é demonstrada a aplicação do hormônio em fêmeas de jundiás. Após a aplicação da primeira dose hormonal dá-se um período de 12 a 16 horas para a aplicação da segunda dose, levando em consideração o bom senso, visto que normalmente a segunda aplicação se dá no período da noite ou da madrugada,

logo a extrusão irá variar no período do dia. Isto é calculado de acordo com as atividades diárias previstas.

Ao término da aplicação das doses hormonais os peixes retornaram aos tanques de hipofisacção, respeitando-se as condições ambientais para uma adequada resposta ao processo de indução.

FIGURA 06 – Injeção hormonal em uma fêmea de jundiá



3.2.5 Horas-grau

O processo de amadurecimento final depende além da espécie, da temperatura em que os reprodutores são mantidos. Na prática, é necessário conhecer o intervalo de tempo entre a última injeção decisiva e a ovulação. Esse intervalo de tempo é conhecido como horas-grau ($H^{\circ}C$). O conhecimento do valor de horas-grau é importante para se saber aproximadamente quando esperar a ovulação, após a última injeção. Esse valor varia de acordo com a espécie e com tipo de tratamento utilizado (MOREIRA et al., 2001). Para sua determinação, a temperatura da água onde os reprodutores são mantidos é medida a cada hora após a última injeção até o momento provável da ovulação, a soma das leituras determina a hora-grau. (MOREIRA et al., 2001).

Uma hora antes do momento previsto para a ovulação, as fêmeas devem ser observadas e quando a mesma iniciar os movimentos de desova ou liberarem alguns óvulos, deve-se proceder a extrusão (MOREIRA et al., 2001).

TABELA 09 - Espaço de tempo entre a segunda injeção e o momento da extrusão. (Horas-grau)

Temperatura	18-22°C	23-26°C	27-29°C
	Horas-grau		
Carpa Húngara	260	250-260	230-240
Carpa Capim	225	210-220	-
Carpa C. Grande	240	220-230	-
Carpa Colorida	260	250-260	-
Jundiá	260	-	-
Jundiá Rosa	260	-	-
Pacu	-	182	-
Matrixã	-	190-200	-
Piracanjuba	-	170	-

3.2.6 Extrusão e fecundação

Os equipamentos necessários para essa operação devem ser previamente preparados para evitar perdas de óvulos e/ou sêmen.

A extrusão e a fecundação artificial dos gametas foi realizada após a captura do reprodutor, e os cuidados realizados durante a injeção hormonal, através de pressão no sentido encéfalo-caudal, sendo os óvulos expelidos e recolhidos em um recipiente previamente seco. O processo de extrusão é mostrado na figura 07, onde é mostrada a extrusão de uma fêmea de jundiá. Em seguida o macho foi capturado semelhantemente à fêmea, sendo recolhido o sêmen através de leve pressão no sentido encéfalo-caudal, o qual foi lançado diretamente sobre os óvulos recém coletados, imediatamente misturados até formar uma mistura homogênea (MOREIRA et al., 2001). Para os machos pouca quantidade de sêmen é requerida, pois os espermatozoides possuem tamanho bem menor que os ovócitos. Às vezes a quantidade de sêmen não era suficiente, então se matava o macho e retirava-se seu órgão de reprodução. Este órgão sofreu pequenos cortes com uma faca (para facilitar a retirada do espermatozoide) e foi revestido com uma gaze, colocando-se então o soro fisiológico na gaze e com a mão apertou-se a gaze, através disso se obteve o sêmen para a fecundação.

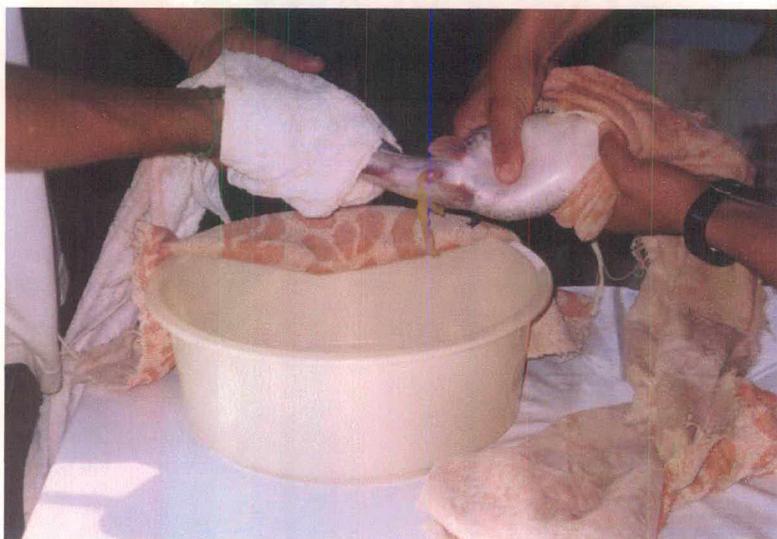
Obs: No momento da extrusão deve-se secar bem os peixes e os recipientes a serem utilizados, visando manter os óvulos e espermatozoides secos para que não se inicie o processo de abertura e fechamento da micrópila dos óvulos no

