



UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
CAMPUS JATAÍ
CURSO DE GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA
RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR
OBRIGATÓRIO



CAROLINNE SILVA DA MOTA

**DESENVOLVIMENTO DE TECNOLOGIA DE
CULTIVO PARA PEIXES NATIVOS DA BACIA DO RIO
URUGUAI**

**JATAÍ – GOIÁS
2013**

CAROLINNE SILVA DA MOTA

**DESENVOLVIMENTO DE TECNOLOGIA DE CULTIVO PARA PEIXES
NATIVOS DA BACIA DO RIO URUGUAI**

Orientador: Prof. Dr. Igo Gomes Guimarães

Relatório de Estágio Curricular
Obrigatório apresentado à Universidade Federal
de Goiás – UFG, Campus Jataí, como parte das
exigências para a obtenção do título de
Zootecnista.

JATAÍ - GOIÁS

2013

Dedico ao meu pai, Sebastião Antônio da Mota, a minha mãe Jacy Silva da Mota e a meu irmão Jair Silva da Mota. Distância ou tempo algum apagarão do meu coração o amor e dedicação, ensinamentos e apoio de vocês recebidos.

AGRADECIMENTOS

Ao meu querido orientador, Igo Gomes Guimarães, que foi durante todo esse tempo de orientação atencioso e dedicado, sempre me mostrando o caminho certo. O meu sincero obrigada.

Aos membros da minha banca: Dr. Silvio Luiz de Oliveira, Dra. Karina Ludovico Almeida M. Lopes e ao Prof^o Danival Freitas, o meu grande obrigada por aceitarem participarem da minha banca de última hora.

Universidade Federal de Goiás, que me acolheu de braços abertos e me proporcionou um ensino de qualidade e me ensinou a ter espaço na sociedade, sendo justa e correta. Obrigada.

Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), que me ofereceu com muito custo, a primeira fase da minha formação, foi em suas instalações que descobri como é a vida. Obrigada.

Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), que me cedeu suas instalações, equipamentos, funcionários e condição para execução desse trabalho, me tratando de igual com seus alunos. Obrigada.

Ao meu supervisor de estágio: Evoy Zaniboni Filho, obrigada pela oportunidade e a confiança.

Aos meus novos amigos que me receberam tão bem no LAPAD, sempre me tratando por igual, sendo educados, prestativos e atenciosos: Clara, Moises Polly, Rafael Palammin, Túlio Arantes, Mariana Rosa, Antônio Neto, Fernando Cornelho, Fernando Brignou, Samara Hermes, Giuliano Huergo, Luciano Weiss.

A família da Clara Luna de Bem (Lucía de Bem, Cainã de Bem e Míriam de Bem) que me recebeu em sua casa durante meu período de estágio, e que mesmo sem me conhecer me acolheram tão bem que se tornaram meus grandes amigos. Obrigada.

Aos professores: Vinícios A. Nascimento, Roberta M. Assis, Karina Ludovico Almeida M. Lopes, Marcia Dias, Ana Luisa A. Castro, Fernando José Dias e Erin Caperuto de Almeida obrigada por terem e estarem contribuindo com a minha formação em especial aos professores: Dra. Vera Lucía Banys e Dr. Arthur Mascioli por estarem me ajudando tanto nessa jornada final rumo ao diploma. Obrigada!

Aos meus amigos: Thalita Araújo, Fabiany Gonçalves, Paulo Henrique Arruda, Carla Furtado, Dyulie Antunes, Murillo Machado, Samara Rosa, que são meus amigos e companheiros de todas as horas.

Ao meu querido "Bile" (Sandro Henrique Matias), pelo amor, compreensão e paciência oferecida durante todo esse tempo de estágio, a distância não será mais um incômodo para nós. Obrigada.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Mapa localização LAPAD (Fonte:LAPAD).....	1
Figura 2: Mapa localização do Alto rio Uruguai (Fonte: transportes.gov.br).....	2
Figura 3. Laboratório Lagoa.LAPAD/UFSC/2013.....	4
Figura 4. Laboratório Oceano. LAPAD/UFSC/2013.....	5
Figura 5. Corte lateral do biofiltro subterrâneo de cadasistema.....	6
Figura 6. (A) Saída dos sistemas dentro dos laboratórios sendo identificadas com cores diferentes; (B) Painel de controle individual de cada sistema. LAPAD/UFSC/2013.....	8
Figura 7. (A e B) Utensílios identificados com exclusividade de cada sistema. LAPAD/UFSC/2013.....	8
Figura 8. (A) <i>Steindachneridionscriptum</i> ; (B) <i>Rhamdia quelen</i> ; (C) <i>Pseudoplatystomafasciatum</i> ; (D) <i>Leporinus obtusiden</i> . LAPAD/UFSC/2013.....	11
Figura 9. (A) Fêmea de jundiá em estágio de maturação sem indução hormonal; (B) Tanques redes com animais selecionados para indução hormonal. LAPAD/UFSC/2013.....	12
Figura 10. Aplicação do extrato hipofisiário via intramuscular.LAPAD/UFSC/2013.....	13
Figura 11. Extrusão de ovócitos de Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>). LAPAD/UFSC/2013....	14
Figura 12. Extração de sêmen de Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).LAPAD/UFSC/2013.....	15
Figura 13. (A) Incubadoras do tipo cilindro-cônica capacidade 56L; (B) Incubadoras do tipo cilindro-cônica capacidade 200L.LAPAD/UFSC/2013.....	15
Figura 14. Incubação de Artêmias. LAPAD/UFSC/2013.....	17
Figura 15. Canibalismo em larvas de jundiá.LAPAD/UFSC/2013.....	18
Figura 16. (A) Chip e aplicador. (B) leitor digital dos chips.LAPAD/UFSC/2013.....	20
Figura 17. (A) Primeira etapa do experimento com medidas corporais após o abate; (B) gônada feminina à esquerda e masculina à direita.LAPAD/UFSC/2013.....	21
Figura 18. (A) peso dos filés; (B) peso da cabeça.LAPAD/UFSC/2013.....	22
Figura 19. (A) mensuração da espessura do filé; (B) mensuração da largura do filé; (C) Comprimento padrão. LAPAD/UFSC/2013.....	22
Figura 20. (A) Aquário de teste; (B) suruvi em estágio V de insensibilização. LAPAD/UFSC/2013.....	25
Figura 21. (A e B) Aparelho utilizado para leitura da BIA com o suruvi. LAPAD/UFSC/2013.....	26
Figura 22. (A) Banhos de imersão com oxitetraciclina; (B) microscópio confocal com luz UV LAPAD/UFSC/2013.....	30
Figura 23. Avaliação da qualidade das marcas: (A) marca ausente; (B) fraca intensidade; (C) média intensidade; (D) forte. LAPAD/UFSC/2013.....	31
Figura 24. (A) Incorporação do hormônio e álcool etílico PA. na ração; (B) Unidades experimentais.LAPAD/UFSC/2013.....	34
Figura 25. (A) Unidades experimentais; (B) mensuração dos parâmetros de qualidade dos tanques de reposição do bioflocos.LAPAD/UFSC/2013.....	37
Figura 26. (A) Análises laboratoriais da amônia; (B) Análises laboratoriais de nitrito. LAPAD/UFSC/2013.....	37
Figura 27. (A) Comprimento total final das larvas; (B) Peso total final das larvas. LAPAD/UFSC/2013.....	38
Figura 28. (A) Unidades experimentais; (B) Sifonagem manual diariamente. LAPAD/UFSC/2013.....	40
Figura 29. (A) Prensa Hidráulica; (B) Retirada dos ovos da câmara de pressão hidrostática. LAPAD/UFSC/2013.....	42

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Média de 60 dias de oxigênio dissolvido (OD), pH, condutividade (CD), salinidade (SL) e temperatura (TE) dos três sistemas de recirculação de água do LAPAD.....	10
Tabela 2. Horas grau e tipo de aplicação hormonal para desova do jundiá (Baldisserotto, 2004).....	14
Tabela 3. Estágios de recuperação anestésica. Modificado de Hikasaet al., (1986)....	26

LISTA DE ESQUEMAS

Esquema 1. Resumo dos processos envolvidos no sistema de recirculação utilizado no LAPAD.....	7
---	---

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

♀ - Fêmea

♂ - Macho

BFT – “Biofloc Technology”

BIA – BioelectricallmpedanceAnalysis

C:N – carbono:nitrogênio

CEPC – Campo Experimental de Piscicultura de Camburiú

cm - centímetro

EPAGRE – Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural em Santa Catarina

EPC – extrato pituitário de carpa

g – grama

h – horas

Kg – quilograma

L – litro

LAPAD – laboratório de biologia e cultivo de peixes de água doce

m – Metros

m²– metro quadrado

mg – miligrama

mg/Kg – miligrama por quilograma

mg/L – miligrama por litro

Min – minutos

mL – mililitro

mL/Kg – mililitro por quilograma

mm – milímetro

°C – graus Celsius

OTC – Oxitetraciclina

PB – Proteína Bruta

RS – Rio Grande do Sul

SC – Santa Catarina

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

UHE – Usina Hidrelétrica

UV – Ultravioleta

SUMÁRIO

1. AUTOBIOGRAFIA.....	1
2. INTRODUÇÃO.....	1
2.1 Descrição e local do estágio.....	1
2.1.1 Estrutura física.....	3
2.1.2 Sistema de recirculação de água.....	5
2.1.3 Controle de qualidade de água.....	8
2.2 Peixes nativos	10
3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO LAPAD.....	12
3.1 Reprodução de Jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>).....	12
3.1.1 Seleção de reprodutores.....	12
3.1.2 Indução hormonal, desova e incubação.....	13
3.1.3 Larvicultura.....	17
3.1.4 Tratamento de Enfermidades.....	19
3.1.5 Identificação e marcação de reprodutores.....	20
4. OUTRAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO LAPAD.....	21
4.1 Experimento sobre características e rendimento corporal do suruvi (<i>Steindachneridion scriptum</i>).....	21
4.1.1 Resultados.....	23
4.2 Experimento sobre a toxicidade aguda e concentrações ideais de eugenol para indução e recuperação à anestesia em piavas (<i>Leporinus obtusidens</i>) e suruvi (<i>Steindachneridion scriptum</i>).....	24
4.2.1 Resultados.....	26
4.3 Experimento de bioimpedância como ferramenta de análise da composição corporal peixes.....	26
4.3.1 Resultados.....	28
4.4 Experimento sobre o uso de oxitetraciclina para marcação química de juvenis de piava (<i>Leporinus obtusidens</i>) para programas de repovoamento: determinação de doses e tempos de tratamento.....	29
4.4.1 Resultados.....	30
4.5 Experimento sobre reversão sexual indireta e cultivo monossexo feminino de <i>Rhamdia quelen</i> em tanques-rede.....	31
4.5.1 Produção das larvas de jundiá.....	33
4.5.2 Larvicultura.....	33
4.5.3 Resultados.....	34
4.6 Experimento de desempenho produtivo de larvas de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>) em sistema de bioflocos.	35
4.6.1 Larvicultura.....	36
4.6.2 Resultados.....	38
4.7 Experimento sobre o efeito de diferentes dietas no desempenho larval de jundiá <i>Rhamdia quelen</i>	39
4.7.1 Larvicultura.....	39
4.7.2 Resultados.....	41
4.8 Experimento de avaliação a tendência de crescimento de pós-larvas diplóides e triplóides do jundiá (<i>Rhamdia quelen</i>)	41
4.8.1 Resultados.....	43
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	44
6. REFERÊNCIAS.....	45

RESUMO

O estágio foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD), pertencente à Universidade Federal de Santa Catarina. No LAPAD são realizadas pesquisas, estudos e a reprodução de peixes nativos do alto rio Uruguai. O estágio foi realizado no período de abril a julho de 2013 e teve como objetivo, acompanhar e conhecer as atividades de rotina de um laboratório de pesquisa com peixes de água doce. Durante este período, foi realizado o acompanhamento de trabalhos com o jundiá, suruvi, e piava, quanto a: seleção de reprodutores, reprodução induzida, triploidia, desova, larvicultura, biometria, marcação magnética e química, bioimpedância, bioflocos, masculinização, insensibilização, rendimento corporal e medição de algumas variáveis de água, como pH, salinidade, temperatura e oxigênio dissolvido. O acompanhamento do conjunto de atividades, bem como toda a rotina do laboratório, contribuiu muito para o enriquecimento teórico e prático da acadêmica na área.

Palavras chaves: LAPAD, peixes nativos, tecnologia de cultivo, reprodução de peixes, recirculação da água.

1. AUTOBIOGRAFIA

Carolinne Silva da Mota, filha de Sebastião Antônio da Mota e Jacy Silva da Mota, natural de Rio Maria – Pará nasceu em 01/08/1990. cursou o ensino médio no Colégio Gonçalves Lêdo em Goiânia – Goiás. Iniciou o curso de Zootecnia na Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA) Campus Parauapebas – Pará em 2008 até 2010 quando por processo de seleção de transferência ingressou na Universidade Federal de Goiás (UFG) - campus Jataí em Jataí - GO em janeiro de 2011.

2. INTRODUÇÃO

2.1 Descrição e local do estágio

O estágio foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD), pertence ao Departamento de Aqüicultura (Centro de Ciências Agrárias) da Universidade Federal de Santa Catarina, e está localizado no Parque Municipal da Lagoa do Peri, no sul da ilha do município de Florianópolis, estado de Santa Catarina, (Figura 1).



Figura 1: Mapa localização LAPAD (Fonte: LAPAD).

O LAPAD vem desenvolvendo, desde 1995, uma série de estudos voltados para o manejo, para a conservação e para o cultivo da ictiofauna da região do alto rio Uruguai (Figura 2), localizado entre os estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul (LAPAD, 2013).



Figura 2. Mapa localização do Alto rio Uruguai (Fonte: transportes.gov.br).

