



ARTHUR SILVA CASTRO

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO INSTITUTO
DE PESQUISA E AQUICULTURA AMBIENTAL- UNIOESTE
EM TOLEDO-PR**

LAVRAS – MG

2020

ARTHUR SILVA CASTRO

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO INSTITUTO
DE PESQUISA E AQUICULTURA AMBIENTAL- UNIOESTE
EM TOLEDO-PR**

LAVRAS – MG

2020

ARTHUR SILVA CASTRO

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO INSTITUTO DE PESQUISA E
AQUICULTURA AMBIENTAL -UNIOESTE EM TOLEDO-PR**

Relatório de estágio supervisionado apresentado à
Universidade Federal de Lavras, como parte das
exigências do curso de Medicina Veterinária, para a
obtenção do título de Bacharel.

Profº. Drº. Luis David Solis Murgas
Orientador

**LAVRAS – MG
2020
ARTHUR SILVA CASTRO**

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO INSTITUTO DE PESQUISA E
AQUICULTURA AMBIENTAL -UNIOESTE EM TOLEDO-PR**

**SUPERVISED INTERNSHIP CARRIED OUT AT THE ENVIRONMENTAL
RESEARCH AND AQUACULTURE INSTITUTE -UNIOESTE IN TOLEDO-PR**

Relatório de estágio supervisionado apresentado à
Universidade Federal de Lavras, como parte das
exigências do curso de Medicina Veterinária, para a
obtenção do título de Bacharel.

APROVADO em 07 de agosto de 2020

MSc. Naiara Cristina Motta UFLA

MSc. Renata Catão Egger UFMG

Prof. Dr. Luis David Solis Murgas

Orientador

LAVRAS – MG

2020

AGRADECIMENTOS

Primeiramente gostaria de agradecer à minha família, aos meus pais Roberto e Ivanete que sempre fizeram o possível e o impossível para que eu alcançasse este sonho, à minha irmã Letícia e meus avós Dinilson, Teresa e Letícia por acreditarem em mim e a todos os meus familiares que torceram e me apoiaram para que esse momento se tornasse realidade. Durante minha caminhada pela graduação, diversas pessoas passaram pela minha vida e sou imensamente grato a cada um de vocês.

À república ConCerva por ter sido a minha primeira família em Lavras, à atlética CACHORRERA e em especial à bateria BatuCão por terem me proporcionado momentos incríveis e que me fizeram crescer como ser humano e me sinto imensamente grato por ter feito parte da sua história, aos meus companheiros de apartamento, Vitor, Pontes e Bruno aos meus amigos da veterinária Fernanda, Letícia, Gaby, Lucas, Nayara, Thamires, Pedro, Thalyta, Ariela e especialmente à Taize por terem sido em tantas ocasiões o suporte que eu precisava para seguir em frente.

Ao NEFARM e ERITRON por ajudarem no meu crescimento intelectual e principalmente ao NEPAD por ter apresentado minha vocação que é a aquicultura.

Ao meu orientador, Murgas, que sempre acreditou em mim e não só é meu maior exemplo profissional, mas também um exemplo de ser humano. E por fim, à Naiara e a Renata por terem aceitado meu convite para esse momento e por terem me ensinado tanto durante a graduação.

A todos, o meu mais sincero obrigado e vou levar cada um de vocês no meu coração por toda minha vida.

RESUMO

O presente trabalho relata as atividades realizadas como parte das exigências da disciplina PRG-107 - Estágio Supervisionado, para o título de Bacharel em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Lavras (UFLA), sob orientação do Professor Doutor Luis David Solis Murgas. A carga horária prática foi cumprida no Instituto de Pesquisa e Aquicultura Ambiental (InPAA)- UNIOESTE localizado na cidade de Toledo-PR, sendo 416 horas. O expediente ocorria das 07:00 h até às 16:00 h, com horário de almoço de 12:00 h às 13:00 h. O restante da carga horária foi destinada à elaboração deste trabalho. Durante o período de estágio foi possível acompanhar 3 calagens de viveiros escavados; 72 biometrias em sistema de tanque-rede; 126 biometrias em sistema de hapas; 1 reprodução artificial com sêmen fresco e 1 com sêmen criopreservado; 3 análises de qualidade de água; 120 coletas de amostras de sangue, gônadas, tecido muscular, tecido hepático e vísceras; 186 coletas de ovos em sistema de hapas; 12 processos de fabricação de ração extrusada; 5 despescas com sexagem; 12 despescas com avaliação de estágio reprodutivo e 108 simulações de transporte com juvenis. No InPAA foi possível adquirir vivência prática em temas que apenas havia tido contado teórico durante a graduação, além da associação dos trabalhos de pesquisa com a cadeia produtiva Aquícola. Nesses três meses pude acompanhar a rotina de campo e laboratorial do instituto, abrangendo as áreas de Nutrição, Reprodução, Manejo e Sanidade de peixes. Este trabalho contempla um relatório de estágio contendo descrição física e operacional das instalações e atividades acompanhadas no InPAA durante o período de estágio.