momento errado, prejudicando a fecundação, WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983).

Colocou-se cerca de 15% de água sobre o peso total dos óvulos, realizando uma nova homogeneização (MOREIRA et al., 2001).

O volume de água não deve ser muito elevado para evitar a diluição da mistura, dificultando a fertilização e, caso o volume seja muito pequeno pode haver redução na 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. Procedimento sugerido por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983) na propagação artificial de peixes de águas tropicais.

FIGURA 07 – Extrusão de uma fêmea de jundiá



Após a extrusão os ovos foram colocados em incubadoras próprias, sendo que os reprodutores retornam aos tanques externos, mas algumas vezes era feito um banho terapêutico com cloreto de sódio (NaCl, sal de cozinha). A técnica profilática com cloreto de sódio utilizada na piscicultura é citada por PAVANELLI, EIRAS E TAKEMOTO (1998).

3.3 Larvicultura

O processo de larvicultura é parecido entre as espécies trabalhadas nessa empresa, salvo algumas peculiaridades:

Basicamente a partir de 3 a 4 dias, dependendo da espécie e temperatura, as larvas já absorvem totalmente a saco vitelínico e está apta para a alimentação exógena. Este fato é notado quando as larvas começam a nadar verticalmente próximo a superfície da incubadora. A alimentação é um fator limitante para o sucesso de qualquer larvicultura é a alimentação tanto no aspecto quantitativo, quanto qualitativo (MARDINI C. L., 2000).

Para espécies como os pacus e piauçús, são coletados os zooplânctons (copépode, rotíferos e cladóceros) dos tanques com rede de coleta específica e são oferecidas às larvas nas incubadoras. Para espécies como o jundiá, foram peneirados as rações fareladas com alto teor de proteína (45%), de forma que o diâmetro das partículas seja pequeno o suficiente para que as larvas consigam capturá-las. As carpas podem ser alimentadas com zooplânctons ou ovo semicozido batido em liquidificador. As piracanjubas são alimentadas com larvas de curimatá (espécie forrageira).

Na larvicultura do jundiá os ovos foram colocados em incubadoras (tipo funil) com fluxo contínuo de água de baixo para cima e com volume de 60l [as incubadoras menores tem paredes mais inclinadas, que proporcionam melhor movimentação dos ovos na água WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983)] e depois de eclodirem as pós-larvas passaram para incubadoras de 200l. Depois da incubadora foram levadas para os viveiros de alevinagem e depois vendidas. A densidade de ovos nas incubadoras (60l) é de 250g/incubadora, e é baseada através de resultados anteriores. O manejo dos ovos e incubação são técnicas sugeridas por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983) para ovos não pegajosos.

Já as carpas elas desovam naturalmente depois da aplicação do hormônio. Então se colocou um tanque rede dentro dos tanques junto com os reprodutores, e como os ovos de carpas são adesivos pode-se optar por retirá-los da rede e colocá-los nas incubadoras (de 60l ou 200l) ou pode-se deixar eclodir nos tanques e depois passar as larvas para as incubadoras, isto tudo depende da disponibilidade de tanques e incubadoras no laboratório. Na figura 08 é mostrada uma incubadora tipo funil de 200l com pós-larvas de jundiás.

FIGURA 08 – Incubadora tipo funil com pós-larvas de jundiás

As quantidades de ovos colocadas nas incubadoras foram feitas no “olhometro”, mas baseia-se na experiência adquirida (250g/incubadora de 60l).