Várias linhas de pesquisas vêm sendo desenvolvidas pelo LAPAD. São ações que estão integradas e que apresentam como foco central a produção de conhecimento que subsidie a proposição de estratégias para o monitoramento, o manejo e o cultivo das espécies de peixes do alto rio Uruguai. Atualmente as principais linhas de pesquisa são:

- Monitoramento da ictiofauna;
- Distribuição de ovos e larvas de peixes;
- Manejo de operação das turbinas e vertedouros da UHE Itá;
- Avaliação da produção pesqueira;
- Conservação da diversidade de peixes migradores;
- Avaliação da diversidade genética;
- Desenvolvimento de tecnologia de cultivo;
- Cultivo de peixes em tanques-rede;
- Caracterização de ambientes e estudos de impacto ambiental;
- Nutrição de organismos aquáticos;

O LAPAD conta atualmente com quatro professores: Evoy Zaniboni Filho e Alex Pires de Oliveira Nuñez, ambos coordenadores do LAPAD, Débora

Machado Fracalossi coordenadora do LabNutri, e Anita Rademacker, além de uma equipe de apoio, de alunos de graduação, pós-graduação e estagiários dos cursos de Engenharia de pesca, Engenharia de aquicultura, Agronomia, Biologia e Zootecnia.

Atualmente o LAPAD visa mais fortemente o estudo de espécies nativas, com destaque para o suruvi (*Steindachneridion scriptum*), jundiá (*Rhamdia quelen*), piava (*Leporinus obtusidens*), e cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*).

Entre os trabalhos realizados no LAPAD, destacam-se experimentos de mestrado e doutorado de alunos da UFSC. Durante todo ano, o LAPAD recebe mestrandos, doutorandos e estagiários de diversas regiões do país, que buscam o conhecimento e experiência no cultivo, reprodução e manejo de peixes nativos de água doce, encontrados nos rios brasileiros.

2.1.1 Estrutura física

O laboratório conta com um bloco administrativo e laboratórios de limnologia, microscopia eletrônica e nutrição, além uma fábrica de ração e dois laboratórios úmidos onde existem atualmente diversos experimentos em andamento.

Os laboratórios úmidos são denominados Laboratório Lagoa e Laboratório Oceano. Ambos são de alvenaria, com piso de cerâmica, paredes e teto impermeáveis além serem totalmente vedados para manutenção da temperatura interna e controle da luminosidade (controlada artificialmente por lâmpadas fluorescentes conectadas a um timer que padroniza automaticamente 12 horas de claro e 12 horas de escuro).

O Laboratório Lagoa é aparelhado com unidades experimentais menores e voltado para larvicultura e nutrição (Figura 3), possui atualmente:

- 9 incubadoras adaptadas e conectadas para coleta de fezes por decantação com capacidade de 200 L/cada;
- 24 caixas de acrílico com capacidade de 75 L/cada que podem ser separadas possibilitando a realização de dois experimentos distintos ao mesmo tempo;

- 24 caixas de plástico de cor escura com capacidade de 12 L/cada;
- 12 caixas de plástico de cor clara com capacidade de 12 L/cada;
- 5 caixas de acrílico com capacidade de 1000 L/cada;
- 19 caixas de acrílico com capacidade de 120 L/cada;
- 32 caixas de plástico com capacidade de 120 L/cada;



Figura 3. Laboratório Lagoa. LAPAD/UFSC/2013.

O Laboratório Oceano é aparelhado com unidades experimentais maiores e voltado para reprodução (Figura 4), possui atualmente:

- 30 caixas de acrílico com capacidade de 1000 L/cada;
- 12 incubadoras de alevinagem com capacidade de 56 L/cada;
- 8 incubadoras de alevinagem com capacidades de 200 L/cada;
- 1 caixa de acrílico com capacidade de 2000 L;
- 1 suporte de eclosão de náuplios de *Artêmia sp.* equipado com sistema de aeração e luminosidade independente contendo 12 recipientes de 1,5L/cada;



Figura 4. Laboratório Oceano. LAPAD/UFSC/2013.

Além da sede do laboratório na Lagoa do Peri, o LAPAD tem convênio com a Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRE), no Campo Experimental de Piscicultura de Camboriú – CEPC, localizada no município de Camboriú - Santa Catarina. A fazenda possui uma área alagada de aproximadamente 1,5 hectares, divididos em 14 tanques com dimensões entre 400 a 1600 m², onde são mantidos os reprodutores e também os alevinos produzidos no laboratório (LAPAD). A fazenda conta com um fornecimento de água de boa qualidade, proveniente de nascentes e cachoeiras localizadas acima do nível dos tanques, cerca de 1000m, sendo a água transportada até a fazenda através de mangueirões e tubulações de pvc, que captam a água neste local e transportam até um reservatório, onde é distribuída para os tanques.

2.1.2 Sistema de recirculação de água

As leis ambientais vêm se tornando cada vez mais rígidas, resultando assim em uma pressão para que ocorra a diminuição do lançamento de efluentes e racionamento de utilização de água potável. A recirculação da água utilizada é uma excelente alternativa, visto que gera uma redução do consumo de água e de efluentes de 90 a 99% em relação ao sistema aberto (BENDHACK, 2010).

O sistema de recirculação deve possuir diversas etapas de filtragem, e são todas estas etapas em conjunto que tornam um sistema eficiente. No LAPAD a água sai dos tanques de cultivo e começa sua filtragem no filtro de tela rotativo auto-limpante, que realiza a filtragem mecânica com a retirada das maiores partículas, o que facilita o processo de oxidação da amônia a nitrato pelas bactérias nitrificadoras presentes no biofiltro, reduzindo assim, a frequência em que é necessário parar o sistema para limpeza.

Após a retirada das partículas maiores, a água ainda com amônia cai sobre sacos de conchas com a finalidade corrigir o pH, seguindo então para primeira câmara do biofiltro, onde existem diversos sacos repletos de material plástico (bobs de cabelo), com finalidade de aumentar a área para fixação das bactérias nitrificadoras (Figura 5).

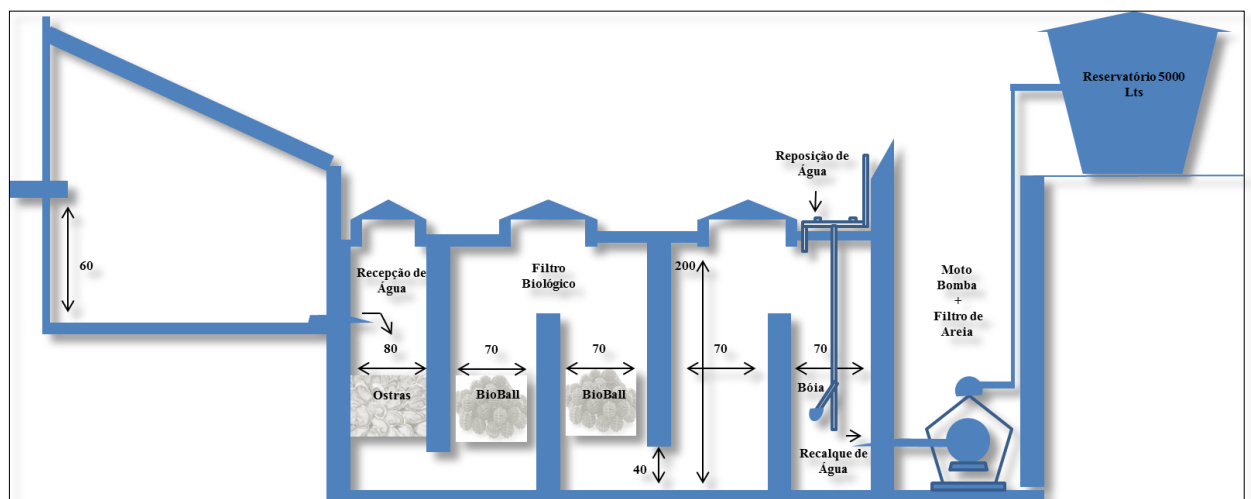
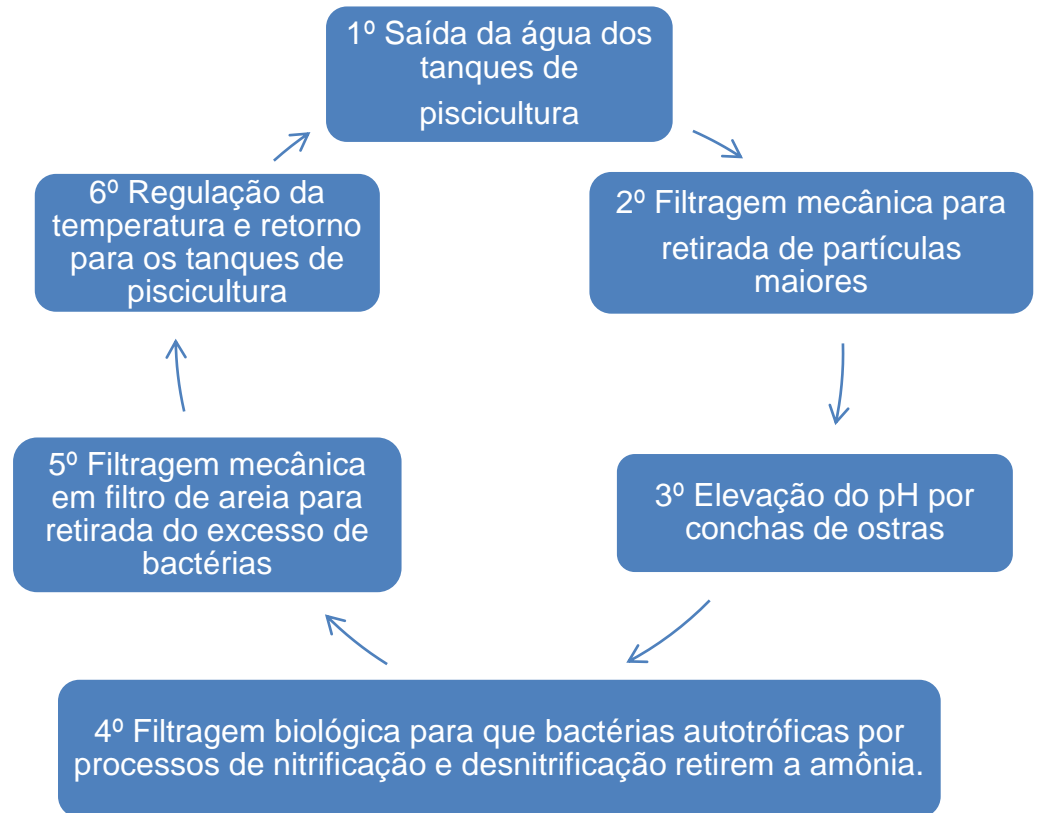


Figura 5. Corte lateral do biofiltro subterrâneo de cada sistema.

Após passar por duas câmaras de filtragem biológica, a água segue para outra câmara onde é realizado o recalque para caixa de reposição com capacidade de 5.000 L, passando antes por uma nova filtragem mecânica principalmente para retirada do excesso de bactérias em suspensão, que formam grumos no biofiltro e se soltam. O controle de temperatura é realizado nesta última caixa por termorreguladores. A oxigenação da água é realizada desde o biofiltro até a caixa de reposição (Esquema 1).



Esquema 1. Resumo dos processos envolvidos no sistema de recirculação utilizado no LAPAD.

No LAPAD existem três sistemas completos e independentes, onde é possível alterar a temperatura, salinidade e oxigenação de cada sistema, ou ainda parar um sistema para limpeza e manter a recirculação com os demais sistemas. A identificação de cada sistema é feita pelas cores azul, amarelo e vermelho (Figura 6, A). A utilização de mais de um sistema tem caráter experimental, visto que se pode analisar uma grande quantidade de fatores simultaneamente no mesmo local, sendo o sistema mecânico todo controlado por um painel de controle (Figura 6, B). Cada sistema tem capacidade máxima de 22.000 L, e uma vez ao ano passam por um rigoroso vazio sanitário com duração de um mês.

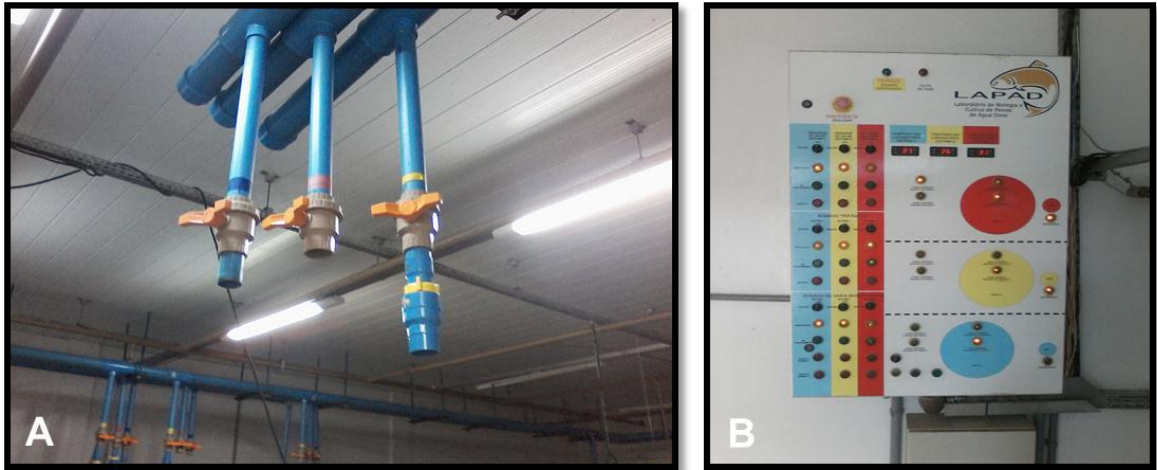


Figura 6. (A) Saída dos sistemas dentro dos laboratórios sendo identificadas com cores diferentes; (B) Painel de controle individual de cada sistema. LAPAD/UFSC/2013.

Os sistemas também são identificados com cores diferentes em suas tubulações e instrumentos que normalmente são restritos a utilização de cada sistema, medida tomada para evitar possíveis contaminações cruzadas entre os sistemas (Figura 7. A e B).



Figura 7. (A e B) Utensílios identificados com exclusividade de cada sistema. LAPAD/UFSC/2013.

2.1.3 Controle de qualidade de água

Para que se obtenha qualidade de água na aquicultura de forma sustentável, é necessário que se tenha um equilíbrio dinâmico de todas as variáveis do ambiente (ARANA, 2004). Como em ambientes de cultivo, a renovação da água não fica muito longe do limite para a quantidade de peixes,

são feitas análises da água constantemente para que não desencadeiem diversos problemas.

Normalmente são realizadas análises físicas e químicas para manter o equilíbrio do sistema produtivo, entre as mais comumente analisadas podemos citar: temperatura; pH; salinidade; oxigênio dissolvido; condutividade; amônia total ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$); nitrito (NO_2^-); nitrato (NO_3^-); alcalinidade e dureza.

