

RAQi
004

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

PISCICULTURA DE ÁGUA DOCE – Reprodução e Alevinagem

Rogério Nappi Corrêa



0.283.868-3

UFSC-BU

Florianópolis / SC
2003/1

194080

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

PISCICULTURA DE ÁGUA DOCE – Reprodução e Alevinagem

Relatório de Estágio Supervisionado II do
Curso de Engenharia de Aqüicultura

Rogério Nappi Corrêa

Orientador: Evoy Zaniboni Filho

Supervisor : Juan Ramon Esquivel Garcia

EMPRESA : Piscicultura Panamá

Florianópolis / SC
2003/1

AGRADECIMENTOS

A Juan e Betina pela oportunidade de estágio na Piscicultura Panamá.

A Lenice e Luciana, pela paciência e conhecimento compartilhado.

Ao amigo e professor Evoy Zaniboni Filho, pela orientação na elaboração do relatório.

A Ricardo Pessi (vulgo Zé), pela cumplicidade no desenvolvimento deste trabalho.

A Samara Hermes Silva pelas proveitosas opiniões no desfecho do relatório.

E a todos que de qualquer forma contribuíram para a realização deste estágio.

ÍNDICE

LISTA DE FIGURAS.....	iv
LISTA DE TABELAS.....	v
LISTA DE ABREVIATURAS.....	vi
RESUMO	vii
1 - INTRODUÇÃO.....	1
2 - EMPRESA.....	3
3 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	
3.1 - Desovas	
<i>Seleção de reprodutores.....</i>	<i>6</i>
<i>Reprodução induzida.....</i>	<i>7</i>
<i>Incubação e larvicultura.....</i>	<i>9</i>
<i>Preparação de viveiros para alevinagem.....</i>	<i>10</i>
<i>Povoamento dos viveiros com pós-larvas.....</i>	<i>10</i>
3.2 - Vendas	
<i>Despesa de alevinos.....</i>	<i>11</i>
<i>Classificação dos alevinos.....</i>	<i>12</i>
<i>Embalagem e transporte de alevinos.....</i>	<i>12</i>
3.3 - Atividades diárias	
<i>Alimentação das pós-larvas, alevinos e matrizes.....</i>	<i>14</i>
<i>Medição dos parâmetros de qualidade de água.....</i>	<i>15</i>
3.4 - Tratamento de enfermidades.....	15
3.5 - Medidas profiláticas.....	16
4 - RESULTADOS.....	17
5 - DISCUSSÃO.....	19
6 - CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	22
7 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	23
8 - ANÁLISE CRÍTICA DO ESTÁGIO - CONCLUSÃO.....	25

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Vista geral da Piscicultura Panamá.....	04
FIGURA 2. Seleção de reprodutores de jundiá.....	06
FIGURA 3. Selecionando hipófises.....	07
FIGURA 4. Aplicação do hormônio.....	07
FIGURA 5. Extrusão de ovócitos.....	08
FIGURA 6. Vista parcial do laboratório. Ao fundo Incubadoras cônicas de 60 litros e de 200 litros.. ..	09
FIGURA 7. Setor de entrega.....	12
FIGURA 8. Depuração de alevinos de carpa colorida (<i>Cyprinius carpio</i>).....	12
FIGURA 9. Embalagem de alevinos.....	13

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. Espécies cultivadas na Piscicultura Panamá.....	05
TABELA 2. Recomendações gerais de carga (nº de peixes/l) para transporte de alevinos de tilápia, carpa comum, pacu e tambaqui (jejum de 24 a 48 horas) em sacos plásticos, com uma relação água:oxigênio de 1:5, a uma temperatura de 25°C.....	14
TABELA 3. Resultados obtidos nas desovas de jundiá no período entre 03 fevereiro e 04 de abril.....	17
TABELA 4. Preço de comercialização em reais (milheiro).....	18

LISTA DE ABREVIATURAS

EPC – Extrato de pituitária de carpa

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

CCA – Centro de Ciências Agrárias

PB – Proteína bruta

SC – Santa Catarina

PVC – Policloreto de vinilo

NaCl – Cloreto de Sódio

O₂ – oxigênio

ha – hectare

m² – metro quadrado

Km – quilômetro

Kg – quilograma

mg – miligrama

g - grama

l - litro

ml – mililitro

% - porcentagem

RESUMO

O estágio foi realizado na Piscicultura Panamá, no município de Paulo Lopes (SC), cerca de 70 Km ao sul de Florianópolis. Esta empresa tem como objetivo produzir alevinos de diferentes espécies de peixes que são comercializados nos três estados da região Sul do Brasil. A realização do estágio se deu no período entre 03 de fevereiro e 03 de abril do corrente ano, com o objetivo de buscar conhecimentos práticos na área de reprodução de peixes e produção de alevinos. Com isto, foi possível realizar trabalhos rotineiros de uma empresa de produção, tais como: alimentação de alevinos e matrizes, medição de alguns parâmetros de qualidade da água, seleção de matrizes para desova, reprodução induzida, larvicultura, preparação de viveiros para alevinagem, povoamento dos viveiros com pós-larvas, despesca e embalagem de alevinos. O estágio foi realizado no final do período reprodutivo da maioria das espécies de peixes utilizados na piscicultura da região, mas apesar disso, propiciou a aplicação dos conhecimentos teóricos obtidos durante o curso, sendo recomendada a realização de estágios junto ao setor produtivo para complementar a formação dos futuros profissionais.