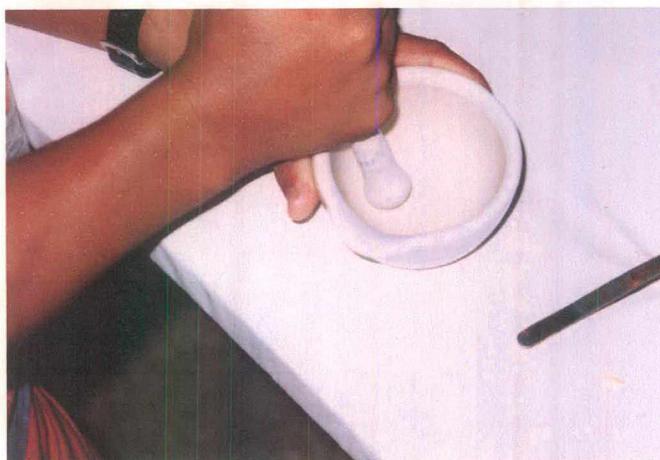
As larvas foram alimentadas várias vezes ao dia, também foram feitas algumas limpezas nas incubadoras com a retirada de sujeiras para melhorar a qualidade da água (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983). Nas incubadoras as larvas ficaram aproximadamente por uns 6 a 9 dias e depois foram levadas para os viveiros, em uma densidade de 60 a 200pós-larvas/m², WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983) sugerem 400 a 600 pós-larvas por m² (não específico para jundiá). Os alevinos de catfish e tilápia nilótica (revertida) são adquiridos de outras pisciculturas através da troca com jundiá da Piscicultura Panamá. As hipófises utilizadas são padronizadas com uma massa de 3mg, e são adquiridas em frascos com 1g. Mostrarei agora os cálculos de uma indução hormonal feita no decorrer do estágio em jundiá. As doses utilizadas estão na tabela 10.

TABELA 10 – Reprodução induzida do jundiá feito na Piscicultura Panamá

Reprodução Induzida		
Reprodutores		
Fêmeas	1ª dose (0,5mg/Kg)	2ªdose(5mg/Kg)
Kg/un		
11 → 0,5 → 5,5Kg	8,0Kg x 0,5 = 4,0mg Hipófise	4,0mgx10=40,0mg
6 → 0,3 → 1,8Kg		
1 → 0,7 → 0,7Kg		
Total: 18 fêmeas	8,0Kg	
Machos		
Total: 13 machos		
Não é feita aplicação de hormônio nos machos		

Na 1ª dose aplicou-se 4,0mg de hipófise e utilizou-se 1ml/Kg de soro fisiológico (0,9%), como a hipófise é de 3mg, utilizou-se 1 inteira e um pedaço de outra. Essa hipófise foi macerada no piloador (essa atividade pode ser vista na figura 09) de cerâmica e então se adicionou o soro fisiológico. Na aplicação da 2ª dose (de 10 a 18 horas depois da 1ª) multiplicou-se a 1ª dose por 10, então ficou 40,0mg de hipófise e 1ml/Kg de soro fisiológico, ou seja, 13 hipófises inteiras + um pedaço e como na 1ª dose utilizou-se 8ml de soro fisiológico. Nos machos não foi aplicado o hormônio.

FIGURA 09 – Hipófise sendo macerada no piloador



Para a carpa se utilizou o Ovopel® na reprodução induzida, como está demonstrado na tabela 11.

TABELA 11 – Reprodução induzida de carpa feita na Piscicultura Panamá

Reprodução Induzida		
Reprodutores		
Fêmeas	1ª dose (1 Ovopel®/Peixe)	2ªdose(1 Ovopel®/Kg)
Kg/un		
1 → 2,4 → 2,4Kg	1Ovopel®	2 Ovopel® + ½ Ovopel®
Total: 1 fêmea 2,4Kg		
Machos		
1 → 1,7Kg → 1,7Kg		1 Ovopel®
Total: 1 macho 1,7Kg		

Esse Ovopel® foi aplicado, nesse caso, com 1,2ml (2,4Kg x 0,5). Nos machos foi aplicado somente a 2ª dose, que é um 1 Ovopel®/peixe. A desova da carpa não foi feita extrusão.

Para calculo de fecundação se utilizou uma pipeta (com volume definido), que foi introduzida na incubadora e tirada uma amostra, contou-se essa amostra e se fez uma média de 3 ou 5 amostragens.

Nessas amostragens se fez a contagem de ovos bons e ruins e então se aplicou a formula:

$$\text{Tx Fec.} = \frac{\text{Bons} - \text{Ruins}}{\text{Bons}} \times 100$$

Bons

E para se estipular a quantidade de larvas retirou-se um determinado volume e se fez a contagem das larvas e então se estipulou para o valor total da incubadora através de uma regra de três.