Cada parâmetro de qualidade da água tem sua importância e muitas vezes uma está correlacionada com a outra, no caso da temperatura ela interfere na absorção de oxigênio, precipitação de compostos, na aceleração ou retardamento da atividade biológica, sendo que variações drásticas podem causar a morte de peixes. Cada espécie de peixe possui o seu pH ideal, e quanto mais fora da sua faixa de aceitação, maior as chances do peixe morrer. Já a salinidade é a quantidade de sal presente na água. A tolerância à salinidade varia de espécie para espécie, sendo que salinidades maiores muitas vezes contribuem para melhor sanidade do local. Um dos parâmetros mais importantes talvez da piscicultura se trate do oxigênio dissolvido, que na falta dele pode provocar problemas diretos na respiração, e indiretamente participa de todas as reações de oxidação e redução do ambiente. A condutividade se trata da quantidade de elétrons na água, quanto maior a dissolução de eletrólitos na água, maior a condutividade. Já a amônia total tem a forma não ionizada (NH_3) que é altamente tóxica aos peixes, e sua concentração em relação ao NH_4^+ varia de acordo com o pH. Quanto mais alcalino, mais NH_3 . Não menos importante é o nitrito, que é tóxico aos peixes, pois induz a formação de metahemoglobina, na qual o ferro está na forma férrica (Fe^{+3}), incapaz de transportar oxigênio, causando morte dos peixes por asfixia. Já o nitrato, quando em alta quantidade torna-se tóxico causando problemas sobre a osmorregulação. Em sistemas de recirculação pode causar problemas devido à nitrificação da amônia. A alcalinidade é a capacidade da água para neutralizar ácidos devido à presença principalmente de íons bicarbonato, íons carbonato e hidroxilas. E por fim a dureza é a medição de sais totalmente solúveis na água. Sendo importante para o crescimento dos peixes.

Em função destes fatores, os sistemas do LAPAD são diariamente acompanhados com a coleta dos parâmetros de qualidade de água como:

oxigênio dissolvido (mg/L), temperatura (°C), pH, condutividade elétrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) e salinidade (ppt).

Tabela 1. Média de 60 dias de oxigênio dissolvido (OD), pH, condutividade (CD), salinidade (SL) e temperatura (TE) dos três sistemas de recirculação de água do LAPAD

Sistema	OD (mg/L)	pH	CD($\mu\text{S}/\text{cm}$)	SL (ppt)	TE (°C)
Vermelho	7,09	6,91	3,66	1,91	25,12
Amarelo	7,51	7,25	2,38	1,26	23,30
Azul	6,77	7,10	0,64	0,29	28,47

É possível observar que os parâmetros de oxigênio dissolvido e pH não são influenciados drasticamente dependente do sistema como a condutividade, salinidade e temperatura. O sistema vermelho foi adequado a receber as larvas pós-incubação, para tanto é nítido o sua maior condutividade e salinidade, que são específicos na larvicultura para evitar a infestação de parasitas e protozoários. O sistema amarelo estava planejado para receber apenas os animais dos experimentos de digestibilidade, no caso somente os cacharas, por tanto o sistema estava totalmente adaptado para o conforto térmico desses animais. É possível observar que a salinidade no sistema azul era mínima, parâmetro esse corrigido com rigor no LAPAD, já que neste sistema estavam alojados os reprodutores que não tem a necessidade de ficar em um ambiente salino, resposta essa que teve influência na condutividade que esta diretamente correlacionada com o teor de sal na água.

2.2 Peixes nativos

A piscicultura de espécies nativas vem ganhando importância no Brasil nas últimas décadas com o desenvolvimento de tecnologias de cultivo. O motivo que leva um grupo a estudar sobre uma determinada espécie é diverso, podendo ser pela presença de características zootécnicas desejáveis, ou até pelo perigo de extinção da espécie. O aumento da oferta de peixes nativos oriundos da piscicultura reduz a pressão sobre as populações selvagens. E quando os estoques naturais estão baixos, também é possível realizar a reposição de formas

juvenis, repovoando ambientes e reduzindo o risco de extinção de espécies (WEINGARTNER et al., 2008).

Segundo Zaniboni-Filho (2004), existe uma grande diversidade de espécies nativas, algumas delas com excelentes características para piscicultura. Mas o grande problema ainda é a falta de informações que possibilitem a implantação de um processo de cultivo. Por isso ainda hoje a piscicultura de espécies exóticas domina o mercado brasileiro.

Muitos trabalhos foram e continuam sendo realizados com finalidade de gerar técnicas para facilitar os processos de cultivo e a reprodução de espécies nativas. Segundo CASTAGNOLLI (2004), com o aumento dos conhecimentos sobre reprodução induzida de diversas espécies em 1970, ocorreu um grande aumento da piscicultura de peixes nativos. Mas ainda hoje, um dos grandes entraves ainda é a pequena produção de alevinos.

Atualmente o LAPAD visa mais fortemente o estudo de espécies nativas, com destaque para o suruvi (*Steindachneridion scriptum*), jundiá (*Rhamdia quelen*), piava (*Leporinus obtusidens*), e cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) (Figura 8).



Figura 8. (A) *Steindachneridion scriptum*; (B) *Rhamdia quelen*; (C) *Pseudoplatystoma fasciatum*; (D) *Leporinus obtusidens*. LAPAD/UFSC/2013.

O potencial das espécies nativas para a piscicultura ainda é discutido, porém, com o aumento dos estudos, novas técnicas produtivas poderão surgir,

incrementando a produção destes peixes e, conseqüentemente, gerando crescimento da piscicultura de espécies nativas no país.

3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO LAPAD

As atividades desenvolvidas durante o estágio estavam relacionadas à reprodução do jundiá (*Rhamdia quelen*), sendo possível o acompanhamento da seleção de reprodutores, indução hormonal, desova, incubação, larvicultura, tratamento de enfermidades e identificação e marcação dos reprodutores.

3.1 Reprodução de Jundiá (*Rhamdia quelen*)

3.1.1 Seleção de reprodutores

Os plantéis de reprodutores do LAPAD são de animais capturados na natureza e que há três anos são mantidos em condições controladas dentro do laboratório para indução assistida.

Realizou-se a seleção da seguinte maneira: visualização de fêmeas com o abdômen dilatado e macio, e que apresentam a papila genital intumescida e avermelhada; e realização de pressão abdominal, até que fosse eliminada uma pequena quantidade de ovócitos (Figura 9, A). A seleção dos machos foi realizada através da pressão abdominal, de modo que os peixes maduros eliminassem pequenas quantidades de sêmen de acordo com a recomendação de ZANIBONI-FILHO & NUÑE (2004).

Animais que atendessem estes requisitos eram separados por sexo em pequenos tanques redes na mesma caixa experimental, para posterior indução hormonal e desova (Figura 9, B).

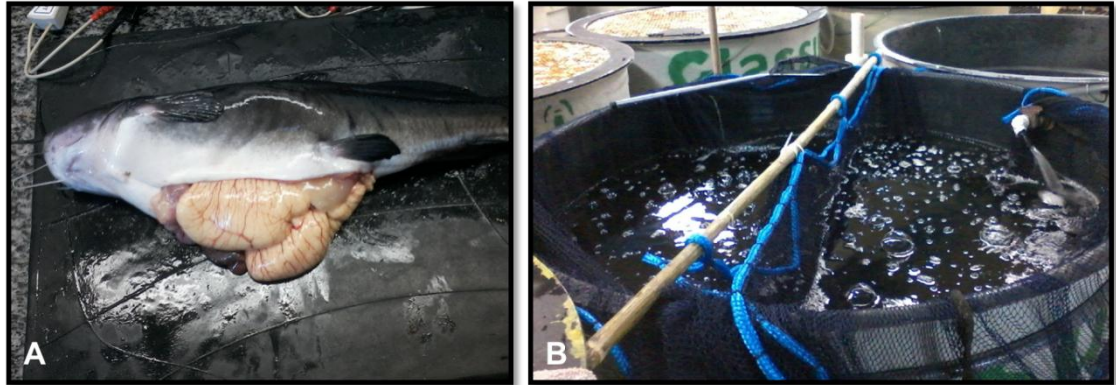


Figura 9. (A) Fêmea de jundiá em estágio de maturação sem indução hormonal; (B) Tanques redes com animais selecionados para indução hormonal. LAPAD/UFSC/2013.

3.1.2 Indução hormonal, desova e incubação

Após a seleção, as fêmeas receberam a primeira dose de hormônio de extrato pituitário de carpa (EPC) aplicado em duas doses com concentração de 0,5 mg/Kg de peixes na primeira dosagem e 5 mg/Kg de peixes na segunda aplicação. O intervalo entre a primeira e a segunda dose, deve ser em torno de aproximadamente 12 horas. Para diluir o EPC, usou-se soro fisiológico com concentração de 0,9% numa relação de 1ml/Kg de animal. Nos machos foi realizada uma única aplicação de hormônio, no mesmo momento em que era aplicada a segunda dose de hormônio nas fêmeas.

A aplicação do extrato hipofisiário foi realizada junto à base da nadadeira peitoral, com o auxílio de uma seringa descartável (Figura 10). Tendo o cuidado para que o hormônio aplicado não fosse expelido através de contrações musculares.



Figura 10. Aplicação do extrato hipofisiário via intramuscular. LAPAD/UFSC/2013.

Após a aplicação do hormônio, estimava-se o horário da desova por meio do “hora grau”, que é o somatório das temperaturas da água onde estão mantidos os reprodutores, medidas a cada hora, após a indução até o momento da desova. Para o jundiá, a hora grau varia com a temperatura da água e com o número de doses aplicadas segundo BALDISSEROTTO, 2004 (Tabela 3).

Tabela 2. Horas grau e tipo de aplicação hormonal para desova do jundiá.

Dose (extrato hipofisiário)	Temperatura (°C)	Hora Grau (°C.h)	Tempo de desova após indução (h)
Duas doses	22-27	220-240	12-15
Única 4 mg/Kg	24	264-288	11-12
Única 5 mg/Kg	24	288-336	12-14
Única 5 mg/Kg	22	336-352	15-16

Fonte: BALDISSEROTTO, 2004

Após 220-240 hora-graus da última dosagem, aconteceu a desova. Nesta etapa as fêmeas foram secas com o auxílio de panos e realizada a massagem abdominal no sentido anterior-posterior (Figura 11). O objetivo é de extrusar os ovócitos, que foram acondicionados em um recipiente completamente limpo e seco, para evitar contaminação e hidratação dos ovócitos antes do momento adequado (SILVA et al., 2004).



Figura 11. Extrusão de ovócitos de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2013.

Após obter os ovócitos das fêmeas, realizou-se a coleta de sêmen dos machos, também através de massagem abdominal (Figura 12). Todos os materiais utilizados e os peixes foram secos, no momento da coleta, para não ocorrer a ativação dos gametas. Visando aumentar as chances de fecundação do maior número de ovócito, no geral, misturou-se o sêmen de dois machos para posterior homogeneização com os ovócitos. Posteriormente, para ativação dos gametas, foi adicionado água a temperatura ambiente num volume equivalente a cerca de cinco vezes o volume de óvulos, proporcionando a fertilização dos óvulos (ZANIBONI FILHO & WEINGARTNER, 2007). A quantidade de água adicionada quando em uma quantidade pequena, pode causar a obstrução da micrópila, enquanto muita água reduz as chances dos espermatozoides encontrarem a micrópila dos óvulos para a fertilização segundo WOYNAROVICH & HORVÁTH, 1983.



Figura 12. Extração de sêmen de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2013.

Após a fecundação, os ovos foram colocados na incubadora para seu desenvolvimento embrionário até a eclosão. Estas incubadoras possuem um sistema de abastecimento de água, que promove uma boa movimentação dos ovos na fase inicial, promovendo também uma vazão controlada de água de acordo com o desenvolvimento embrionário e larval (Figura 13, A e B).



Figura 13. (A) Incubadoras do tipo cilindro-cônica capacidade 56L; (B) Incubadoras do tipo cilindro-cônica capacidade 200L. LAPAD/UFSC/2013.

As incubadoras, possuem capacidade de aproximadamente 56 e 200 L de água, onde os ovos são colocados para eclosão. A densidade varia de acordo com as necessidades de produção e se houve algum tratamento diferenciado no momento da fecundação, como por exemplo, a triploidia ou realização de algum experimento de pesquisa, caso contrario se a reprodução não fosse com fins

experimentais a densidade das incubadoras era estabelecido pela quantidade de ovos produzidos por cada fêmea, sendo no máximo 400g por incubadora de 200L. Durante um período de três a cinco dias ocorreu à eclosão dos ovos. Este tempo pode ser influenciado pela temperatura da água, ocorrendo menor período de incubação quando em temperaturas forem mais altas que 26 °C.

3.1.3 Larvicultura.

A larvicultura inicia-se nas incubadoras com a eclosão dos ovos, entre o terceiro e quinto dia, sendo realizada uma limpeza após este momento para evitar a contaminação e mortalidade de larvas, retirando-se os ovos que não eclodiram e as membranas dos ovos eclodidos.

A partir da eclosão das larvas, inicia-se a alimentação exclusivamente com náuplios de *Artemia sp.* durante a primeira semana, com um consumo diário de cerca de 500 náuplios/larva/dia. A *Artemia salina* é um microcrustáceo amplamente utilizado em todo mundo por possuir um alto valor biológico na alimentação de larvas, além de possuir boa capacidade de armazenamento e uma fácil eclosão dos cistos.

Para eclosão dos cistos de *Artemia sp.* utilizou-se um sistema de certo modo simples, mas eficiente, com a utilização de garrafas pet dispostas com o fundo para cima e aeração pela tampa (Figura 15). A eclosão dos náuplios de *Artemia sp.* foi realizada em incubadoras com capacidade de 1,5 litro, onde foi utilizado 1,5 g de cistos de *Artemia sp.* e 22 g de sal, mantendo a incubação numa temperatura de 25°C até a eclosão dos náuplios, observada após cerca de 18 horas, onde tampava-se a garrafa com plástico escuro e cortava-se a aeração, restando luz apenas na parte de baixo da garrafa. Devido aos náuplios possuírem fototropismo positivo, se concentravam na parte inferior e podiam ser facilmente removidos pelo fundo, enquanto que os cistos que não eclodiram ficavam flutuando e puderam ser facilmente descartados.



Figura 14. Incubação de Artêmias. LAPAD/UFSC/2013.