Palavras-chave: Aquicultura; Reprodução animal; Nutrição de peixes; *Oreochromis niloticus*; *Rhamdia quelen*.

ABSTRACT

The present work reports the activities carried out as part of the requirements of the discipline PRG-107 - Supervised Internship, for the degree in Bachelor in Veterinary Medicine by the Federal University of Lavras (UFLA), under the advising of Professor Luis David Solis Murgas. The practical workload of 416 hours was completed at the Environmental Research and Aquaculture Institute (InPAA). The hours worked from 07:00 am until 4:00 pm, with lunch time from 12:00 am to 1:00 pm. The rest of the workload is devoted to preparing this work. During the internship period, it was possible to monitor 3 limings of excavated nurseries; 72 biometrics in tank-net system; 126 biometrics in hapas system; 1 artificial reproduction with fresh semen and 1 with cryopreserved semen; 3 water quality analyzes; 120 sample collections of blood, gonads, muscle tissue, liver tissue and viscera; 186 collections of eggs in hapas system; 12 extruded feed manufacturing processes; 5 spills with sexing; 12 spills with evaluation of reproductive stage and 108 transport simulations with fry. At InPAA, it was possible to acquire practical experience in topics that I had studied the theory during graduation, in addition to the association of research work with the Aquaculture production chain. During these three months, I was able to follow the field and laboratory routine at the institute, in the areas of Nutrition, Reproduction, Management and Health of fish. This work includes an internship report containing a physical and operational description of the facilities and activities monitored at InPAA during the internship period.

Keywords: Aquaculture; Animal Reproduction; Fish Nutrition; *Oreochromis niloticus*; *Rhamdia quelen*.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1- Vista externa do InPAA	3
Figura 2- Sistema de tratamento de efluente	4
Figura 3- Viveiros com reprodutores em sistema de hapas	4
Figura 4- Viveiro com tanques-rede e aerador em sistema intensivo.....	5
Figura 5- Logo do LATRAAC	6
Figura 6- Vista interna do térreo do Laboratório de Reprodução.....	7
Figura 7- Vista externa do Laboratório de Biologia Molecular e Bioquímica.....	8
Figura 8- Vista externa do Laboratório de Processamento e Análises	8
Figura 9- Sala de Reagentes	9
Figura 10- Vista externa do Laboratório de Microscopia e Criogenia	9
Figura 11- Sistema hidráulico com incubadoras	11
Figura 12- Gráfico de atividades desenvolvidas no InPAA.	12
Figura 13- Gráfico contendo outras atividades desenvolvidas no InPAA.....	12
Figura 14- Fêmea de <i>Oreochromis niloticus</i> com ovos em sua boca.....	15
Figura 15- Ovos de <i>Oreochromis niloticus</i> em diferentes estágios de maturação	16
Figura 16- Larvas de <i>Oreochromis niloticus</i> com 7 dias após eclosão	16
Figura 17- Extrusão ovocitária em <i>Rhamdia quelen</i> por massagem abdominal	19
Figura 18- Palheta de sêmen em processo de descongelamento	19
Figura 19- Placa de Petri contendo ovos de <i>Rhamdia quelen</i>	20
Figura 20- Vasilhame contendo ovócitos e sêmen de <i>Rhamdia quelen</i>	21
Figura 21- Incubadora contendo larvas de <i>Rhamdia quelen</i>	21
Figura 22- Coleta de <i>Oreochromis niloticus</i> em tanque-rede.....	24
Figura 23- Exemplares de <i>Oreochromis niloticus</i> sendo sedados em solução de Eugenol.....	24
Figura 24- Saco plástico contendo juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i> em simulação de transporte	27

LISTA DE ABREVIATURAS

CASA- *Computer Assisted Sperm Analysis*

cv – Cavalo-Vapor

DMV - Departamento de Medicina Veterinária

DNA- Ácido desoxirribonucleico

EBHC- Extrato Bruto De Hipófise De Carpa

g- Gramas

h- horas

IAP- Instituto Ambiental do Paraná

InPAA - Instituto de Pesquisa e Aquicultura Ambiental

Kg- Quilograma

Km – Quilômetros

L- litros

LATRAAC- Laboratório De Tecnologia Da Reprodução De Animais Aquáticos Cultiváveis