Para o jundiá a taxa de eclosão é estimada acima de 90%, a taxa de sobrevivência na larvicultura é de 90% e nos viveiros de 30 a 80%.

3.4 Parasitas de peixes

Inúmeros organismos têm sido relacionados com parasitoses em peixes. Estes organismos, embora ocorram em ambientes naturais, se tornam mais abundantes em condições de cultivo intensivo, onde geralmente prevalecem sobre os peixes após um período de condições adversas de qualidade da água, nutrição e manejo (KUBTIZA F. L., 1999). Na empresa tive a oportunidade de presenciar dois parasitas o *Ichthyophthirius multifiliis* (íctio) e a *Lernea sp.* que irei descrever abaixo a forma de tratamento adotada na empresa.

Ichthyophthirius multifiliis: Este protozoário é o responsável pela “doença dos pontos brancos” ou ictiofitiríase, ou ainda simplesmente íctio. Esta doença é caracterizada pela presença de pontos brancos visíveis a olho nu, espalhados por todo o corpo, principalmente sobre as nadadeiras (MOREIRA et al., 2001). A irritação e o prurido causados pela instalação do protozoário ciliado sob a pele fazem com que o peixe apresente excessiva produção de muco e fique se raspando no substrato, em plantas e outros objetos presentes nos tanques e aquários (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 1998). O parasito normalmente se

instala nas brânquias, dificultando a respiração, excreção nitrogenada e osmorregulação dos peixes (KUBTIZA F. L., 1999). A incidência da ictiofitiríase é maior durante a primavera, o outono e o inverno, embora possam ocorrer infestações durante os meses de verão, principalmente após uma repentina queda de temperatura (MARDINI C. L., 2000). Peixes jovens são mais susceptíveis que peixes adultos. Os peixes que se recuperam de infestações moderadas e pesadas apresentam resistência aumentada as reinfestações (KUBTIZA F. L., 1999). A doença ocorre mais comumente quando acontecem variações bruscas da temperatura da água, manuseio em épocas frias do ano e também com estocagens altas na área de cultivo (MOREIRA et al., 2001).

As formas adultas do parasito do parasito (trofozoito) ficam encistadas sob a pele do peixe até atingirem maturidade. Após isto, se desprendem dos peixes e se depositam sobre o fundo dos tanques, onde começam a se reproduzir por fissão, podendo cada organismo gerar cerca de 2.000 novos tomitos. Os tomitos se transformam em jovens natantes (os terontes), as formas infestantes do *Ichthyophthirius*. Cada teronte precisa encontrar um peixe hospedeiro dentro de um período de 24 horas. Caso contrário os terontes morrerão ou serão arrastados por correntes de água. Em contato com o peixe, os terontes penetram na pele onde se alimentam e crescem até atingir a maturidade (KUBTIZA F. L., 1999).

O tratamento feito na propriedade é através do uso do verde de malaquita, suspeita-se que é carcinogênico (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 1998). O tratamento foi feito com a adição do verde de malaquita em um balde com água e depois colocado nos tanques com o parasita.

O tratamento foi feito com duas aplicações, sendo a segunda aplicação 7 dias após a primeira. A dose utilizada foi de 50g de verde de malaquita para 1ha.

Lernea sp.: há varias espécies de ***Lernea*** que afetam os peixes. No entanto, *Lernea cyprinacea* é a mais comum de todas. A *Lernea* é um microcrustáceo da família Copepodidae (copépodos) (MOREIRA et al., 2001). Este parasita se fixa ao peixe com auxílio de ganchos especiais localizados na região cefálica (processos cefálicos). Estes ganchos apresentam o formato de âncora, daí a denominação de “verme âncora” dada a este parasito (KUBTIZA F. L., 1999). A cabeça do parasito se aloja fundo na musculatura do peixe e apenas a região caudal, com aspecto de verme, é visível externamente. Quando a

infestação ocorre na cabeça do peixe, o processo cefálico pode até atingir o cérebro. Outros órgãos como o fígado, coração, baço e compartimentos digestivos podem ser invadidos pelos processos cefálicos quando a infestação do parasito ocorre na região abdominal (KUBTIZA F. L., 1999).