Após cerca de cinco dias as larvas foram transferidas para caixas. Nesse momento se dá início ao processo de separação das larvas por tamanho, com a finalidade de evitar o canibalismo (Figura 15).



Figura 15. Canibalismo em larvas de jundiá. LAPAD/UFSC/2013.

A artêmia continua sendo utilizada na alimentação das larvas até a terceira semana, embora entre a segunda e a quarta semana se introduz adicionalmente coração bovino triturado na dieta das larvas. A partir da quarta semana é eliminado o fornecimento de artêmia na alimentação, sendo substituída por ração farelada comercial.

3.1.4 Tratamento de Enfermidades

Com o intenso crescimento da piscicultura de água doce, cada vez mais, busca-se aumentar o volume de peixes produzidos em um menor volume de água. Contudo, com a intensificação do confinamento no ambiente de cultivo, podem surgir problemas com o aparecimento de organismos indesejáveis. Estes organismos poderão prejudicar a criação dos peixes, podendo em alguns casos ocorrer uma grande redução na população em um curto período de tempo. Para contornar esta situação, algumas medidas podem ser tomadas a fim de amenizar ou eliminar o impacto causado por estes organismos nocivos. No LAPAD, é constante o aparecimento de dois patógenos com maior incidência e que podem comprometer a produtividade se não tratados e manejados corretamente, a *Lernea cyprinaceae* e o *Ichthophthirus multifiliis*.

A lerneose é causada por *Lernea cyprinaceae*, um crustáceo que chama a atenção por ser quase sempre visível de imediato. Sua ação sobre os peixes pode ser direta, podendo ao mesmo tempo, funcionar como vetor de algumas doenças causadas por vírus, causando grandes prejuízos nos cultivos de peixes de água doce. Estes crustáceos são geralmente encontrados nas brânquias e base das nadadeiras, causando lesões que podem provocar leves hemorragias e possibilidade de infecção de fungos e bactérias presentes nos locais de cultivo. Os prejuízos causados são a perda de peso dos animais, e alteração no comportamento. Na ocorrência deste crustáceo utilizou-se para controle Dimilin® (diflubenzuron), aplicado nos tanques onde se encontram estocados as matrizes e alevinos, numa concentração de 300 g do produto para cada 1000 m² de área segundo PAVANELLI et al. (1998).

O *Ichthophthirus multifiliis*, conhecido popularmente por ictio, é um protozoário ectoparasita que se localiza na pele e brânquias dos peixes. É o parasita responsável pelos maiores prejuízos em nível mundial para a piscicultura como também no LAPAD. A doença causa pontos brancos espalhados pelo corpo e pelas brânquias e aparece com maior frequência onde ocorrem oscilações térmicas bruscas, ou em lugares que possuem qualidade de água inadequada, provocando o estresse nos peixes e favorecendo a disseminação. É uma doença

difícil de ser tratada, principalmente em tanques de grande porte, por se propagar rapidamente.

Quando constatado o aparecimento no laboratório, foi realizado um vazão sanitário, com limpeza e desinfecção de todo o sistema de circulação e recirculação de água. Nos animais infectados, realizou-se banhos de sal na concentração de 10 g por litro em caixas de 1000 L, a fim de controlar e erradicar a doença de acordo com PAVANELLI et al. (1998). Porém, mesmo assim o ictio é atualmente o maior problema encontrado pelo LAPAD, que vem lutando com o aparecimento desse parasita há alguns anos, e vem tendo prejuízos em diversas pesquisas desenvolvidas com alevinos principalmente.

3.1.5 Identificação e marcação de reprodutores

Todos os animais com fins para reprodução e alguns com fins experimentais mantidos atualmente no LAPAD são identificados e monitorados com a ajuda de chips magnéticos, denominados de Tags (PIT®, DART®). Cada chip armazena um número único que possibilita o acompanhamento do animal em um banco de dados que registra desempenhos reprodutivos, formando assim um histórico individual.

Os chips são introduzidos no músculo dorsal com a ajuda de uma seringa específica para implantação do mesmo (Figura 16, A). A leitura dos chips é realizada com a ajuda de um leitor digital (Figura 16, B).

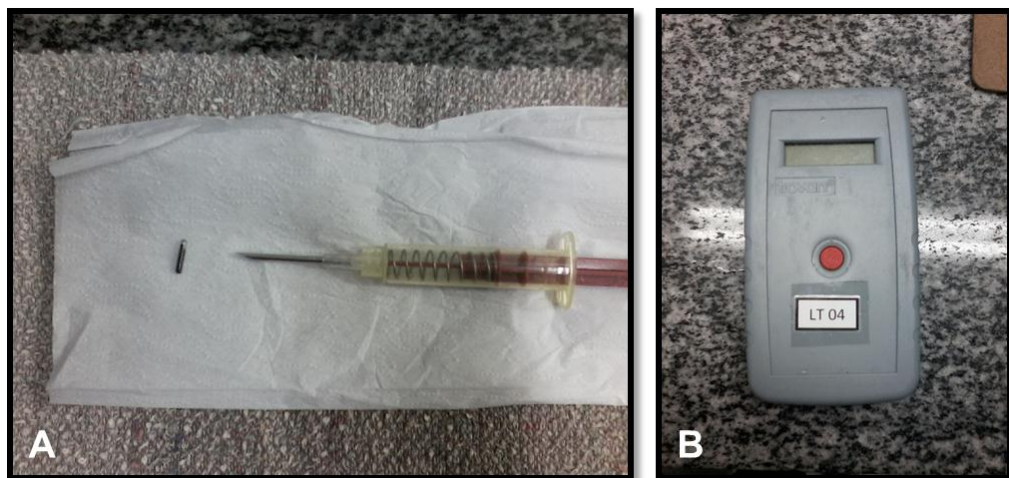


Figura 16. (A) Chip e aplicador. (B) leitor digital dos chips. LAPAD/UFSC/2013.

4. OUTRAS ATIVIDADES REALIZADAS

Durante o estágio foram acompanhadas algumas pesquisas que estavam em andamento no laboratório de trabalhos de conclusão de curso, dissertações e teses. Entre os temas abordados estão características e rendimento corporal do Suruvi, toxicidade aguda do eugenol, bioimpedância, marcação química com oxitetraciclina, reversão sexual indireta, uso de biofoco na piscicultura, desempenho larval e crescimento de pós-larvas diploides e triploides.

4.1 Características e rendimento corporal do suruvi (*Steindachneridion scriptum*)

O suruvi, *Steindachneridion scriptum*, é um siluriforme de grande porte, nativo da bacia do alto rio Uruguai e do alto Paraná. A espécie apresenta características desejáveis para produção em cativeiro, como o comportamento dócil, com aparente baixo nível de estresse aos principais manejos, e manutenção da alimentação nas épocas mais frias na região sul. A obtenção de dados referentes aos formatos do corpo, razões morfométricas e rendimentos corporais de uma determinada espécie é importante para a sua caracterização e necessário para a avaliação de seu potencial produtivo. As características morfométricas são parâmetros importantes para a industrialização do pescado, pois são indicativos da conformação do filé e percentual de resíduos para diferentes aproveitamentos, além de possibilitar se possível à diferenciação sexual pelas diferenças anatômicas. O objetivo do trabalho foi estabelecer as relações corporais e rendimentos do suruvi (*Steindachneridion scriptum*) agrupados por sexo (ZANIBONI FILHO & WEINGARTNER, 2007).

O experimento foi conduzido na base de apoio do Reservatório de Itá e no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD) da Universidade Federal de Santa Catarina, com a utilização de 30 machos e 30 fêmeas de suruvi, com 62 meses de idade.

Até 72 horas anteriores ao abate experimental, os peixes foram arraçoados com ração comercial contendo 42% PB e mantidos em tanques-rede na represa de Itá (divisa de RS e SC). O abate foi realizado por meio de choque térmico a frio. A coleta de dados foi realizada em duas etapas.

Na primeira etapa realizada ainda na fazenda de Itá, foram tomadas seis medidas corporais: peso total, altura do corpo, largura do corpo, perímetro maior, peso eviscerado, peso das vísceras (Figura 17, A). Os peixes foram eviscerados, com abertura ventral do orifício urogenital até os ossos das mandíbulas. Foi retirado de todo conteúdo da cavidade celomática e sexados visualmente. Foi coletada uma amostra parcial das gônadas para posterior confirmação dos sexos em laboratório (Figura 17, B).

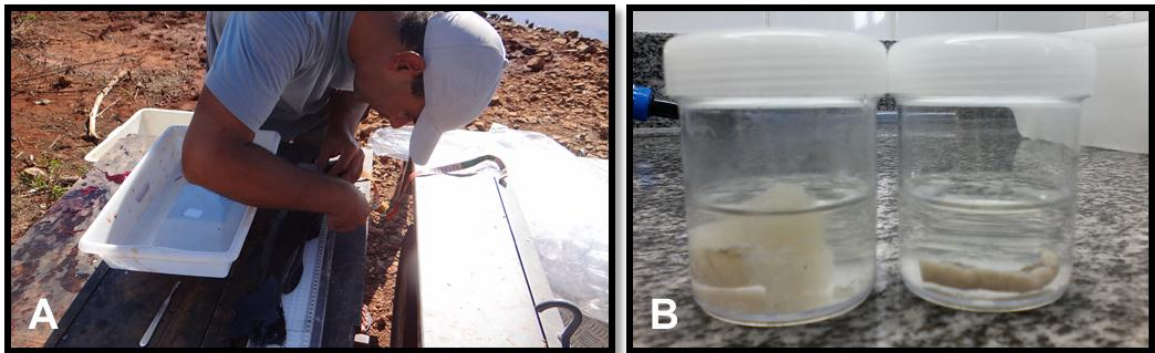


Figura 17. (A) Primeira etapa do experimento com medidas corporais após o abate; (B) gônada feminina à esquerda e masculina à direita. LAPAD/UFSC/2013.

Em seguida, os peixes foram lavados com água clorada (5ppm), embalados individualmente em sacos plásticos identificados, mantidos resfriados em gelo na proporção de 1:2 (1 Kg de peixe para 2 Kg de gelo) e transportados para o LAPAD, onde passaram por processamento e filetagem.

A filetagem e as medidas foram realizadas pelas mesmas pessoas em todos os peixes para melhor padronizar o processo e reduzir erros inerentes ao operador. Nesta segunda etapa, realizada 24 horas após o abate, foram obtidas 14 medidas corporais: comprimento total, comprimento padrão, comprimento de cabeça, perímetro peduncular, peso da carcaça, peso do filé (Figura 18, A), peso dos resíduos para farinha de peixes, peso da cabeça (Figura 18, B), peso dos resíduos de polpa, comprimento total do filé, largura do filé, peso dos músculos abdominais, espessura do filé e peso da pele.

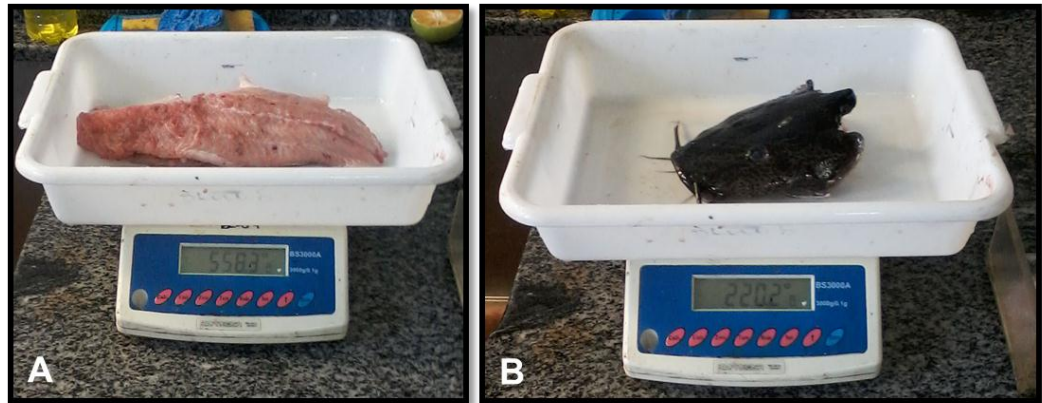


Figura 18. (A) peso dos filés; (B) peso da cabeça. LAPAD/UFSC/2013.

As medidas de comprimento foram realizadas com ictiômetro (precisão de 1mm), as medidas de altura e largura foram obtidas com paquímetro (precisão de 0,1 mm) e as medidas perimetrais com fita métrica (precisão de 1 mm). As medidas de peso foram realizadas com balança digital (precisão de 0,1 g) (Figura 19 A, B e C). Com base nas medidas obtidas, foram estimadas variáveis de rendimento e razões morfométricas.



Figura 19. (A) mensuração da espessura do filé; (B) mensuração da largura do filé; (C) Comprimento padrão. LAPAD/UFSC/2013.

4.1.1 Resultados

O acompanhamento e o desenvolvimento das atividades relacionadas a este experimento possibilitou um maior conhecimento teórico e prático das regiões anatómicas e comerciais mais utilizadas na produção de pescado além de capacidade de diferenciação sexual pela visualização das gônadas. Foi possível observar superficialmente uma diferença anatômica entre machos e fêmeas de suruvi, principalmente em relação ao tamanho da cabeça e peso visceral que foi

aparentemente maior nas fêmeas em relação aos machos, o que comprova a maior reserva corporal das fêmeas para o suprimento do estágio reprodutivo.

4.2 Toxicidade aguda e concentrações ideais de eugenol para indução e recuperação à anestesia em piavas (*Leporinus obtusidens*) e suruvi (*Steindachneridion scriptum*).

A alta produtividade na criação de animais geralmente não tem sido compatível com práticas que visem o bem-estar dos animais (VOLPATO, 2007). A fim de diminuir possíveis efeitos adversos que a alta produtividade possa induzir aos animais indica-se o uso de anestésicos. O uso destes atende à questões éticas, que preconizam o uso de produtos para evitar ou minimizar o sofrimento dos peixes nas práticas rotineiras nas estações de piscicultura, como as biometrias, o transporte, a extrusão de gametas, a marcação, os exames físicos e os procedimentos cirúrgicos (HUBBEL *et al.*, 1989; ROSS & ROSS, 2008).

Vários anestésicos são atualmente utilizados para peixes (MS-222, benzocaína, eugenol e o mentol), porém não existem leis que regulamentem o seu uso para peixes no país. Por tanto os anestésicos devem ser estudados a fundo objetivando determinar a eficiência e a dosagem correta para cada espécie, levando em consideração a fácil utilização e a disponibilidade no mercado, o que torna o eugenol o possível anestésico com maior utilização.