1 - INTRODUÇÃO

Mundialmente se reconhece uma grande tendência no desenvolvimento da piscicultura de água doce, pois há muito, se observa um decréscimo na extração mundial de pescado.

Sabe-se que o Brasil possui enorme potencial hídrico e um vasto número de espécies de peixes. No entanto, o cultivo das espécies com potencial para aqüicultura ainda não está estabelecido devido a falta de informações e de pesquisas referente a tecnologia de cultivo.

Atualmente, os centros de produção de peixes trabalham em quase sua totalidade com grupos de espécies de peixes exóticas, dentre eles, carpas, trutas, tilápias, bagres africanos e americanos. Porém nota-se um aumento na participação de espécies nativas na produção nacional.

A região Sul do Brasil se destaca na piscicultura de água doce, com cerca de 46% da produção nacional, onde as carpas e tilápias predominam nos cultivos, que na sua maioria estão ligados a consórcios com outros animais.

A Piscicultura Panamá produz alevinos de espécies exóticas e nativas, contribuindo dessa forma com o abastecimento de alevinos para a piscicultura de água doce nos três estados do sul do Brasil. O mercado consumidor de alevinos atendido pela empresa é composto tanto por pequenos produtores, tais como os aquarofilistas, até os grandes produtores de peixes destinados ao consumo.

O estágio é um pré-requisito para obtenção do certificado de graduação em Engenharia de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina.

A realização do estágio teve como enfoque principal, acompanhar as atividades comuns em uma empresa produtora de alevinos e compreendeu-se no período de 03 de fevereiro a 03 de abril de 2003, totalizando 400 horas, sob supervisão do Dr. Juan Ramon Esquivel Garcia (sócio-proprietário da empresa) e orientação do professor Dr. Evoy Zaniboni Filho, do Departamento de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina.

O objetivo da realização do estágio foi a interação dos conhecimentos teóricos adquiridos no decorrer do curso de Engenharia de Aquicultura com a realidade do setor produtivo, possibilitando a realização das atividades práticas, fazendo desta experiência, uma oportunidade de grande valia para a formação do futuro profissional.

2 - DESCRIÇÃO DA EMPRESA

A Piscicultura Panamá está localizada no município de Paulo Lopes (SC), distante 70 quilômetros ao sul de Florianópolis.

Sob a coordenação dos proprietários Juan Ramon Esquivel Garcia e Betina Muelbert Esquivel, a propriedade conta com o auxílio de duas funcionárias para a execução das tarefas.

A Piscicultura Panamá trabalha com desova de diversas espécies de peixes, tanto espécies exóticas tais como: carpa húngara (*Cyprinus carpio*), carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*), carpa cabeça grande (*Aristichtys nobilis*) e carpa colorida (*Cyprinus carpio*) e espécies nativas: jundiá (*Rhamdia quelen*), jundiá rosa (*Rhamdia quelen*), piracanjuba (*Brycon orbignyanus*), curimba (*Prochilodus lineatus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), piaucú (*Leporinus macrocephalus*) e piapara (*Leporinus obtusidens*) (Tabela 1). A produção gira em torno de três milhões de alevinos por safra. As espécies de peixes como tilápia (*Oreochromis niloticus*) e catfish (*Ictalurus punctatus*), também fazem parte da lista de comercialização de peixes, porém, não são reproduzidas na propriedade de modo que os alevinos são adquiridos através de escambo com outros produtores.

A empresa ocupa uma área alagada de aproximadamente sete hectares, comportando 55 viveiros escavados, construídos com diferentes dimensões, sendo utilizados para estocagem de reprodutores, alevinagem e eventual engorda para preparação de matrizes (Figura 1). Dois galpões são utilizados como estrutura de apoio, um galpão de alvenaria é destinado para manipulação reprodutiva dos peixes (laboratório), estocagem de materiais e instrumentos utilizados na reprodução e início da larvicultura. Outro galpão, denominado "setor de entrega", é destinado para a estocagem de alevinos prontos para comercialização, comportando um tanque de alvenaria com capacidade para 20m³ e boa capacidade para renovação de água.

A fazenda conta com abastecimento de água de ótima qualidade, proveniente da encosta do morro adjacente, coletada através de mangueirões. Um

sistema de bombeamento da água de um córrego, para alguns poucos viveiros, auxilia o abastecimento de água quando necessário.

TABELA 1. Espécies cultivadas na Piscicultura Panamá.

Nome comum	Nome científico
Espécies Nativas	
Pacu	<i>Piaractus mesopotamicus</i>
Curimatá ou Curimatá	<i>Prochilodus lineatus</i>
Piauçu ou Piavuçu	<i>Leporinus macrocephalus</i>
Piapara	<i>Leporinus obtusidens</i>
Jundiá	<i>Rhamdia quelen</i>
Jundiá Rosa	<i>Rhamdia quelen</i>
Piracanjuba*	<i>Brycon orbignyianus</i>
Mandí amarelo*	<i>Pimelodus maculatus</i>
Traíra*	<i>Hoplias sp.</i>
Badejo ou Joana*	<i>Crenicichla sp.</i>
Suruvi*	<i>Steindachneridion scripta</i>
Espécies Exóticas	
Carpa Húngara	<i>Cyprinus carpio</i>
Carpa Capim	<i>Ctenopharyngodon idella</i>
Carpa Cabeça Grande	<i>Aristichthys nobilis</i>
Carpa Colorida	<i>Cyprinus carpio</i>

* Exemplos ainda não reproduzidos comercialmente na propriedade.