Infestações pesadas podem causar severa anemia e mortalidade de alevinos (MARDINI C. L., 2000). Não é freqüente a mortalidade de peixes adultos devido a *Lernea* exclusivamente. No entanto, este parasito confere um mau aspecto ao peixe, reduzindo seu valor comercial. O peixe desencadeia uma forte reação à penetração do parasito em sua musculatura. O local de fixação do parasito se torna bastante inflamado, apresentando uma lesão avermelhada e escurecida, mesmo antes do parasito poder ser visto a olho nu (MOREIRA et al., 2001). Lesões expostas facilitam infecções secundárias por fungos, bactérias e mesmo vírus que podem causar grande mortalidade de peixes (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 1998). O ciclo de vida da *Lernea* deve ser entendido para que as estratégias de controle do parasito sejam mais eficazes. As fêmeas de *Lernea* desenvolvem duas bolsas de ovos que resultam na eclosão de 500-700 náuplios. Ocorrem de 2 a 3 estágios de náuplios antes de se formarem os copepoditos (KUBTIZA F. L., 1999). Pelo menos cinco estágios de copepoditos são reconhecidos. Copepoditos do 1º estágio precisam encontrar um hospedeiro em 3 dias, caso contrário não sobrevivem. As fêmeas, no 5º estágio de copepoditos e já fecundadas, começam a se alongar e fixam seus processos cefálicos na musculatura dos peixes (KUBTIZA F. L., 1999). A *Lernea* pode ser facilmente propagada com a introdução de um peixe portador de fêmeas adultas do parasito (PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO, 1998). A água usada no transporte também pode introduzir náuplios e copepoditos. Pássaros transitando de um tanque ao outro ou visitando diferentes pisciculturas podem carregar náuplios e copepoditos aderidos às suas plumagens e pés. Sapos e rãs também podem ser portadores de parasitos adultos ou sua forma jovem, sendo um importante veículo na propagação da *Lernea*. O uso de águas de abastecimento que receberam efluentes de outras pisciculturas ou a introdução através de equipamentos contaminantes (redes, puçás, roupas de borracha, tanques de transporte, entre outros) pode explicar o aparecimento da doença em locais onde esta não existia (KUBTIZA F. L., 1999).

O tratamento empregado na propriedade foi através da aplicação de Dimilin®, que é um inseticida fisiológico, cujo ingrediente ativo, (Diflubenzuron), atua interferindo na deposição de quitina, um dos principais componentes da cutícula dos insetos (KUBTIZA F. L., 1999). Após a ingestão de Dimilin®, as larvas têm dificuldades na ecdise. A cutícula mal formada do novo instar não suporta a pressão interna durante a ecdise e/ou não consegue dar suficiente suporte aos músculos envolvidos, o que conduz à morte das larvas (KUBTIZA F. L., 1999). Na propriedade o Dimelin® foi dissolvido em um balde com água e depois aplicado no viveiro, o tratamento foi feito em duas aplicações, sendo a segunda aplicada 7 dias depois da primeira. A dose utilizada foi de 50g de Dimilin® para 1.000m².

4. RESULTADOS

A realização do estágio ocorreu em um período onde a maioria das espécies havia terminado o seu ciclo de reprodução, com isso só foi possível acompanhar o processo de reprodução completo somente de uma espécie, o jundiá (*Rhamdia quelen*). Na propriedade foi feita a indução de carpa húngara e de carpa colorida, mas não se obteve êxito na húngara e na colorida acompanhei somente os processos de indução e desova, pois ocorreu o término do estágio antes de ocorrer o processo de larvicultura.

Através das induções pode-se afirmar que o jundiá responde muito bem a indução hormonal, é um peixe de fácil seleção para reprodução, na larvicultura apresenta ótima sobrevivência e aceita rapidamente a alimentação inerte.

No decorrer do estágio foram feitas 8 induções hormonais em jundiás, sendo o procedimento padrão de indução a aplicação nas fêmeas de 0,5 mg Hipófise /kg (1ª dose) e 5 mg Hipófise /kg (2ª dose) – 12 a 16 horas entre aplicações, e os machos não foram induzidos. A densidade de estocagem dos ovos nas incubadoras de 60l foram de 250g por incubadora.

A taxa de eclosão não foi feita, mas, é estimada acima de 90% (baseada em dados obtidos anteriores).

O período de larvicultura do jundiá é de 6 à 9 dias no laboratório. Na extrusão dos reprodutores de jundiás praticamente todas as fêmeas desovaram, e nos machos todos liberaram sêmen, ocorrendo apenas uma vez a necessidade de matar um macho para se retirar as gônadas.