O eugenol é um composto fenólico resultado da destilação das folhas, flores (incluindo talos) das árvores de cravo-da-Índia (*Syzygium Aromaticum*), sendo sua substância ativa o composto fenólico eugenol (4-alil-2- metoxifenol- $C_{10}H_{12}O_2$), cuja concentração varia de 70 a 95% da composição total do óleo essencial do cravo (MAZZAFERA, 2003), que atua como depressor do sistema nervoso central (ANDERSON *et al.*, 1997).

O objetivo do trabalho é determinar a concentração ideal de eugenol e a influência das concentrações testadas através da análise dos estágios/tempos de indução e recuperação a anestesia, para peixes das espécies *L. obtusidense*, *S. scriptum* em diferentes comprimentos corporais, além de determinar as concentrações letais para as duas espécies.

Os animais utilizados são unidades que estão sendo mantidas no laboratório como animais experimentais rotineiros com comprimentos de: 5, 25,

45 cm, provenientes de desovas induzidas de reprodutores selvagens coletados na natureza. Durante o período experimental, os peixes foram mantidos em tanques estoque com capacidade de 1.000 L, classificados por tamanho e espécie, utilizando-se oito tanques no total. Os tanques estoque estão ligados a um sistema de recirculação de água com temperatura constante, aeração contínua e filtração mecânica e biológica. Os peixes estão sendo alimentados com ração comercial extrusada com 36-42%PB, oferecida duas vezes ao dia até a saciedade aparente.

Devido a natureza oleosa do eugenol, as concentrações foram obtidas a partir da diluição deste anestésico em álcool etílico (70%), sendo estocado em uma solução-estoque na concentração de 100 mg/mL^{-1} (VIDAL et al., 2008). As concentrações testadas foram de: 50, 75, 100, 150, 200 e 250 mg L^{-1} de eugenol, além de uma concentração controle sem anestésico.

O ensaio foi caracterizado pelo banho de anestésico, um peixe a cada vez, em aquários individuais com capacidade para 20 litros contendo 10 litros de água com anestésico. Em cada concentração foram testados 27 peixes, totalizando 189 peixes para cada comprimento testados das espécies. A cada repetição uma nova solução foi preparada com total troca da água. O aquário continha aeração contínua e temperatura constante (Figura 20, A). Após a retirada dos peixes do tanque estoque, ocorreu individualmente distribuição em aquário contendo a concentração testada do anestésico. Foi realizada a avaliação do tempo de indução aos estágios de anestesia estabelecidos por Ross e Ross (1999), tendo como estagio máximo a ser medido o estagio V, este induzindo à anestesia profunda (Figura 20, B).

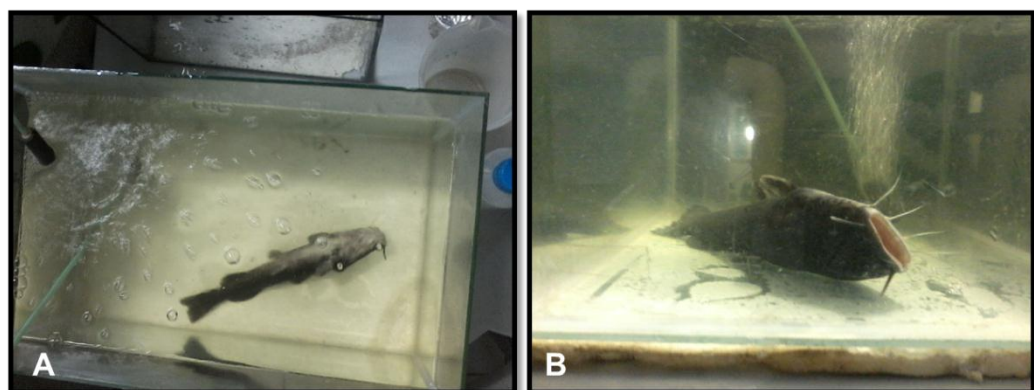


Figura 20. (A) Aquário de teste; (B) suruvi em estágio V de insensibilização. LAPAD/UFSC/2013.

Os tempos necessários para o aparecimento dos padrões comportamentais de cada estágio foram registrados por meio de cronômetros digitais. Para aferir recuperação da anestesia, peixes após indução da anestesia profunda, individualmente foram mantidos em tanques plásticos contendo água sem eugenol. Os estágios de recuperação anestésica foram observados de acordo com os critérios apresentados na tabela 4. Os peixes de todos os tratamentos ainda foram mantidos por uma semana em tanques plásticos ligados a um sistema de aeração contínuo e temperatura constante, sem o eugenol, para possível avaliação comportamental (alimentar e natatória) e a numeração de mortes após cada tratamento.

Tabela 3. Estágios de recuperação anestésica.

Estágio	Resposta comportamental
I	Reaparecimento dos movimentos operculares
II	Retorno parcial do equilíbrio e da capacidade de nado
III	Recuperação total do equilíbrio
IV	Nado e reação a estímulos externos ainda vacilantes
V	Total recuperação do equilíbrio e capacidade normal de nado

Fonte: Modificado de Hikasa et al., (1986).

4.2.1 Resultados

O acompanhamento e o desenvolvimento das atividades relacionadas a este experimento possibilitou um maior conhecimento teórico e prático sobre o plano anestésico ideal para o manejo dessas espécies. Foi possível observar nitidamente que é necessário o estudo do tempo de insensibilização de todas as espécies e em diferentes tamanhos, já que isso foi observado nitidamente entre as duas espécies avaliadas.

4.3 Bioimpedância como ferramenta de análise da composição corporal peixes

A bioimpedância (BIA) é uma ferramenta de análise da composição corporal que consiste na medição da resistência ao fluxo de uma corrente elétrica entre dois pontos no tecido do peixe, e vem sendo testada como alternativa às análises químicas (Figura 21, A e B). Visto que possui uma grande praticidade,

podendo gerar resultados rápidos, de baixo custo e sem a necessidade do sacrifício do peixe analisado (BOSWORTH, 2001).

O objetivo do trabalho em questão é determinar uma fórmula que consiga a partir dos dados gerados pela técnica de bioimpedância estimar a composição corporal do jundiá e da piava sem que o animal tenha que ser sacrificados para análises analíticas.

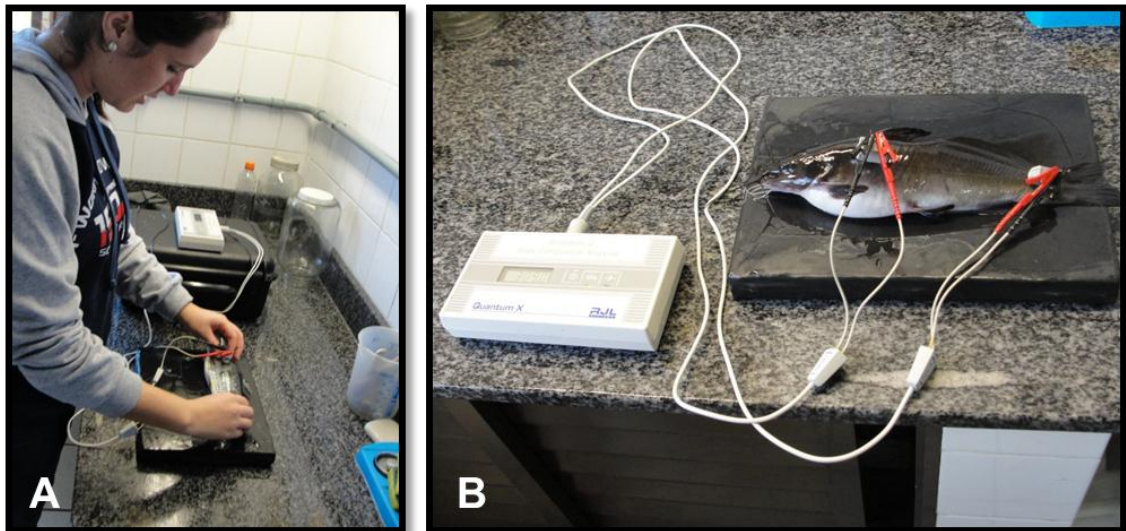


Figura 21. (A e B) Aparelho utilizado para leitura da BIA com o jundiá. LAPAD/UFSC/2013.

Devido à BIA ser um método de análise não letal, ainda sem a necessidade de equipamentos e instalações laboratoriais é possível acompanhar as mudanças na composição corporal do peixe ao longo do seu crescimento (DUNCAN et al., 2007). Este acompanhamento é fundamental para estabelecer estratégias que permitam atender o objetivo do cultivo, já que as propriedades físico-químicas, composição e o valor nutricional da carne dos peixes são influenciados por uma ampla variedade de fatores bióticos e abióticos (DUNCAN et al., 2007).

O mercado consumidor vem exigindo cada vez mais a padronização dos produtos (DUNCAN et al., 2007). No caso dos peixes nativos ainda não existe uma padronização, sendo a comercialização normalmente realizada com peixes inteiros e/ou apenas eviscerados (BOMBARDELLI; SANCHES, 2008). Com a utilização da BIA, é possível melhorar a eficiência na seleção de determinadas características dos peixes, visto que os peixes analisados podem continuar no plantel. Desta maneira é possível aumentar o valor nutritivo, rendimento de carne

e padronização para um posterior processamento na indústria (BOSWORTH, 2001).

No experimento realizado no LAPAD foram utilizadas duas caixas de 1000L para cada espécie: Jundiá (*Rhamdia quelen*) e a Piava (*Leporinus obtusidens*). Um grupo de piava e um de jundiá receberam uma ração com 42% PB que foi adicionada uma camada de óleo de soja externamente, de modo a aumentar o teor de lipídeo, sendo uma dieta de alta energia, enquanto outro grupo de piava e jundiá não receberam ração alguma durante os 60 dias do experimento.

As quatro caixas foram mantidas no mesmo sistema de recirculação, onde os parâmetros oxigênio dissolvido, pH, temperatura e condutividade eram analisados duas vezes ao dia, as 8 e 16 horas, enquanto na sexta feira eram avaliados os parâmetros amônia, nitrito, alcalinidade e dureza.

Cada caixa tinha uma densidade de 15 peixes com peso médio inicial de 400g, a cada 20 dias um grupo de cinco peixes de cada caixa era anestesiado e submetido à análise da técnica de bioimpedância e posteriormente sacrificados com uma superdose de eugenol e armazenados para posterior análise de composição corporal pelos métodos analíticos com a finalidade de uma posterior comparação entre os métodos de análise da composição corporal, BIA e química.

4.3.1 Resultados

Foi possível observar no decorrer deste experimento, que foi acompanhado na íntegra que existem novas tecnologias que hoje já são empregadas para humanos e para outros animais, principalmente de produção, que possibilitam a avaliação da composição corporal sem que necessariamente o animal tenha que ser sacrificado, o que pode contribuir para uma seleção aprimorada dos indivíduos e estabelecer rotineiramente a composição corporal em vivo estimando assim estágios reprodutivos e as melhores fases para o abate.

4.4 Uso de oxitetraciclina para marcação química de juvenis de piava (*Leporinus obtusidens*) para programas de repovoamento: determinação de doses e tempos de tratamento

A população natural de diversas espécies de peixes migradoras neotropicais tem reduzido drasticamente devido a construção de barragens hidrelétricas. As espécies mais prejudicadas são aquelas que apresentam hábitos de piracema, uma vez que essas barragens se transformam em obstáculos intransponíveis, alterando, ou mesmo impedindo o recrutamento em suas populações (AGOSTINHO et al., 2007), em contrapartida, estas espécies, geralmente, são de maior porte e maior valor comercial. Como por exemplo, a piava (*Leporinus obtusidens*) que é uma espécie com distribuição na América do Sul, principalmente, nas Bacias do São Francisco, La Plata, Paraná e Rio Uruguai (ZANIBONI-FILHO; SHULZ, 2003). Como tentativa de minimizar esses efeitos, algumas ações de conservação vêm sendo feitas, como, por exemplo, os programas de repovoamento. Uma das formas de monitoramento da eficiência de ações de estocagem de peixes é através da marcação dos indivíduos soltos.

Muitos métodos de marcação de peixes estão disponíveis, como os Tags (PIT®, DART®), porém todos eles envolvem a manipulação individual dos peixes. (RODRÍGUES-OJEA, 1997), o que torna o trabalho caro e intensivo quando se usa lotes muito grandes de peixes. Adicionalmente, não há no Brasil estudos mostrando a eficiência destas marcas para as espécies nativas e tampouco fabricantes nacionais dessas marcas, de modo que os projetos de marcação dependem da importação desses produtos. Para contornar essa problemática, outros métodos vêm sendo estudados, como, por exemplo, as marcações químicas utilizando Oxitetraciclina (LOCHET et al., 2011), Alizarina (SIMON; DORNER, 2005) e Calceína (LOGSDON; PITTMAN, 2012).

A oxitetraciclina (OTC) é uma substância que se liga aos tecidos calcificados (otólitos, escamas, vértebras) e que apresenta fluorescência quando expostos a luz ultravioleta (UV) (FIELDER, 2002), podendo ser administrada por injeção, incorporação na dieta ou por imersão (MORALES-NIN et al., 2011). Desde o seu isolamento e desenvolvimento, em 1950, a OTC tornou-se um dos antibióticos mais utilizados na Aquicultura (XU; ROGERS, 1994). Portanto, o

objetivo deste estudo foi definir os procedimentos de marcação química para juvenis de piava, utilizando OTC.

Foram utilizados 20 juvenis de piava por tratamento, com comprimento médio de 10 cm, estocados em caixas de 12 L. Foram utilizadas diferentes concentrações de OTC (50, 100, 150, 300, 500 e 800 mgL⁻¹) em diferentes tempos de imersão (6, 12 e 24 h), totalizando 18 tratamentos. Os peixes permaneceram em jejum, sem troca de água e com temperatura controlada. Os níveis de oxigênio dissolvido e pH também foram controlados. A água dos tanques foi completamente renovada após o período de imersão previsto (Figura 22, A).