A Piscicultura Panamá é referência na área de manejo reprodutivo de peixes de água doce. Durante todo o ano, é possível observar a presença de estagiários provenientes de diversos estados do país de distintos cursos de graduação, buscando aprendizado e experiência.

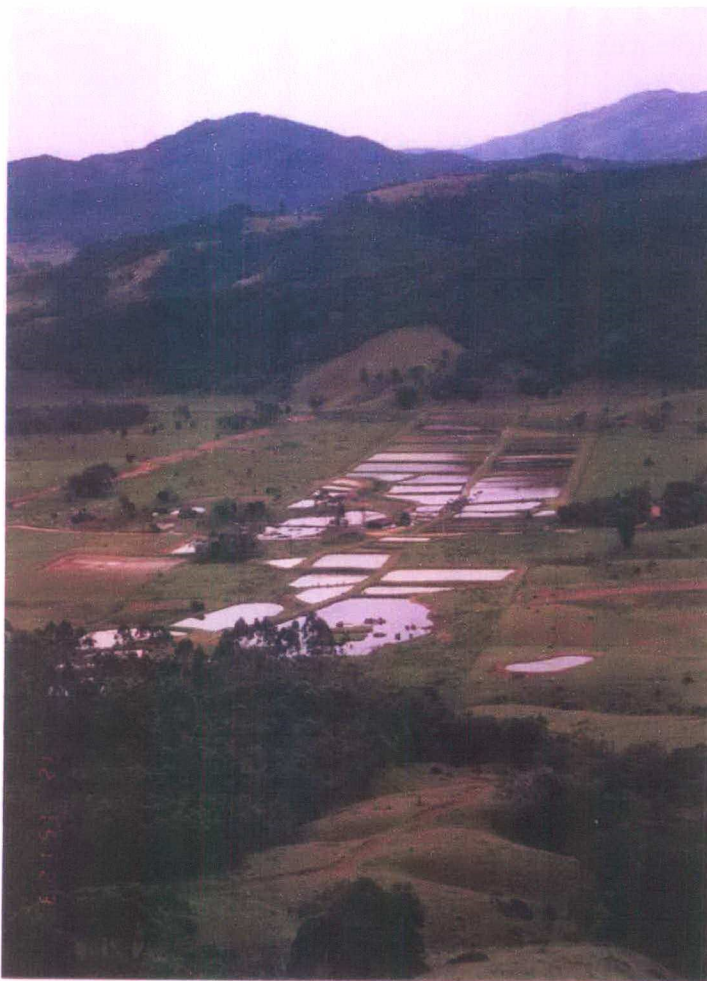


FIGURA 1. Vista geral da Piscicultura Panamá.

3 - ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

3.1 Desovas

As desovas realizadas neste período de estágio foram apenas de jundiá (*Rhamdia quelen*), visto que as demais espécies de peixes já se encontravam fora do período reprodutivo.

Seleção de reprodutores – Para a desova do jundiá, realizou-se a verificação e seleção de matrizes para reprodução induzida em laboratório. Para isso, passou-se uma rede no tanque em que estão os reprodutores e individualmente analisou-se cada peixe, separando aqueles que se encontram sexualmente maduros (Figura 2).



FIGURA 2. Seleção de reprodutores de jundiá.

A verificação consiste basicamente em observar através de pressão abdominal dos machos se há a eliminação de sêmen. Já as fêmeas, apresentam o abdômen arredondado e macio, com a abertura genital intumescida, saliente e avermelhada. Estas características são citadas por Woynarovich e Horváth (1983).

Os peixes foram transportados até ao laboratório em caixa de transporte com sistema auxiliar de oxigenação.

Reprodução induzida – No laboratório, os reprodutores já selecionados e separados por sexo, ficaram estocados em caixas plásticas de 1000 litros. Para a reprodução do jundiá, dividiu-se o grupo de fêmeas visualmente em duas a três classes de tamanhos diferentes, para facilitar o cálculo da quantidade de hormônio indutor necessário. O hormônio indutor utilizado é EPC - Extrato de Pituitária de Carpa (Figura 3), em duas doses, nas concentrações de 0,5 miligrama por kg de peixe na primeira dose e 5 miligramas por kg de peixe na segunda dose. Entre a primeira e a segunda dose decorreu um período de 12 a 16 horas. Usou-se como diluidor soro fisiológico 0,9 %, numa relação de 1 mililitro por kg de animal. Os machos sexualmente maduros, não necessitam de doses hormonais, pois, estes liberam gametas apenas com leve pressão abdominal.



FIGURA 3. Seleção de hipófises.



FIGURA 4. Aplicação do hormônio.

A aplicação hormonal é feita somente nas fêmeas e intraperitonealmente, abaixo da nadadeira peitoral, utilizando seringas descartáveis de 5 ml (Figura 4).

Após 220 a 250 horas-grau da última aplicação de hormônio, acontece a desova. Todo o cuidado é tomado neste momento. O material a ser utilizado como panos e bacias, deve estar completamente limpo e seco para evitar contaminações e a hidratação dos ovócitos antes do momento certo.

Procede-se uma massagem abdominal de sentido antero-posterior nas fêmeas, com o intuito de extrusar os ovócitos (Figura 5).