Na larvicultura a sobrevivência obtida é em torno de 90%, pouquíssima mortalidade nessa fase. A densidade de estocagem nos viveiros é de 60 à 200pós-larvas/m². A sobrevivência nos viveiros é bastante variável, sendo essa variação de 30 à 80%.

Os dados das reproduções induzidas (nº de fêmeas (induzidas/desovadas e a massa total) e machos, Horas-grau, data da indução, data do povoamento, Tx. Fec.) são apresentados na tabela 12.

O processo de captura, classificação, embalagem e transporte de alevinos foram completamente compreendidos e aplicados com sucesso.

Na piscicultura ocorreram presenças de parasitas, como a *Lernea* e o *Ictio*, sendo a maioria dos infectados por *Lernea* eram os reprodutores, cujo tratamento era feito no próprio viveiro e os infectados por *Ictio* eram alevinos ou larvas de jundiá. O tratamento destes foi feito nos próprios viveiros ou em caixas de 1000l no próprio laboratório. Para *Lernea* se utilizou o Dimilin e para o *Ictio* se utilizou o verde de malaquita. As matrizes algumas vezes tiveram um banho terapêutico com sal antes de serem depositados nos tanques de terra.

A maioria dos alevinos comercializados na piscicultura foram de jundiás, o que indica que há uma boa aceitação no mercado para essa espécie.

A tabela 04 mostra os preços praticados na Piscicultura Panamá para os alevinos comercializados na empresa.

TABELA 04 – Preço (em reais) praticado na comercialização de mil alevinos

Espécie	Alevino I	Alevino II
Carpa Húngara	60	120
Carpa Capim	65	130
Carpa Cabeça Grande	60	120
Carpa Colorida	100	200
Carpa Prateada	60	120
Tilápia Revertida	45	90
Jundiá	80	160
Jundiá Rosa	100	200
Curimbatá	60	120
Bagre Americano	100	150
Pacu	80	150
Piauçú	80	150

TABELA 12 – Dados das reproduções induzidas

Nº desova	Data	Fêmeas induzidas/desovadas (peso)	Nº machos	Horas Grau	% fec.	T°C	Data povoamento
44	11/mar	27/20(14,0 kg)	16	220	80	24,5-25	17/mar
45	20/mar	27/26 (12,8 kg)	19	208	80	22,5-24	26/mar
46	17/mar	17/17(8,0 kg)	12	230	80	20,5-21,5	02/abr
47	03/abr	26/23(10,2 kg)	19	225	80	20-21,5	10/abr
48	11/abr	11/11(6,6 kg)	6	230	70	19-22	18/abr
49	16/abr	16/10(8,9Kg)	10	235	70	19-20,5	25/abr
50	22/abr	25/23(10,8Kg)	18	228	70	20-22	29/abr
51	29/abr	18/17(11,7Kg)'	15	230	80	22,5-20	06/mai

5. DISCUSSÃO

Na piscicultura Panamá a maioria das espécies não se reproduz naturalmente, por isso é feita a indução hormonal para a maturação final e liberação dos gametas. Essa indução foi feita em carpas com aplicação de OVOPEL® em duas aplicações e nas outras espécies foi feita com aplicação de hipófise, também em duas aplicações, uma dose de 0,5mg de hipófise por quilo de peixe e a segunda dose foi aplicado 5mg, ou seja, a primeira dose foi 10% da segunda dose. Essas doses e procedimentos na reprodução induzida são citados por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983).

Na seleção dos reprodutores os procedimentos para analisar se os reprodutores estavam prontos para a desova foram feitos conforme descrito por WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983) e MOREIRA et al. (2001).

A larvicultura acompanhada no decorrer do estágio foi a larvicultura do jundiá, que se mostrou uma larvicultura de fácil aplicação. A sua primeira alimentação exógena foi feita através de ração farelada não precisando se fazer o desmame.

Na aplicação de fertilizantes orgânicos (cama de aviário) deve-se deixar alguns dias para o desenvolvimento do fitoplâncton e então só depois fazer o povoamento (OSTRENSK e BOEGER, 1998). A quantia de fertilizante orgânico que deve ser aplicado para OSTRENSK e BOEGER (1998) é 600 – 800 Kg/ha/semana, já para PROENÇA e BITTENCOURT (1994) essa quantia é 250g para cada m² para viveiros nunca adubados, seguida de adubação complementar de 1500Kg/ha/mês. Essas recomendações servem para que ocorra uma melhor oferta de alimento natural, reduzindo assim os gastos na alimentação artificial.