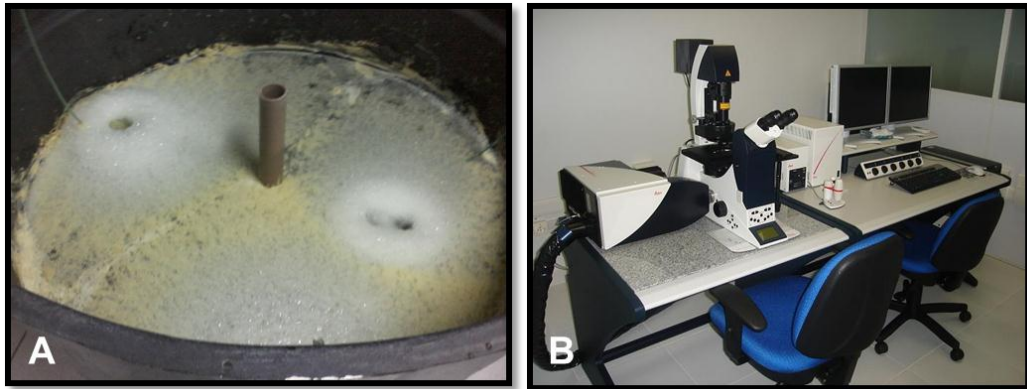


Figura 22. (A) Banhos de imersão com oxitetraciclina; (B) microscópio confocal com luz UV. LAPAD/UFSC/2013.

Para a avaliação da marcação foram retiradas escamas de três exemplares de cada tratamento. As escamas foram colocadas em lâminas para análise em microscópio confocal com luz UV na faixa de 405 a 660 nm, sob aumento de 10x, com captador de imagem acoplado (Figura 22, B).

O próximo passo do experimento será o repovoamento desses indivíduos na bacia do rio Uruguai, e captura anual de exemplares para averiguação da efetividade da marcação química.

4.4.1 Resultados

Foi possível no decorrer desse experimento observar a ampla utilização da OTC, principalmente como marcador químico, já que foi visível a eficiência da marcação do antibiótico nas escamas (Figura 23. A, B, C, D), além de compreender melhor sobre a importância da marcação principalmente para a

identificação da mudança de hábito de espécies migratórias na natureza. Outros aspectos que foram bastante validos no decorrer desse experimento foi o aprimoramento das técnicas de microscopia, química, segurança no trabalho e desenvolvimento de varias técnicas de marcação utilizadas hoje para peixes no mundo todo.

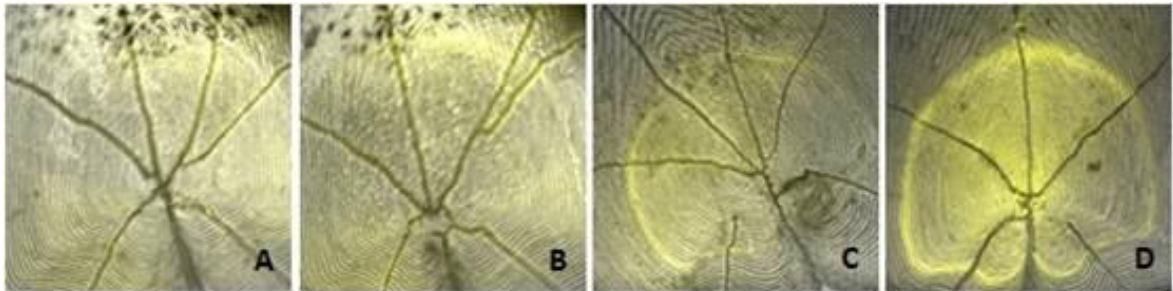


Figura 23. Avaliação da qualidade das marcas: (A) marca ausente; (B) fraca intensidade; (C) média intensidade; (D) forte. LAPAD/UFSC/2013.

4.5 Reversão sexual indireta e cultivo monosexo feminino de *Rhamdia quelen* tanques-rede.

O jundiá apresenta algumas características que são consideradas indesejáveis para a produção intensiva desta espécie, como maturação precoce e crescimento heterogêneo durante a engorda. As fêmeas apresentam crescimento maior em cultivo quando comparados aos machos (FRACALLOSSI et al., 2002). O menor crescimento dos machos possivelmente está ligado à sua maturação sexual precoce, onde parte da energia e da proteína da dieta é utilizada na síntese de tecido gonadal (BALDISSEROTTO & NETO, 2004).

Para obtenção de animais com tamanho mais homogêneo na despesca, uma alternativa disponível seria a aplicação da técnica de reversão sexual para cultivar apenas fêmeas de jundiá, com o intuito de aproveitar o maior crescimento das fêmeas em cultivo.

O controle do sexo fisiológico em peixes é possível pelo fato de que, enquanto o sexo genético é determinado no momento da fecundação, a determinação fenotípica do sexo é mais tardia. Na fase inicial da embriogênese, o embrião de peixe não é macho e nem fêmea, pois não apresenta ovário, testículo ou qualquer característica associada ao sistema reprodutor. No entanto

o embrião apresenta precursores embriológicos de ovário e de testículo, as chamadas células germinativas primordiais e, neste estágio do desenvolvimento o embrião pode se desenvolver em macho ou em fêmea (TOLEDO-FILHO *et al.*, 1996).

Em um determinado momento do desenvolvimento embriológico, que é específico para cada espécie de peixe, será produzido um sinal químico originado de um gene ou de um conjunto de genes informando às células germinativas primordiais em que direção se desenvolver. Portanto, no espaço de tempo que antecede o envio deste sinal químico, o sexo fisiológico pode ser alterado se o peixe ingerir ou absorver esteróides anabolizantes que direcionem a expressão das células germinativas primordiais. Apesar de ser espécie-específico, a diferenciação do sexo fenotípico em peixes geralmente ocorre após o período final de absorção do saco vitelínico e de início da alimentação exógena.

Diferentes hormônios naturais ou sintéticos têm sido utilizados na reversão sexual de peixes, sendo que o mais utilizado entre os andrógenos é a 17 α -metil-testosterona e entre os estrógenos o 17 β -estradiol, que podem ser aplicados misturados à ração ou em banhos de imersão (TOLEDO-FILHO *et al.*, 1996).

Para a obtenção de lotes monosexo de fêmeas, que seria o ideal para o cultivo do jundiá, existe a possibilidade de se realizar a reversão sexual indireta, que vem sendo empregada nos cultivos de salmonídeos (HUNTER *et al.*, 1983; PIFERRER & DONALDSON, 1989), evitando a aplicação de hormônios na progênie destinada ao cultivo.

No experimento a reversão sexual foi feita de forma indireta, a aplicação de hormônio foi apenas no plantel de reprodutores que irá originar a progênie, de forma que os animais que serão utilizados na engorda não terão recebido hormônio. Também serão realizadas análises da composição centesimal dos peixes cultivados.

Durante o estágio foi acompanhada a fase inicial deste experimento (21 dias, fase larval), que consiste efetivamente no oferecimento de ração incorporada com diferentes níveis do hormônio 17 α -metil-testosterona, para masculinizar larvas de jundiá. Posteriormente, os chamados neomachos (indivíduos geneticamente fêmeas masculinizadas) serão cruzados com fêmeas

normais e produzirão progênie 100% feminina. Na etapa seguinte será avaliado o crescimento de jundiás em tanques-rede, comparando-se: lote com sexos misturados (♀ e ♂), monosexo masculino (♂) e monosexo feminino (♀), além de determinar a composição proximal das dietas utilizadas e a composição corporal dos peixes cultivados.

4.5.1 Produção das larvas de jundiá

Reprodutores de jundiá foram selecionados dentro do plantel do LAPAD, seguindo os critérios de maturação das gônadas descritos por Woynarovich & Horváth (1980), para serem induzidos à reprodução por meio da aplicação de hormônio.

Após a seleção, as fêmeas receberam duas doses (0,5 mg/kg e 5,0 mg/kg) de extrato de pituitária da carpa (EPC), em intervalo de 12 horas, e os machos receberam apenas a segunda dose deste hormônio.

Depois de terminado o tempo de latência, quando ocorre a maturação final dos gametas, foi procedido à extrusão. Os óvulos e espermatozoides foram recolhidos separadamente para posterior mistura, sendo que a fertilização ocorreu após a adição de água a essa mistura. Os ovos fertilizados foram posteriormente estocados em incubadoras (cilindro-cônicas) abastecidas por um sistema de recirculação de água durante todo o desenvolvimento embrionário.

4.5.2 Larvicultura

Nesta fase foram testadas as diferentes dosagens de hormônio masculinizante, misturado na ração, sendo testadas quatro concentrações: 0, 60, 80 e 100 mg de 17 α -metil-testosterona por kg de ração em pó contendo 42% de PB. A incorporação do hormônio na ração foi realizada de acordo com a metodologia descrita por SHELTON et al. (1981), diluindo-se inicialmente o hormônio em álcool etílico (92%) para incorporação à ração (Figura 24, A).

Após o período de incubação e desenvolvimento inicial das larvas, que duraram 48 horas, as larvas já em estágio de desenvolvimento que permitia o início da alimentação exógena, foram divididas em doze grupos de 300 larvas e estocadas separadamente para a realização dos testes de larvicultura. Foram

utilizadas unidades experimentais de 10 L de volume útil, abastecidas por um sistema controlado de recirculação de água, garantindo uma renovação de água superior a 170% por dia (Figura 24, B). As diferentes dosagens testadas de hormônio incorporadas à ração foram oferecidas durante 21 dias, sendo que o grupo controle recebeu a mesma ração, porém sem adição de hormônio.



Figura 24. (A) Incorporação do hormônio e álcool etílico PA. na ração; (B) Unidades experimentais. LAPAD/UFSC/2013.

Durante esta etapa a concentração de oxigênio dissolvido, a temperatura, a condutividade elétrica e o pH da água foram monitorados a cada 24 horas. A alcalinidade, amônia total e o nitrito foram determinados semanalmente pelos métodos descritos por GOLTERMAN et al. (1978) para alcalinidade e nitrito e pelo Alfakit e pelo método do indofenol (KOROLEFF, 1976), aplicando-se a fórmula descrita por EMERSON et al. (1975) para a obtenção da fração não-ionizada da para amônia.

4.5.3 Resultados

As atividades deste estágio se restringiram ao acompanhamento do experimento até o final da larvicultura (21 dias). As demais fases do trabalho, que consistem na avaliação da masculinização (formação dos neomachos), produção das progênes e análise dos resultados ainda estão em andamento.

4.6 Desempenho produtivo de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) em sistema de bioflocos.

O uso de práticas ambientalmente amigáveis na aquicultura desponta como uma alternativa rentável e sustentável, minimizando os problemas de qualidade de água em criações e reduzindo a quantidade de efluentes gerados pela atividade. Dentre as alternativas de produção nesse sistema destaca-se a criação em bioflocos (“Biofloc Technology”– BFT).

Atualmente diversos estudos estão sendo desenvolvidos sobre a utilização de bioflocos nos sistemas de produção com limitada renovação de água, e também sobre os processos que ocorrem neste tipo de sistema (KUHNS et al., 2009). A produção comercial de tilápias e camarões já é realizada com sucesso utilizando essa tecnologia (WASIELESKY et al., 2006), e outras espécies também podem se adaptar a este sistema de criação.

O sistema BFT consiste em estimular o desenvolvimento de uma densa comunidade microbiana através da manipulação da relação C:N na água de criação, onde bactérias e outros microrganismos, invertebrados, restos de fezes e ração formam os agregados, ou bioflocos (AVNIMELECH, 1999). A comunidade bacteriana presente nos bioflocos utiliza a amônia acumulada na água e a incorpora em biomassa microbiana, que pode ainda ser utilizada como fonte de alimento aos organismos criados (THOMPSON et al., 2002). Os bioflocos podem alcançar níveis de proteína bruta de até 50% PB (AZIM & LITTLE 2008), o que os tornam um alimento interessante para os animais no sistema produtivo, com a possibilidade da redução das taxas de arraçoamento e, conseqüentemente, dos custos com alimentação, conforme observado por AVNIMELECH (1999).

A finalidade deste trabalho foi contribuir para o conhecimento e domínio da técnica de bioflocos aplicado a piscicultura. O Jundiá (*Rhamdia quelen*) vem sendo apontado como uma espécie com potencial para aquicultura na região Sul do Brasil. Os motivos são a boa aceitação pelo consumidor e também a capacidade de suportar as baixas temperaturas do inverno da região (GOMES et al., 2000). Na larvicultura do jundiá há trabalhos que confirmam que a turbidez da água, e a alta disponibilidade de alimento diminuem o estresse social (BEHR et al., 1999). Considerando-se que o sistema de bioflocos torna o ambiente turvo e

que oferece alimento constantemente, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o desempenho produtivo das larvas de jundiá submetidas ao cultivo em sistema bioflocos.

4.6.1 Larvicultura

As larvas utilizadas foram obtidas como já descrito anteriormente no item 3.1. As unidades experimentais tinham capacidade de 12 litros/cada, sendo estável e com uma areação forte e constante para evitar a sedimentação dos sólidos do biofoco, e a temperatura controlada a 25°C por aquecedores individuais (Figura 25, A). Cada unidade foi povoada com 300 larvas. Cinco tratamentos distintos com três repetições foram aplicados durante os 21 dias de larvicultura: a) tratamento controle sem biofoco; b) tratamento heterotrófico (TH); c) tratamento com 200 mg/l de sólidos suspensos totais; d) tratamento 400 a 600 mg/l de sólidos suspensos totais; e) tratamento 800 a 1000 mg/l de sólidos suspensos totais.



Figura 25. (A) Unidades experimentais; (B) mensuração dos parâmetros de qualidade dos tanques de reposição do biofoco. LAPAD/UFSC/2013.

Existia para cada tratamento um tanque com capacidade de 100 L com cultivo primário do biofoco de cada concentração de sólidos suspensos totais, sendo estes povoados com tilápia que serviram como estabilizador da nitrificação da amônia (Figura 25, B). Como as unidades experimentais eram estáveis sem

recirculação de água, era realizada a troca da água de cada unidade manualmente duas vezes ao dia com renovação de 50% com o biofloco dos respectivos tratamentos mantidos do tanque de reserva. O tratamento controle era com água de cultivo normal, porém a renovação também era realizada manualmente para que sofre-se a mesma influencia que os outros tratamentos pela troca de água. O controle de qualidade da água nos tanques reservas era rigorosamente controlado, o fator mais importante observado era o pH, que quando reduzido era adicionado uma fração de 0,1g/L de bicarbonato de sódio para manter a alcalinidade do sistema.