É importante destacar que a extrusão dos ovócitos e espermatozóides deve ser feita a “seco” sem qualquer vestígio de água, sendo preciso enxugar o peixe e as mãos do operador que irá executar a extrusão (Woyarovich e Horvát, 1983).

Os ovócitos obtidos foram depositados em uma bacia plástica. Após realizar o processo de extrusão em algumas fêmeas, realizou-se o trabalho de extrusão nos machos. Poucas gotas de sêmen foram necessárias para a fecundação dos gametas.



FIGURA 5. Extrusão de ovócitos.

Uma mistura a seco é necessária para homogeneizar os gametas. Em seguida à realização da mistura a seco, adicionamos água pura em poucas quantidades, onde é preciso mexer imediatamente com uma espátula, todo o conteúdo da bacia para garantir a fecundação. Em contato com a água, a micrópila dos ovos se fecha lentamente, impedindo a penetração dos espermatozóides e conseqüentemente, a fertilização. Logo, depois seguidas lavagens dos ovos são realizadas antes de sua acomodação nas incubadoras. Este procedimento é

sugerido por Woynarovich e Horváth (1983) para a reprodução artificial de peixes de águas tropicais.

Incubação e larvicultura – Depois da fecundação, os ovos foram levados a uma incubadora cônica de 60 litros com renovação constante de água, até a sua eclosão. A densidade de incubação foi de aproximadamente 250 g de ovos para incubadora de 60 litros. As incubadoras menores têm paredes mais inclinadas, que proporcionam melhor movimentação dos ovos na água (Figura 6). Em seguida, as larvas foram levadas até incubadoras maiores com cerca de 200 litros, para completar o ciclo de larvicultura em laboratório, num período de três a cinco dias, dependendo da temperatura da água. O manejo dos ovos e incubação é uma técnica sugerida por Woynarovich e Horváth (1983) para ovos não pegajosos.



FIGURA 6. Vista parcial do laboratório. Ao fundo Incubadoras cônicas de 60 litros e de 200 litros.

No período em que ocorre a abertura da boca, as larvas foram iniciadas no processo de alimentação com ração comercial em pó. Esta, por sua vez, foi distribuída na incubadora em diferentes horários.

Preparação de viveiros para alevinagem – Todo o viveiro antes de ser povoado com pós-larvas deve ser previamente preparado.

Esporadicamente realizou-se a desinfecção do viveiro utilizando cal virgem (CaO). Para tanto espalhou-se o produto pelo viveiro devidamente seco, que podia ser abastecido de água no seguinte dia. Para esse serviço, utilizaram-se botas e luvas como medida de segurança e um balde com o produto para distribuir o produto pelo viveiro. No viveiro, distribuiu-se a cal sobre as poças de água.

O uso da cal virgem quando em contato com a água, libera calor e aumenta muito o pH, matando os organismos que estiverem presentes. Ela também tem capacidade de elevar o pH do solo, diminuir a retenção do fósforo no fundo do viveiro, aumentar o gás carbônico essencial para a fotossíntese, diminuir a turbidez e a quantidade de matéria orgânica em suspensão, além de aumentar a alcalinidade. O ideal é que seja realizada duas a três semanas antes da fertilização (Ostrenky e Boeger, 1998).

A fertilização orgânica auxilia o aumento da produtividade plânctônica no viveiro, servindo de base alimentar para o bentos e para os peixes. A fertilização orgânica tem como principal vantagem a economia, em comparação com fertilizantes químicos. No entanto possui a desvantagem da baixa concentração dos nutrientes, fazendo com que exija grande quantidade de material para suprir o desejado. A fertilização dos viveiros, realizada na Piscicultura Panamá, foi orgânica (cama de aviário) e se deu poucos dias antes do povoamento com pós-larvas. A aplicação do fertilizante não segue critérios de quantidade ou alguma tabela, é simplesmente feita através do “olhômetro”, baseada em resultados de aplicações anteriores. O trabalho é realizado com o auxílio de pás e enxadas, espalhando-se o esterco no contorno do viveiro.

Povoamento dos viveiros com pós-larvas – Após o início da larvicultura em laboratório, as pós-larvas foram transferidas para os viveiros externos devidamente fertilizados. A transferência das larvas do laboratório para os viveiros, é feita com o uso de sacos plásticos, sendo possível realizar o transporte com segurança e uma boa aclimatação. O transporte das pós-larvas até os viveiros em

sacos plásticos é recomendado por Woynarovich (1986) para alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pirapitinga (*Colossoma bidens*)

Todas as larvas produzidas num mesmo lote povoam o mesmo tanque, independente da dimensão, respeitando a disponibilidade de viveiros. Woynarovich e Horváth (1983) sugerem 400 a 600 pós-larvas por m². As larvas permanecem neste ambiente até ficarem prontas para venda, podendo ou não ser transferidas para outros viveiros maiores ou menores, dependendo da respectiva alta ou baixa sobrevivência dos alevinos.

A alimentação dos animais até ficarem prontos para o comércio é a base de alimento natural provinda da fertilização orgânica, complementada diariamente com ração comercial.

3.2 Vendas

Despesca de alevinos – Os alevinos foram classificados em alevinos 1 e 2 conforme o tamanho. Geralmente, quando se deseja despescar alevinos, passa-se uma rede com malha de tamanho adequado para evitar ferimentos nos peixes. Para captura, os peixes foram atraídos com um pouco de ração, de preferência nos pontos onde é realizada a alimentação diária e efetuou-se a passagem da rede. Esta alternativa foi apontada por Woynarovich (1986) para alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pirapitinga (*Colossoma bidens*). Os peixes selecionados foram transportados até o local de comercialização de alevinos nos próprios baldes ou em caixa de transporte com sistema de oxigenação.