A captura de alevinos foi feita utilizando-se rede com malha apropriada, pois se usando rede de malha um pouco maior, muitos peixes vão ficar presos nas malhas e feridos fatalmente (WOYNAROVICH, 1986). E após essa captura os alevinos foram levados rapidamente até o galpão de entrega que possui água corrente até a sua venda, conforme é descrito por WOYNAROVICH (1986).

A densidade de estocagem de pós-larvas nos viveiros na piscicultura foi de 60 – 200 por m², já para WOYNAROVICH e HORVÁTH (1983) é de 400 – 600 por m², essa densidade não é específica para jundiá. O transporte das pós-larvas do

laboratório para o viveiro foram feitos através de sacos plásticos, o que facilita o equilíbrio da temperatura da água do saco plástico com a água do viveiro.

Na embalagem de alevinos o procedimento foi bastante eficaz, sendo utilizado a depuração, redução de temperatura, enchimento dos sacos plásticos com O₂, colocação de NaCl quando necessário e medidas de proteção para o calor e a luminosidade, procedimentos descritos por KUBTIZA (1999b).

A alimentação dos alevinos foi feita somente uma vez por dia, o que não é sugerido por OSTRENSK e BOEGER (1998), MARDINI C. L. (2000) e KUBTIZA (1999a), que sugerem alimentar os alevinos de 2 a 3 vezes por dia. Na alimentação dos reprodutores deve-se verificar se as rações atendem as exigências nutricionais requeridas pelas espécies, pois a diversos efeitos da nutrição sobre o desempenho reprodutivo (KUBTIZA, 1999a). Uma nutrição deficiente diminui o desempenho reprodutivo de algumas espécies. KUBTIZA (2000) observou diminuição da fecundidade, do tamanho dos ovos, taxas de eclosão e fertilidade para a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*) e em carpa comum (*Cyprinus carpio*) notou a redução no peso dos ovários, atraso no desenvolvimento dos ovócitos e redução na taxa de eclosão. Logo se reforça a necessidade de melhorar a qualidade das rações oferecidas aos reprodutores para otimizar o desempenho reprodutivo e a produção de pós-larvas e alevinos. Os cuidados com a correta nutrição e alimentação dos reprodutores devem ser iniciados logo após a desova, durante os períodos de repouso e formação de vitelo. No período final de maturação o consumo de alimento cai drasticamente e, qualquer esforço neste momento de tentar melhorar o desempenho de um reprodutor mal nutrido será em vão (KUBTIZA, 1999a).

Os produtores podem minimizar de forma significativa, os custos com a alimentação, adotando um manejo alimentar adequado e o uso de rações com qualidade compatível à determinada espécie e fase do desenvolvimento do peixe, possibilitando, otimizar a produção, melhorar a eficiência alimentar, reduzir o impacto poluente dos efluentes da piscicultura, obter maior tolerância dos peixes em relação as doenças e parasitoses, melhorar a tolerância dos peixes ao manuseio e transporte, incrementar o desempenho reprodutivo e a qualidade das larvas e alevinos (KUBTIZA, 2000).

No tratamento das enfermidades é usado o verde malaquita para o controle do "ictio" (*Ichthyophthirius multifiliis*). Para PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO

(1998) e KUBITZA F. L. (1999) esse medicamento deve ser usado somente em reprodutores, não sendo recomendado seu uso nos peixes a serem utilizados para consumo, pois tem ação cancerígena e teratogênica. PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO recomendam o tratamento em tanques especiais (banhos terapêuticos) com o uso de cloreto de sódio, em solução a 0,3%, onde os peixes permanecerão por cerca de 24 horas, pode-se utilizar até 5% em casos mais graves, mas a permanência na solução é de apenas 30 minutos. Outro produto citado é o uso de formalina comercial, numa solução com 1:4.000 partes de água – durante uma hora, em um tratamento de 3 repetições com intervalo de 3 dias entre cada aplicação.