As larvas de todos os tratamentos e suas repetições foram alimentadas quatro vezes ao dia com alimento vivo (*Artemia salina*). Na primeira semana foram ofertados 25 nauplios de artêmia /larva, na segunda semana 50 nauplios de artêmia /larva e na terceira semana 75 nauplios/larva. Duas vezes por dia foram coletados os seguintes parâmetros de qualidade de água: Oxigênio, temperatura, salinidade, condutividade elétrica, disco de secchi, cone Inhoff.

Os compostos nitrogenados dissolvidos (NH_3 , NO^{2-} , NO^3) e os fosfatados dissolvidos (PO^{4-}) foram medidos três vezes por semana seguindo o protocolo utilizado pelo LAPAD que está baseado no APHA (Figura 26, A e B).

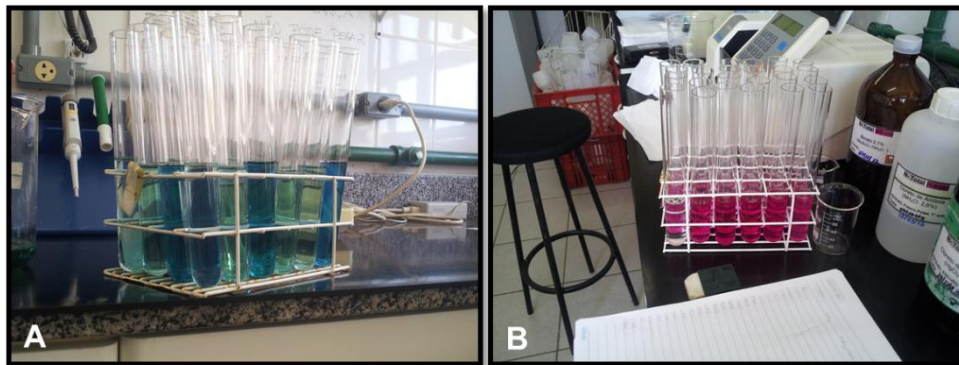


Figura 26. (A) Análises laboratoriais da amônia; (B) Análises laboratoriais de nitrito. LAPAD/UFSC/2013.

Ao final de 21 dias, os animais passaram por uma biometria individual, quando foram coletados os dados de sobrevivência, peso e comprimento individual dos peixes de cada unidade experimental (Figura 27, A e B).

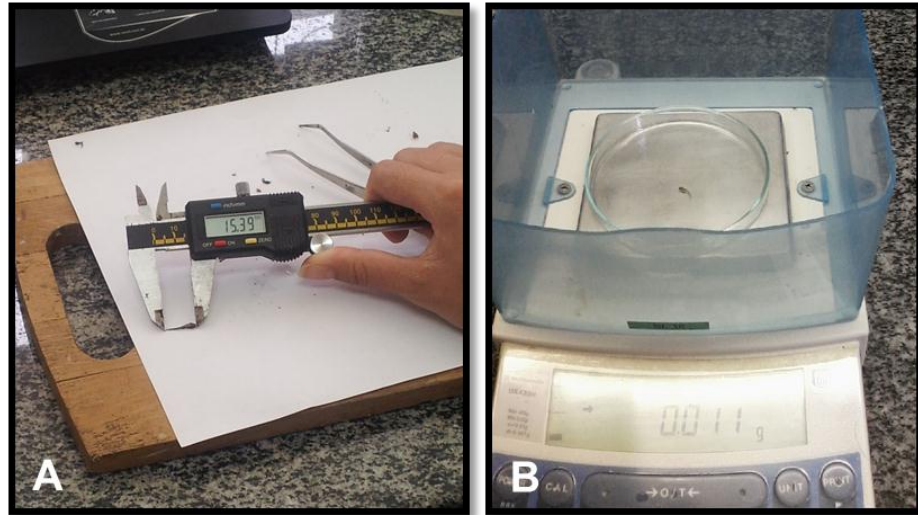


Figura 27. (A) Comprimento total final das larvas; (B) Peso total final das larvas. LAPAD/UFSC/2013.

4.6.2 Resultados

Com o acompanhamento do experimento foi possível aprimorar o conhecimento na produção de nauplios de artêmia, produção e controle do biofoco além de realizar as técnicas utilizadas para controle de qualidade de água assim como as análises laboratoriais de amônia, nitrito e nitrato que eram rigorosamente realizadas para o acompanhamento da maturação do biofoco.

Uma atividade inesperada realizada neste experimento foi o manejo profilático desenvolvido após o acometimento do ectoparasita Íctio (*Ichthyophthirius multifiliis*) em algumas unidades experimentais. Este ectoparasita ataca a pele, as barbatanas e as brânquias dos peixes. No corpo pode ser detectada pela presença de pontos brancos e nas brânquias pela produção de muco. Assim manejos profiláticos como: utilização de instrumentos individuais para cada tratamento, diminuição da temperatura das unidades (reduzindo o estado de conforto do ectoparasita), e salinização do sistema controle foram realizados. Como a infestação foi visualizada no final do período experimental, os efeitos de mortalidade não foram causados pela infestação, porém o desempenho pode ter sido alterado.

4.7 Efeito de diferentes dietas no desempenho larval de jundiá *Rhamdia quelen*

As larvas de *R. quelen* se adaptam ao cultivo intensivo, desde que sejam oferecidas as condições mínimas de exigência para a espécie. Com o grande aumento da produção em cativeiro dessa espécie a larvicultura acaba se tornando um ponto chave para o cultivo, de modo que quando as larvas são bem alimentadas e tem crescimento saudável, haverá um conseqüente sucesso na seqüência da produção (BALDISSEROTTO & NETO, 2004).

Vários estudos sobre o crescimento e a nutrição de larvas de *R. quelen* já foram realizados, demonstrando a aceitação de alimento artificial (PIAIA et al., 1997; GOMES et al., 2000; CARDOSO et al., 2004). Porém, a falta de uma alimentação adequada durante a transição entre a alimentação endógena e a alimentação exógena acarreta em grandes perdas no período larval (CARDOSO et al., 2004).

Rações específicas para o jundiá ainda não existem no mercado, independente da fase de crescimento. Por outro lado, as rações em pó fabricadas para outras espécies de peixes, tais como tilápia, por exemplo, são produzidas por várias empresas e facilmente encontradas no mercado. Porém, é de grande importância que a ração utilizada atenda às exigências nutricionais da espécie cultivada, possibilitando a obtenção de bons resultados nos parâmetros produtivos e a garantia da qualidade dos peixes produzidos.

4.7.1 Larvicultura

O trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce, da Universidade Federal de Santa Catarina (LAPAD/UFSC), no período entre 08 e 29 de abril de 2013 sendo o trabalho de conclusão de curso para obtenção de título de agronomia da aluna Clara Luna de Bem Barreto Cano.

As larvas utilizadas foram obtidas como já descrito anteriormente no item 3.1. Após a eclosão as larvas permaneceram na incubadora por mais 48 horas, tempo necessário para a absorção do vitelo (PARRA et al., 2008), sendo em seguida transferidas às unidades experimentais.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente ao acaso, em triplicata, com três tratamentos: T1 - alimentação com náuplios *Artemia* sp.; T2 - Alimentação com ração comercial contendo 56% PB e T3 - Alimentação com ração comercial contendo 40% PB.

O experimento teve duração de 21 dias de larvicultura, desenvolvido em unidades experimentais retangulares com volume útil de 3 litros com dimensões (28,5x14x11,5) e com fotoperíodo de 12 horas (Figura 28, A). A densidade utilizada foi de 30 larvas por litro, totalizando 90 alevinos de jundiá por unidade experimental. O sistema utilizado foi estático, sendo realizadas trocas parciais de água diariamente (60% às 10h00min horas e 60% às 16h30min). A limpeza das unidades experimentais foi feita através da sifonagem dos resíduos juntamente com parte da água (Figura 28, B). As unidades possuíam sistema de aeração individual ligados a um sistema central abastecido por um soprador.

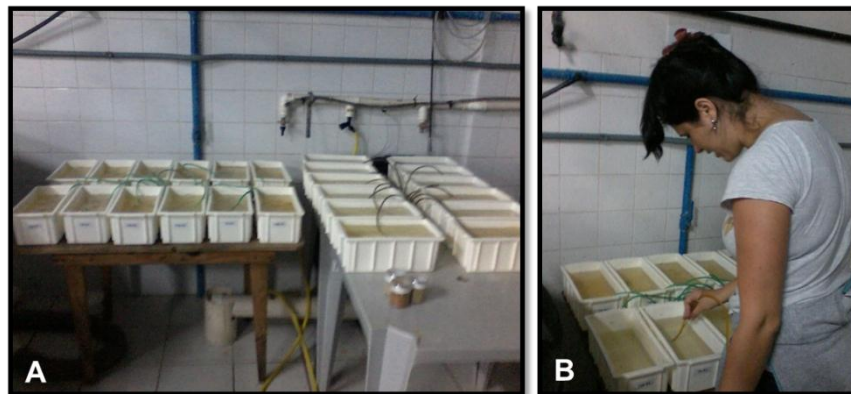


Figura 28. (A) Unidades experimentais; (B) Sifonagem manual diariamente. LAPAD/UFSC/2013.

Os peixes foram alimentados cinco vezes ao dia (8h:00min, 10h:30min, 13h:00min, 15h:30min e as 18h:00min).

Diariamente foram coletados os parâmetros de qualidade de água de todas as unidades experimentais, sendo determinados os valores de oxigênio dissolvido (mg/L), temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH, condutividade elétrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) e salinidade (ppt), para tal foi utilizado o multiparâmetro YSI Profissional Plus. Nesta mesma periodicidade foi contabilizada a mortalidade. Para avaliação do canibalismo foram consideradas apenas as larvas que desapareceram das unidades experimentais

No início do experimento foram pesadas e medidas 100 larvas. Houve contagem total dos organismos em cada unidade experimental no início, final e no 10º dia de experimento.

Ao término do período experimental, depois de decorridos 21 dias de cultivo, as larvas foram submetidas a biometria final, quando foram pesadas em balança analítica com precisão de 0,001g e medidas com auxílio de um paquímetro digital, quando foram estimados os valores de sobrevivência, peso médio e comprimento médio.

4.7.2 Resultados

Mesmo o Jundiá não sendo um peixe com hábito exclusivamente carnívoro neste experimento foi possível observar nitidamente o canibalismo que ocorre na fase da larvicultura, que possivelmente é um entrave da produção de larvas. Além disso, foi possível identificar nitidamente que os animais que receberam exclusivamente náuplios de *Artêmia* tiveram nitidamente um maior desempenho, comparados com os que foram alimentados exclusivamente com ração.

4.8 Avaliação a tendência de crescimento de pós-larvas diplóides e triplóides do jundiá (*Rhamdia quelen*)

A triploidia tem como objetivo produzir esterilidade genética e/ou gonadal sendo efetuada através de choques (térmicos ou de pressão) em ovos recém fertilizados com o propósito de impedir a metáfase durante a meiose II, desta forma, o segundo corpúsculo polar permanece retido nos ovos gerando organismos com um conjunto de cromossômico adicional.

As matrizes de jundiá utilizadas descendem de populações selvagens da bacia do rio Uruguai e pertencem ao plantel de reprodutores mantido pelo LAPAD. Para induzir a desova, fêmeas de jundiá receberam duas doses (0,5 mg/kg peso vivo; 5,0 mg/kg peso vivo) de extrato de pituitária de carpa com intervalo de 12 horas/ dose, respectivamente. Os machos receberam apenas a segunda dose. A obtenção dos gametas foi realizada por extrusão, com 220-240 °C.h após a aplicação de EPC, com posterior formação de pools de gametas e fertilização “a

seco”, de acordo com protocolo descrito por Woynarovich & Horvath (1980), adicionando 0,5 ml de sêmen para cada 100g de ovócitos. Após a mistura dos gametas, os mesmos foram pesados e divididos em dois béqueres de 1000 ml. Em seguida foi adicionada água (25°C). Decorridos cinco minutos, os ovos contidos em um becker foram colocados em uma câmara de pressão hidrostática, induzindo-os à triploidia através um choque de pressão de 5000 psi (aproximadamente 7 toneladas), com duração de 5 minutos, por meio de uma prensa hidráulica (Figura 29, A e B) de acordo com o protocolo proposto por Huergo & Zaniboni Filho (2006), para a mesma espécie. Em seguida, foram retirados da câmara hidrostática e encaminhados às unidades de incubação.

Durante o período experimental foram utilizadas incubadoras de fibra de vidro, brancas, do tipo funil com capacidade de 200 L. Ovos diplóides e triplóides foram cultivados separadamente em 5 incubadoras. A taxa de fertilização dos ovos foi realizada 12 horas após a fertilização. A eclosão dos ovos ocorreu com 36 horas de incubação e durante 48 horas as larvas se mantinham exclusivamente do vitelo. Após este período as larvas foram alimentadas quatro vezes ao dia, às 8:00; 11:00; 14:00 e 17:00 h com artêmia. A temperatura da água foi mantida a 26°C e a qualidade da água, oxigenação e movimentação dos ovos foi garantida pela troca constante através da utilização de um sistema de recirculação.

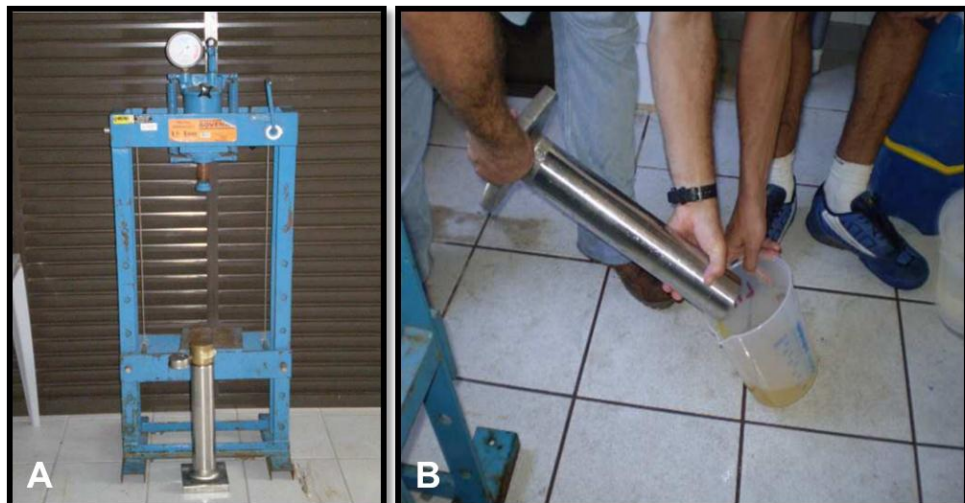


Figura 29. (A) Prensa Hidráulica; (B) Retirada dos ovos da câmara de pressão hidrostática. LAPAD/UFSC/2013.