Outra forma de despesca é relacionada com a secagem do viveiro. Para isso, coloca-se uma rede isolando uma pequena área em torno do sistema de escoamento de água dentro do viveiro, em seguida baixa-se o nível da água gradativamente. Os peixes ficarão retidos na rede a medida que a água escoar. Proceder-se então a retirada destes alevinos gradualmente.

A despesca dos alevinos concentra-se preferencialmente nas primeiras horas da manhã, quando o sol é mais ameno, minimizando os efeitos da variação da temperatura sobre os peixes.

Classificação dos alevinos – Assim que são trazidos dos viveiros, os peixes passam por uma classificação de tamanhos. Para isso, utilizam-se separadores comerciais semelhantes a uma caixa, com fundo gradeado que permitem a passagem de pequenos peixes (alevinos 1) e retenção dos maiores (alevinos 2), facilitando a posterior comercialização dos alevinos. A contagem dos alevinos é realizada por amostragem, com o auxílio de peneiras. Woynarovich e Horváth (1983) discutem este procedimento com a utilização de coadores.

Embalagem e transporte de alevinos – Para transportar os peixes é preciso submetê-los a um jejum em água limpa antes de embalá-los (Figura 7). Esta depuração é realizada no setor de entregas por um período de algumas horas (Figura 8). Woynarovich (1986) aconselha uma depuração de 5 – 10 horas para alevinos de *Colossoma macropomum* e *Colossoma bidens*. Já Kubitza (1999) recomenda jejum mínimo de 24 horas antes do transporte.



FIGURA 8. Setor de entrega.



FIGURA 7. Depuração de alevinos de carpa colorida (*Cyprinius carpio*).

Para transportar alevinos, foram utilizadas sacos com dimensões de 50 x 80 cm e espessura de 0,16 mm. Kubitza (1999) 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. Eventualmente utilizam-se duas sacolas sobrepostas para garantir a qualidade no transporte. Dentro de cada embalagem colocou-se 10 litros de água para acomodar os peixes. Estas

embalagens foram preenchidas com O₂ e amarradas com borracha de modo que não houvesse vazamentos (Figura 9). Refizeram-se as embalagens na ocorrência de furos ou defeitos.

Para algumas espécies de peixes como o pacu e as carpas, adicionou-se uma medida com aproximadamente 15 gramas de sal em cada saco, para auxiliar o transporte. O sal estimula a produção de muco e aumenta a concentração de íons de sódio e cloreto, facilitando o processo de osmoregulação do peixe (Kubitza 1999).

Para a determinação da quantidade de alevinos por sacola, foi necessário estimar primeiramente a distância e o tempo de viagem. Este trabalho foi realizado pelo proprietário baseado em resultados anteriores. Recomendações de densidade para o transporte de alevinos, feitas por Kubitza (1999) na Tabela 3.



FIGURA 9. Embalagem de alevinos.

Algumas vezes o trabalho de embalagem e transporte dos alevinos, foi executado durante a madrugada para garantir o bem estar no transporte do alevino, buscando minimizar o impacto causado pelas grandes distâncias, elevado calor e luminosidade.

TABELA 2. Recomendações gerais de carga⁽¹⁾ (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

FONTE: Kubitzka, 1999.

¹ Usar 70% da carga para as espécies do gênero *Brycon* e, acima de 25°C, diminuir em 15% a carga a cada elevação de 2°C na temperatura da água.

O transporte dos alevinos pôde ser realizado pela Piscicultura Panamá, onde o proprietário efetuou a entrega utilizando uma caminhonete. Muitas vezes, os próprios compradores foram à propriedade buscar os peixes utilizando seus veículos. Eventualmente 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. Este procedimento é recomendado por Kubitzka (1999).

3.3 Atividades Diárias

Alimentação das pós-larvas, alevinos e matrizes – A alimentação é fornecida uma vez ao dia. Todas as espécies são alimentadas com a mesma ração produzida pela empresa Nicoluzi, sendo diferentes granulações e concentrações de proteína bruta para pós-larvas, alevinos e matrizes. Para as pós-larvas, a ração utilizada foi em forma de pó, com 40% de PB. Para alevinos, a ração utilizada foi peletizada com 2,5 milímetros de diâmetro e 40% PB. Calcula-se o volume de ração semanalmente. Valores variando de 5% a 10% da biomassa existente no viveiro foi ofertada diariamente para pós-larvas e alevinos. A alimentação do plantel de reprodutores foi feita uma vez ao dia, na quantidade equivalente a 1 ou 2% da biomassa de peixes, com ração peletizada de 4 milímetros de espessura contendo 28% PB. Moreira et al., (2001) sugerem as mesmas taxas de arraçoamento diário.

Medição de alguns parâmetros de qualidade de água – A medição dos parâmetros de qualidade de água como: transparência, oxigênio dissolvido e temperatura da água foram realizadas diariamente e estavam associadas a um experimento de densidade de estocagem de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*).