No tratamento da *LERNEA* é usado o DIMILIN® (diflubenzuron) que segundo KUBITZA F. L. (1999) apresenta alta persistência no ambiente, sendo que mais de 70% do produto aplicado pode permanecer na água uma semana após a aplicação. Embora se trate de um inseticida inibidor da síntese de quitina em insetos, o efeito precisa ser melhor avaliado antes de se utilizar em peixes destinados ao consumo humano. A aplicação de DIMILIN® resulta na completa eliminação dos microcrustáceos planctônicos, favorecendo a excessiva proliferação do fitoplâncton, o que pode resultar em flutuações excessivas do pH na água dos tanques de cultivo, essa elevação, principalmente durante os horários de intensa atividade fotossintética (do meio-dia ao final da tarde), pode acentuar o potencial tóxico da amônia, agravando ainda mais o mau estado geral do peixe já debilitado pelo parasita, causando grande mortalidade. PAVANELLI, EIRAS e TAKEMOTO (1998) recomendam o uso solução de cloreto de sódio a 5% durante 1 a 2 minutos, pelo período de três dias.

Na propriedade o verde de malaquita não foi aplicado em reprodutores e sim só em alevinos e pós-larvas, e o DIMILIN® foi aplicado para todos os estágios, mesmo estes peixes não sendo para consumo humano imediato, deve-se ter cuidado com estes tratamentos empregados e ter conhecimento sobre as conseqüências que podem ocorrer com na aplicação dos produtos acima mencionados.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A época do estágio ocorreu praticamente fora do período de reprodução da maioria das espécies cultivadas na piscicultura, o que impediu de se acompanhar as etapas de reprodução e larvicultura de várias espécies cultivadas na piscicultura.

A única espécie que foi possível acompanhar todas as etapas da reprodução e larvicultura foi a do jundiá.

Com isso recomendo que se faça o estágio entre os meses de outubro e janeiro para que se possa acompanhar todas as etapas de reprodução e larvicultura da maioria das espécies cultivadas na propriedade.

Também é imprescindível para o estágio, além do período correto, que o estagiário tenha um bom conhecimento sobre a área do estágio para que ele possa questionar, aprender, discutir e compreender as atividades e procedimentos, aproveitando assim o máximo possível do estágio.

7. BIBLIOGRAFIA

- KUBTIZA, F. **Nutrição e alimentação dos peixes cultivados**. 3. ed. rev. amp. Jundiaí, 1999a.
- KUBTIZA, F. **Técnicas de transporte de peixes vivos**. 3. ed. rev. Jundiaí, 1999b.
- KUBITZA, F. **Tilápia**: Tecnologia e planejamento na produção comercial. Jundiaí, 2000.
- KUBTIZA, F.; KUBTIZA, L. M. M. **Principais parasitoses e doenças dos peixes cultivados**. 3. ed. rev. Jundiaí, 1999.
- MARDINI, C. V.; MARDINI, L. B. L. F. **Cultivo de peixes e seus segredos**. Canoas: ULBRA, 2000.
- MOREIRA, H. L. M. et al. **Fundamentos da moderna aquicultura**. Canoas: ULBRA, 2001.
- OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura**: fundamentos e técnicas de manejo. Guaíba: Agropecuária, 1998.
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de peixes**: profilaxia, diagnóstico e tratamento. Maringá: EDUEM/CNPq/Nupélia, 1998.
- PROENÇA, C. E. M. de; BITTENCOURT, P. R. L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994.
- WOYNAROVICH, E. **Tambaqui e pirapitinga**: Propagação artificial e criação de alevinos. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1986.
- WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**: manual de extensa. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983.

8. ANÁLISE CRÍTICA DO ESTÁGIO – CONCLUSÃO

No que diz respeito à reprodução, larvicultura e alevinagem, a universidade nos fornece um bom embasamento teórico, que nos permite questionar, compreender, discutir e aprender as diferentes técnicas utilizadas nas práticas.

O estágio atingiu seu objetivo central, que era realizar e acompanhar as técnicas e os processos realizados em uma empresa de reprodução e alevinagem.

Na empresa teve-se acesso e participação a todos os processos realizados na piscicultura, o que facilita e muito o aprendizado, pois foi possível praticar e aprender em todos os processos.

Em relação ao tempo de estágio concluiu foi suficiente para acompanhar todas as atividades realizadas na piscicultura.

É fundamental a realização do estágio para que se possa vivenciar a prática das atividades, fazendo, posteriormente, com que se possa atuar na área escolhida com alguma experiência.

O estágio é essencial para formação de profissionais, pois é através dele que podemos interagir a formação teórica dada pela universidade e a prática que é desenvolvida na área que iremos atuar.