O crescimento das pós-larvas foi avaliado a partir do início da alimentação exógena. Foram coletadas sete pós-larvas de cada incubadora a cada 12 horas, às 36, 48, 60, 72 e 84 horas após a eclosão. As larvas amostradas foram fixadas em formol 4% tamponado para posterior biometria do comprimento total e peso. O comprimento total foi medido sob microscópio estereoscópio equipado com ocular micrométrica (10x), e o peso foi registrado com a utilização de uma balança analítica com precisão de 0,0001g.

4.8.1 Resultados

No decorrer do experimento foi possível observar a complexidade e a importância de trabalhos voltados para o aprimoramento genético e desempenho produtivo de espécies nativas e que tenham um potencial econômico. Atualmente não existe uma metodologia definida para a triploidia de todas as espécies, resultado esse observado pelo grande número de tentativas de teste experimentais.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

No LAPAD foi possível acompanhar e avaliar a importância de projetos de pesquisa, responsáveis pela geração de novas tecnologias, pelo conhecimento das espécies, pela viabilidade técnica e econômica na reprodução de peixes nativos de água doce, através de contato direto com mestrandos e doutorandos.

O período de realização do estágio de conclusão de curso enquadrou-se em um momento em que o pico das atividades reprodutivas da maioria das espécies de peixes nativos já estava fora do período ideal. Consequentemente, foi possível o acompanhamento da reprodução de uma única espécie de peixe, o jundiá (*Rhamdia quelen*).

No que se refere ao processo reprodutivo do jundiá, conforme observado, o mesmo apresenta algumas características desejáveis, como por exemplo, facilidade de seleção de reprodutores, baixíssimo índice de mortalidade dos reprodutores, elevada produção de óvulos e docilidade no processo reprodutivo. Estas características potencializam a expansão do seu cultivo.

Os trabalhos realizados possibilitaram aprender e colocar em prática os conhecimentos adquiridos ao longo do curso. O tempo de realização do estágio para concretizar as atividades de reprodução, manejo, larvicultura, foi suficiente, permitindo avaliar todas as fases de produção. O local de estágio apresentou infra-estrutura e oportunidade para o aprendizado, referente a reprodução, alevinagem, seleção e manejo de peixes nativos de água doce.

O estágio proporciona a integração e transmissão do conhecimento, de uma forma diferente do que a repassada em sala de aula. É muito válida esta experiência para a formação do profissional.

6. REFERÊNCIAS

- AGOSTINHO, A.A.; GOMES, L.C.; PELICICE, F.M. **Ecologia e manejo de recursos pesqueiros em reservatórios do Brasil**. Maringá: EDUEM, 2007. 501p.
- ANDERSON, W.G.; MCKINLEY, R.S.; COLAVECCHIA, M. 1997 The use of clove oil as an anesthetic for rainbow trout and its effects on swimming performance. *North American Journal of Fisheries Management*, Bethesda, 17(2): 301-307.
- CRESCÊNCIO, R. Ictiofauna brasileira e seu potencial para criação. In: Baldisserotto, B.; Gomes L. C. (Org.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, p. 23-33, 2005.
- ARANA, L. V. **Fundamentos de Aqüicultura**. Florianópolis: Ed. UFSC, 2004. 349 p.
- AVNIMELECH, Y. **Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems**. *Aquaculture*, v.176, p.227-235, 1999.
- BALDISSEROTTO, B.; RADÜNZ NETO, J. **Criação de Jundiá**. Santa Maria: Editora UFSM, 2004. 232p.
- BEHR, E. R.; RADÜNZ NETO, J.; TRONCO, A. P. **Influência de diferentes níveis de luminosidade sobre o desempenho de larvas de Jundiá (*Rhamdia quelen*)** (Quoy e Gaimard, 1824) (Pisces: pimelodidae). *Acta Scientiarum* 21(2) p. 325-330, 1999.
- BENDHACK, F. Sistemas de Recirculação: Definição de problemas e estabelecimento de requerimentos. **Aqüicultura UFPR**. HD Virtual. Disponível em: <<http://www.aquiculturaurfpr.com/>>. Acesso em: 20 julho 2013.
- BOMBARDELLI, R. A.; SANCHES, E. A. **Avaliação das características morfométricas corporais, do rendimento de cortes e composição centesimal da carne do Armado (*Pterodoras granulosus*)**. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo, v. 34, n. 2, 2008. p. 221-229.
- BOSWORTH, B. G.; WOLTERS, W. R. Evaluation of bioelectric impedance to predict carcass yield, carcass composition and fillet composition in farm-raised Catfish. **Journal of the World Aquaculture Society**, Stoneville, v. 32, n. 1, 2001. p. 72-78.
- CARDOSO, A. P.; NETO, J. R.; MEDEIROS, T. S.; KNÖPKER, M. A.; LAZZARI, R. Criação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentadas com rações granuladas contendo fígados ou hidrolisados. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, Maringá, v. 26, no. 4, p. 457-462, 2004.
- CASTAGNOLLI, N. **Estado da arte da aqüicultura brasileira**. In: VYRINO, J. E. P.; URBINATI, E. C.; FRACALLOSSI, D. M.; CASTAGNOLLI, N. Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva. São Paulo: Tec. Art, 2004.
- DUNCAN, M., CRAIG, S. R., LUNGER, A. N., KUHN, D. D., SALZE, G., MCLEAN, E.: Bioimpedance assessment of body composition in cobia *Rachyentron canadum* (L. 1766). **Aquaculture**, v. 271, p. 432–438. 2007.

EMERSON, K.; RUSSO, R.C.; LUND, R.E.; THURSTON, R.V. Aqueous ammonia equilibrium calculations: Effect of pH and temperature. **Journal of the Fisheries Research Board of Canada**, v.32, n.12, p. 2379-2388. 1975.

FIELDER, D. G. **Methodology for immersion marking walleye fry and fingerlings in oxytetracycline hydrochloride and its detection with fluorescence microscopy**. Michigan Department of Natural Resources/Fisheries Technical Report, 2002.

FRACALLOSSI, D.M.; ZANIBONI-FILHO, E.; MEURER, S. **No rastro das espécies nativas**. Panorama da Aqüicultura, v.12, p.43-49. 2002.

GOLTERMAN, H.; CLYMO, R.S.; OHNSTAD, M.A.M. **Methods for physical and chemical analysis of fresh water**. Blackwell Scientific Publications Ltd. Oxford, 1978. 213p.

GOMES, L. C., GOLOMBIESKI, J. I., GOMES, A. R. C., BALDISSEROTTO, B. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (TELEOSTEI, PIMELODIDAE). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 1, p. 179-185, 2000.

HUBBELL, J.A.E.; MUIR, W.W.; SKARDA, R. **Anesthetic procedures and techniques in birds, fish, reptiles, amphibians, rodents and exotic cats**. In: MUIR, W. W.; HUBBELL, J. A. E. Handbook of veterinary anesthesia. St Louis: Mosby. 1989. p. 234-259.

HUERGO, G. M.; ZANIBONI FILHO, Evoy . **Triploidy Induction in Jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard 1824) through hidrostatic pressure shock**. Journal of Applied Aquaculture, v. 18, n. 4, p. 45-57, 2006.

HUNTER, G.A.; DONALDSON, E.M.; STOSS, J.; BAKER, I. Production of monosex female groups of chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) by the fertilization of normal ova with sperm from sex-reversed female. **Aquaculture**, v.33, p.355-64. 1983.

IGLESIAS, J.; RODRIGUES-OJEA, G. The use of alizarin complexone for immersion marking of the otoliths of embryos and larvae of the turbot, *Scophthalmus maximus* (L.): dosage and treatment time. **Fisheries Management and Ecology**, v. 4, p. 405-417, 1997.

KOROLEFF, F. **Determination of nutrients**. In: Grasshoff, K., Ed. Methods of sea water analysis. Verlag. Chemie Weinheim., 1976. p.117-181.

KUHN, D.D.; BOARDMAN, G.D.; LAWRENCE, A.L.; MARSH, L.; FLICK JUNIOR, G.J. Microbial floc meal as a replacement ingredient for fish meal and soybean protein in shrimp feed. **Aquaculture**, v.296, p.51-57, 2009.

LAPAD. UFSC. Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce. Disponível em: <<http://www.lapad.ufsc.br/>>. Acesso em: 5 julho 2013.

LOCHET, A.; JATTEAU, P.; GESSNER, J. **Detection of chemical marks for stocking purposes in sturgeon species**. Journal of Applied Ichthyology, v. 27, p. 444-449, 2011.

LOGSDON, D. E.; PITTMAN, B. J. Evaluantion of osmotic induction of calcein treatments for marking juvenile walleyes. **North American Journal of Fisheries Management**, v. 32, p. 796-805, 2012.

MAZZAFERA, P. Efeito alelopático do extrato alcoólico do cravo-da-índia e eugenol. **Rev. Bras. Bot.**, São Paulo, v. 26, n. 2, p.231-238, 2003.

MORALES-NIN, B.; GRAU, A.; PÉREZ-MAYOL, S.; PASTOR, E.; PALMER, M. Oxytetracycline hydrochloride vital labelling revisited: the case of *Dicentrarchus labras* and *Diplodus puntazzo*. **Journal of Fish Biology**, v. 78, p. 762 – 782,2011.

PARRA, J. E. G.; NETO, J. R.; VEIVERBERG, C. A.; LAZZARI, R.; BERGAMIN, G. T.; PEDRON, F. A.; ROSSATO, S.; SUTILI, F. J. **Alimentação de fêmeas de jundiá com fontes lipídicas e sua relação com o desenvolvimento embrionário e larval**. *Ciencia Rural* vol.38 no.7 Santa Maria Oct. 2008.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J. da C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: EDUEM: CNPq: Nupéia, 1998. 264p.

PIAIA, R.; NETO, J. R. **Avaliação de diferentes fontes protéicas sobre o desempenho inicial de larvas do jundiá *Rhamdia quelen***. *Ciência Rural* vol.27 no.2 Santa Maria Apr./June 1997.

PIFERRER, F. & DONALDSON, E.M. Gonadal differentiation in coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*, after a single treatment with androgen or estrogen at different stages during ontogenesis. **Aquaculture**, v.77, p.251-63. 1989.

ROSS, L.G.; ROSS, B. Anaesthetic & sedative techniques for aquatic animals. Oxford: **Blackwell Science**, 2008. 240 p.

SHELTON, W. L.; RODRIGUES-GUERRERO, D.; LOPES-MACIAS, J. Factors affecting androgen sex reversal of tilápia aurea. **Aquaculture**, v.25, n.1, p.59-65. 1981.

SILVA, L.V.F. da. **Incubação e Larvicultura**. In: BALDISSEROTTO, B; NETO, J. R.(Eds)Criação de Jundiá1. ed. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. cap. 6, p.107-115.

SIMON, J.; DORNER, H. Marking the European eel with oxytetracycline, alizarin red and coded wire tags: an evaluation of methods. **Journal of Fish Biology**, v. 67, p. 1486-1491, 2005.

THOMPSON, FL, PC ABREU & W WASIELESKY.2002.Importance of biofilm for water quality and nourishment in intensive shrimp culture. **Aquaculture**, 203: 263-278.

TOLEDO-FILHO, S. A.; FOREST, F.; ALMEIDA-TOLEDO, L. F. **Biotechnologia genética aplicada à piscicultura**. Cadernos de Ictiogenética III, Universidade de São Paulo. 1996. 27 p.

VIDAL, L.V.O. et al. **Eugenol como anestésico para a tilápia-do-nilo**. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.43, p.1069-1074. 2008.

VOLPATO, G.L. **Considerações metodológicas sobre o teste de preferência na avaliação do bem estar em peixes**. *Revista Brasileira de Zootecnia*, v.36, p. 53-61. 2007.

WASIELESKY JUNIOR, W.; ATWOOD, H.; STOKES, A.L.; BROWDY C. Effect of natural production in a zero exchange suspended microbial floc based

super-intensive culture system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. **Aquaculture**, v.258, p.396-403, 2006.

WEINGARTNER, M.; FRACALOSSO, D. M.; BEUX, L. F.; NUÑER, A. P. O.; ZANIBONI-FILHO, E. **Desenvolvimento de tecnologia de cultivo para peixes do Alto Rio Uruguai**. In: ZANIBONI-FILHO, E.; NUÑER, A. P. O. Reservatório de Itá: Estudos ambientais, desenvolvimento de tecnologias de cultivo e conservação da ictiofauna. Florianópolis: Ed. da UFSC, 2008. p. 257-306.

WOYNAROVICH, E.; HORVATH, L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais**: Manual de extensão. FAO/CODEVASF/CNPq, Brasília. 1983.

WOYNAROVICH, E.; HORVATH, L. The artificial propagation of warm-water finfishes: A manual for extension. **FAO Fisheries Technical Paper**, Rome, n.201, 181p, 1980.

XU, D.; ROGERS, W. A. Oxytetracycline residue in striped bass muscle. **Journal of Aquatic Animal Health**, v. 6, p. 349-354, 1994.

ZANIBONI-FILHO, E. **Piscicultura das espécies nativas de água doce**. In: POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDREATTA, E.R.; BELTRAME, E. (Eds) Aquicultura: experiências brasileiras. 1. ed. Santa Catarina: Multitarefa, 2004. cap. XIV, p.337-368.

ZANIBONI-FILHO, E.; WEINGARTNER M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. **Rev. Bras. Reprod. Anim.** Belo Horizonte, v.31, 2007. p.367-373.

ZANIBONI-FILHO, E.; NUNER, A.P. de O. **Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes**. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. Tópicos especiais em piscicultura de água doce intensiva. São Paulo: TecArt, 2004. 45-73p.

ZANIBONI-FILHO, E.; SCHULZ, U. H. (2003), **Migratory fishes of the Uruguay river**, p. 135-168. In: J. Carolsfeld, B. Harvey, A. Baer and C. Ross (eds.), Migratory fishes of the South America: biology, social importance and conservation status. IDRC/World Bank/World Fisheries Trust, Canada, 372p.