3.4 Tratamentos de Enfermidades

A criação em cativeiro baseia-se em cultivar o maior estoque de peixes no menor volume de água. Esta intensificação do confinamento pode alterar o equilíbrio no ambiente de criação. Quando se dá alguma alteração, o aparecimento de organismos indesejáveis, acabam por prejudicar a criação de peixes, podendo até exterminar grande parte da população em um curto período de tempo. No entanto, algumas medidas podem ser tomadas a fim de eliminar o impacto causado por estes organismos nocivos. Na Piscicultura Panamá dois patógenos são os que mais comprometem a produtividade.

A lerneose é causada por *Lernaea cyprinacea*, um crustáceo copépode de grandes dimensões, que parasita tanto animais adultos como jovens. Geralmente são encontrados nas brânquias e bases das nadadeiras. As lesões podem provocar hemorragias significativas e locais de infecção secundária para patógenos oportunistas (Pavanelli et al., 1998). Na ocorrência deste utilizou-se Dimilin® (diflubenzuron) em banhos terapêuticos, numa relação de 50 mg do produto para cada 1000 m² de área. Kubitzka e Kubitzka (1999) sugerem doses variando de 0,05 a 1,0 g/m³

Ichthyophthirius multifiliis, conhecido popularmente como ictio, é um protozoário ectoparasita que infecta brânquias e pele dos animais. Considerado um dos maiores causadores de danos aos peixes, está ligado ao estresse do hospedeiro, especialmente em épocas de redução da temperatura da água (Pavanelli et al., 1998). Estes foram tratados com verde malaquita em banhos prolongados, no próprio viveiro ou em caixas de água de 500 litros. A dose utilizada é de 50 g/10000 m². Woynarovich (1983) cita a utilização de verde malaquita para o controle do ictio. Já Kubitzka e Kubitzka (1999) indicam a utilização de verde malaquita

em concentrações de 0,1 mg/l ou 0,1 g/m³ em 3 ou 4 aplicações com intervalos de três dias, para todas as etapas de desenvolvimento.

3.5 Medidas profiláticas

Como medida profilática, utiliza-se sal de cozinha (NaCl) em banhos terapêuticos. A principal vantagem da utilização do Cloreto de sódio, é que se trata de um produto barato, não tóxico, bastante seguro, que não oferece perigo aos peixes e ao ambiente, quando utilizado corretamente, sendo indicado para o tratamento de várias enfermidades (Pavanelli et al., 1998). Na Piscicultura Panamá, a utilização do sal foi feita principalmente, após a manipulação das matrizes no processo reprodutivo, antes de recolocá-las nos viveiros de terra.

O sal estimula a secreção de muco tanto na pele como nas brânquias, auxilia a redução de amônia no sangue e constringe os filamentos branquiais dos peixes (Kubitza e Kubitza, 1999). A utilização de sal não é recomendada em viveiros de grandes dimensões, devido ao grande volume a ser utilizado (Kubitza e Kubitza, 1999).

4 - RESULTADOS

O período de realização do estágio deu-se num momento de pouca atividade reprodutiva. Foi possível o acompanhamento de manejo de uma única espécie de peixe, o jundiá (*Rhamdia quelen*). O jundiá é uma espécie nativa pertencente a família Pimelodidae, dócil que responde muito bem à técnica de indução hormonal com EPC.

Sua larvicultura é iniciada nas incubadoras e finalizada nos viveiros externos sem muitos entraves. No período de realização do estágio foi possível acompanhar nove desovas de jundiá (*Rhamdia quelen*), nas quais foram manipulados aproximadamente 360 reprodutores. O número de desovas, a data de cada uma, o número de fêmeas induzidas e desovadas, o número de machos utilizados, horas-grau, fecundidade, a temperatura da água durante o processo de reprodução e a data de transferência das pós-larvas para os viveiros externos estão apresentadas na Tabelas 3.

TABELA 3. Resultados obtidos nas desovas de jundiá no período entre 03 fevereiro e 04 de abril.

Nº da desova	Data	Nº de fêmeas induzidas/desovadas	Nº machos utilizados	Horas-Grau	Taxa de fecundação (%)	Temperatura da água (°C)	Data do povoamento dos viveiros
1	07/fev	14/13	10	229	> 90	25 -26,5	13/fev
2	13/fev	24/22	13	234	>90	23-25,5	21/fev
3	20/fev	27/22	23	230	80	23-24	28/fev
4	25/fev	26/23	16	222	80	24-25	05/mar
5	06/mar	26/20	18	224	80	24,5-25,5	12/mar
6	11/mar	27/20	16	220	80	24,5-25	17/mar
7	17/mar	17/17	12	230	80	20,5-21,5	26/mar
8	20/mar	27/26	19	208	80	22,5-24	02/abr
9	03/abr	26/23	19	225	80	20-21,5	10/abr

A taxa de eclosão estimada é acima de 90%. Na larvicultura foi registrada pouquíssima mortalidade, onde a taxa de sobrevivência foi estimada em 90%.

A densidade de estocagem variou de acordo com a disponibilidade do viveiro, podendo variar de 60 a 200 pós-larvas por m².

A taxa de sobrevivência dos alevinos (na despesca) varia de 30 a 80%.

As despescas ocorreram nas suas variadas formas, respeitando a sanidade dos alevinos presente no tanque assim como a quantidade desejada para comercialização, ficando a critério do proprietário estabelecer qual tipo de ação a ser tomada na captura dos alevinos.

Somente poucas vezes foi necessário efetuar o tratamento de peixes infectados. A maioria dos peixes infectados era reprodutores, sendo estes parasitados por *lernea*. O tratamento para *lernea* quando realizado, foi no próprio tanque de criação, utilizando Dimilin®. Quanto ao aparecimento de ictio, foi verificado somente em alevinos de jundiá. O tratamento destes foi realizado em uma caixa de água de 500 litros no próprio laboratório com o auxílio de verde malaquita.

Após a realização da reprodução induzida, todas as matrizes de jundiá receberam banho terapêutico com sal antes de serem depositados nos tanques de terra.

O mercado atual demonstra estar aceitando muito bem o jundiá, já que boa parte da comercialização de alevinos na Piscicultura Panamá é sobre a produção deste peixe.

O preço de comercialização praticado pela Piscicultura Panamá está apresentado na Tabela 4.

TABELA 4. Preço de comercialização em reais (milheiro).

Espécie	Alevino I	Alevino II
Carpa Húngara	60,00	120,00
Carpa Capim	65,00	130,00
Carpa C. Grande	60,00	120,00
Carpa Colorida	100,00	200,00
Tilápia Revertida*	45,00	90,00
Catfish Americano*	100,00	150,00
Jundiá	80,00	150,00
Jundiá Rosa	100,00	200,00
Curimbatá	60,00	120,00
Pacu	80,00	150,00
Piauçu	80,00	150,00

* Espécies não reproduzidas na Empresa.

5 - DISCUSSÃO

A maioria das espécies de peixes trabalhadas na piscicultura atual, não reproduz espontaneamente no cativeiro, tornando-se necessária a manipulação de hormônios indutivos, para maturação final e liberação dos gametas. Os machos de jundiá não necessitaram de indução hormonal, já as fêmeas, receberam duas doses de Extrato de Pituitária de Carpa (EPC), segundo os procedimentos de Woynarovich e Horvath (1983) para propagar artificialmente espécies tropicais.

A larvicultura do jundiá é simples e já na primeira alimentação exógena pode ser ofertada ração farelada. A formação dos alevinos é completada nos viveiros de terra com auxílio do alimento natural. A ração fornecida às pós-larvas possui partículas menores do que o tamanho da boca dos animais, seguindo indicações de Woynarovich (1986) para alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pirapitinga (*Colossoma bidens*).

Para realizar a fertilização orgânica com esterco de aves, alguns autores sugerem que o viveiro pode estar ainda seco ou previamente preenchido com água (40 – 50 cm), conforme praticado na Empresa. No entanto há a necessidade de um período de 4 a 8 dias para o desenvolvimento do fitoplâncton, antes de completar o nível do viveiro e mais 2 a 4 dias para o povoamento. A adubação com esterco de aves é recomendada por Proença e Bittencourt (1994) numa relação de 250 g de esterco para cada m². Já Ostrenky e Boeger (1998) sugerem 600 – 800 kg/ha. Seguindo estas sugestões, uma fertilização bem elaborada, resulta em uma maior quantidade de alimento natural produzida no viveiro, resultando assim numa maior economia na oferta do alimento artificial.

Na realização do povoamento dos viveiros externos com pós-larvas de jundiá, contou-se com o auxílio de sacos plásticos para melhor adaptar os animais ao novo ambiente, buscando principalmente o equilíbrio da temperatura da água do transporte e a temperatura da água do viveiro. Este procedimento é indicado por Woynarovich (1986).

Nas despesas efetuadas no período da realização do estágio, utilizaram-se redes de malhas apropriadas. Após a captura, os alevinos foram levados rapidamente a um local com água corrente até a venda, seguindo as diretrizes as recomendações sugeridas para alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pirapitinga (*Colossoma bidens*) de por Woynarovich (1986).

O procedimento para o transporte dos alevinos é bastante eficiente, baseando-se em técnicas de redução da temperatura da água, depuração, preenchimento das embalagens com O₂ e adição de sal (NaCl) quando necessário, seguindo recomendações de Kubitza (1999) e Woynarovich (1986) para alevinos de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e pirapitinga (*Colossoma bidens*). No transporte de alevinos, medidas para proteção contra calor e luminosidade são realizadas, utilizando-se lonas, redes e sacos de ração, conforme sugestão de Kubitza (1999).

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 (Kubitza, 2000).

Uma nutrição deficiente diminui o desempenho reprodutivo de algumas espécies. Kubitza (2000) observou diminuição da fecundidade, do tamanho dos ovos, taxas de eclosão e fertilidade para a truta arco-íris (*Oncorhynchus mykiss*). Para lebetes (*Poecilia reticulata*), observou menor número de pós-larvas produzidas, redução do peso das gônadas e da quantidade de ovos produzidos. Em carpa comum (*Cyprinus carpio*), notou a redução no peso dos ovários, atraso no desenvolvimento dos oócitos e redução na taxa de eclosão.

Moreira et al., (2001) sugerem taxas de alimentação semelhantes às praticada na Piscicultura Panamá, porém, parceladas no mínimo em 2 vezes ao dia.

Atualmente a sociedade está mais atenta ao consumo de produtos mais saudáveis. O tratamento de certas enfermidades com compostos químicos é cada

vez menos aceito pelos consumidores, criando assim um marketing negativo para esses produtos. Outras indicações para o tratamento dos patógenos, são sugeridas por alguns autores, com ênfase em produtos menos prejudiciais ou mais naturais.

Verde malaquita é indicado para banhos prolongados, entretanto deve ser ministrado apenas nos reprodutores, pois tem ação cancerígena e teratogênica (Meyer & Jorgenson, 1983; Alderman, 1985). As doses letais para os peixes ficam muito próximas das doses terapêuticas (Kubitza e Kubitza, 1999)

Pavanelli et al., (1998) propõem a utilização de sal de cozinha (NaCl) em banhos terapêuticos em solução com concentração de 5% durante 30 minutos e solução de 0,3% de sal por 24 horas para o tratamento de ictio. O mesmo autor ainda indica o formol (formalina comercial), bastando diluir 1 ml de formalina em 4 litros de água, deixar os peixes na solução por 30 a 60 minutos dependendo do tamanho. Recomenda-se repetir o tratamento por 3 vezes com intervalos de três dias. O formol (formalina comercial) + verde malaquita também é recomendado para o tratamento deste patógeno, devendo-se diluir 4 gramas de verde malaquita em 1 litro de formalina comercial e fazer diluição desta mistura em 1:4000 de água e deixar os peixes nesta solução por uma hora. Repetir por três vezes com intervalos de três dias.

Para ictiose, Pavanelli et al., (1998) sugerem solução de cloreto de sódio a 5% durante 1 a 2 minutos, pelo período de três dias.

Os insetos e suas larvas representam um grande fator de mortalidade para as pós-larvas de peixes (Woynarovich e Horvát, 1983), destacando-se entre estes, os da Ordem Odonata conhecidas como libélulas, que passam sua fase larval na água doce. As Odonatas são eficientes predadoras, podendo atacar presas maiores que elas próprias, sendo também canibais Santos (1981 *apud* Zanoboni Filho et al., 1988). Muitas vezes observou-se a ocorrência de Odonatas nos viveiros, sendo alto o índice de ataque deste predador sobre as pós-larvas e alevinos. A aplicação adequada de alguns produtos, auxiliaria a diminuição da ocorrência destes predadores. Zaniboni Filho et al, (1988) observaram incremento de 85,7% na sobrevivência do trairão (*Hoplias lacerdae*) durante a alevinagem, pela introdução do organofosforado em pó, Neguvon.

6- CONSIDERAÇÕES FINAIS

O período de realização do estágio deu-se num momento fora do pico reprodutivo da maioria das espécies de peixes trabalhadas na propriedade, impossibilitando o acompanhamento das demais técnicas de reprodução e produção de alevinos. O melhor período para a realização deste estágio seria entre os meses de outubro e janeiro por compreender o período reprodutivo da maioria dos peixes utilizados na Piscicultura Panamá. No entanto, foi possível acompanhar todo o ciclo de produção de uma das espécies de peixes produzidas na propriedade. Consideramos ser de grande importância que o pretendente a realizar algum estágio tenha o mínimo de conhecimento com o propósito de melhor compreender as atividades executadas.

7 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

KUBITZA, F. Técnicas de Transporte de Peixes Vivos. Jundiaí: F. Kubitza, 1999.

KUBITZA, F. Tilápia: Tecnologia e planejamento na produção comercial. Jundiaí: F. Kubitza, 2000

KUBITZA, F.; KUBITZA, L. M. M. Principais Parasitoses e Doenças dos Peixes Cultivados. 3. ed. ver. Jundiaí: F. Kubitza, 1999.

MOREIRA, H. L. M. et al. Fundamentos da Moderna Aqüicultura. 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.

SANTOS, N. D. dos. Odonata: In: HUELBERT, S. H., RODRIGUEZ G.; SANTOS N. D. EDS. **Aquatic Biota of Tropical South América.** Part. 1: Arthropoda. San Diego Stato University, Califórnia, 1981.

WOYNAROVICH, E. Tambaqui e pirapitinga: Propagação artificial e criação de alevinos, Brasília: CODEVASF, 1986.

WOYNAROVICH, E; HORVÁT, L. **Propagação artificial de peixes tropicais: manual de extensão**, Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983.

ZANIBONI-FILHO, E.; TORQUATO V. C.; BARBOSA N. D. de C. **Uso de Neguvon no combate às larvas de Odonata durante a alevinagem de trairão, *Hoplias lacerdae* RIBEIRO, 1908 (PISCES, ERYTHRINIDAE)**. In: VI **Simpósio Latino-americano e V Simpósio Brasileiro de Aqüicultura**, 1988, Florianópolis, **Anais...** p. 556-563.

8 - ANÁLISE CRÍTICA DO ESTÁGIO - CONCLUSÃO

O objetivo central deste estágio foi concretizado de acordo com o planejado. O acompanhamento dos trabalhos na empresa realizou-se de forma decisiva, aumentando as possibilidades de atuação do profissional em aquicultura.

A realização dos trabalhos juntamente com os demais colegas, ocorreu de forma a assegurar o bom desenvolvimento das atividades no local, possibilitando aprender e pôr em prática os conhecimentos adquiridos ao longo do curso.

Concluo que o tempo disponível para a realização de todas as atividades objetivadas foi suficiente. O local do estágio apresentou boa oportunidade para o aprendizado referente a reprodução e alevinagem de peixes de água doce.

O estágio proporciona a transmissão do conhecimento de uma forma muito diferente daquela observada na sala de aula. Sem dúvida, é fundamental a oportunidade de estagiar para que se possa vivenciar a prática das atividades. O principal aspecto positivo do estágio é a vivência da atividade e a inteira dedicação ao trabalho, permitindo melhor aprendizado e aproveitamento nas atividades.