m - Metros

mg- miligrama

ml- Mililitros

NaCl- Cloreto de Sódio

PCR- Polymerase chain reaction

pH- Potencial Hidrogeniônico

PR - Paraná

PVC- Policloreto de Vinila

RNA- Ácido Ribonucléico

s- Segundos

SUDEPE - Superintendência do Desenvolvimento da Pesca

TCC - Trabalho de Conclusão de Curso

UFLA - Universidade Federal de Lavras

UNIOESTE - Universidade Estadual do Oeste do Paraná

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	1
2.	INSTITUTO DE PESQUISA E AQUICULTURA AMBIENTAL – InPAA.....	2
2.1.	Introdução.....	2
2.2.	Estrutura física.....	3
2.3.	Manejo Alimentar.....	5
3.	LABORATÓRIO DE TECNOLOGIA DA REPRODUÇÃO DE ANIMAIS AQUÁTICOS CULTIVÁVEIS – LATRAAC.....	6
3.1.	Introdução.....	6
3.2.	Estrutura Física.....	6
4.	ATIVIDADES ACOMPANHADAS.....	11
5.	DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES ACOMPANHADAS.....	13
5.1.	Nutrição em reprodutores de <i>Oreochromis niloticus</i>	13
5.1.1.	Controle zootécnico e coletas de ovos.....	13
5.1.2.	Classificação e manejo de ovos e embriões.....	14
5.1.3.	Coletas de material biológico dos reprodutores.....	15
5.2.	Reprodução Artificial em <i>Rhamdia quelen</i>	16
5.2.1.	Reprodução artificial em <i>Rhamdia quelen</i> utilizando sêmen criopreservado.....	17
5.2.2.	Reprodução artificial em <i>Rhamdia quelen</i> utilizando sêmen fresco.....	20
5.2.3.	Larvicultura de <i>Rhamdia quelen</i> e manejo sanitário em viveiro escavado.....	22
5.3.	Criação intensiva de <i>Oreochromis niloticus</i> em sistema de tanques-rede.....	23
5.3.1.	Biometria em sistema de tanque-rede.....	23
5.4.	Fabricação de ração.....	24
5.5.	Simulação de transporte com juvenis de <i>Oreochromis niloticus</i>	25
6.	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	27
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	27

1. INTRODUÇÃO

A grade curricular do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Lavras (UFLA), é composta por dez períodos letivos, sendo nove semestres destinados a disciplinas obrigatórias e eletivas, presenciais e integrais, e o último semestre é reservado para a disciplina PRG107 - Estágio Supervisionado, com carga horária de 476 horas (28 créditos), distribuídas em, no mínimo, 408 horas propostas às atividades práticas e 68 horas dedicadas à elaboração do Trabalho de Conclusão de Curso (TCC), sob a orientação de um docente do Departamento de Medicina Veterinária (DMV).

O estágio supervisionado configura-se como atividade de treinamento e qualificação profissional, com o intuito de complementar o ensino teórico-prático, conduzindo o graduando para um direcionamento profissional em áreas da Medicina Veterinária. O estágio foi realizado no Instituto de Pesquisa e Aquicultura Ambiental (InPAA) sob a orientação do Professor Doutor Luis David Solis Murgas.

O InPAA, localizado no município de Toledo - PR, foi o local de estágio, por ser referência na área de pesquisa e desenvolvimento de tecnologias aplicadas à aquicultura. A supervisão do estágio ficou a cargo do Engenheiro de Pesca Prof. Dr Robie Allan Bombardelli, atualmente docente/pesquisador associado nível C do curso de Engenharia de Pesca na Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE) em Toledo – PR.

O professor atua ministrando as disciplinas de Introdução a Engenharia de Pesca; Piscicultura e Reprodução Artificial de Organismos Aquáticos para a graduação no curso de Engenharia de Pesca da UNIOESTE-PR, além das disciplinas de Reprodução Artificial de Peixes de Água Doce, Biotecnologia Reprodutiva e Criogenia; Manipulação, Processamento e Preservação de Gametas e Embriões de Peixe; Fisiologia Reprodutiva de Peixes; Tecnologias para Avaliação e Pesquisa em Fertilidade de Peixes; ministradas na Pós-Graduação da UNIOESTE-PR.

Coordenador do Laboratório de Tecnologia da Reprodução dos Animais Aquáticos (LATRAAC) instalado no Instituto do Pesquisa e Aquicultura Ambiental (InPAA), possuindo projeto de extensão em manutenção e funcionamento no Aquário Municipal de Toledo-PR, além de ministrar cursos e palestras. O estágio foi realizado no período de 14 de janeiro a 31 de março de 2020, totalizando 416 horas, cumpridas em 52 dias úteis.

Este trabalho tem o objetivo de descrever as atividades acompanhadas no InPAA. Os relatos incluem a descrição física e operacional dos estabelecimentos, atividades desenvolvidas e biotecnologias aplicadas.

2. INSTITUTO DE PESQUISA E AQUICULTURA AMBIENTAL – InPAA

2.1. Introdução

O Instituto de pesquisa e aquicultura ambiental (InPAA) foi fundado em 2008 e está localizado no km 5 da Estrada da Usina, ao sul do município de Toledo no Estado do Paraná.

Antes da criação da usina hidrelétrica de Itaipu em 1984, houve uma preocupação dos órgãos governamentais brasileiros com o impacto ambiental que seria gerado após a construção da usina. Então no ano de 1978, com recursos da antiga Superintendência do Desenvolvimento da Pesca (SUDEPE) e do governo do Paraná, foi fundada uma estação de piscicultura cujo objetivo era a monitoração e identificação da ictiofauna no Rio Paraná.

Em 1988 a estação passou a ser denominada Centro de Pesquisas em Aquicultura Ambiental, pertencendo ao Instituto Ambiental do Paraná (IAP), cujos objetivos eram realizar o monitoramento e a reposição da ictiofauna na região. Além disso, foi responsável pelo fomento da piscicultura na região por meio da doação de peixes a produtores rurais e desenvolvimento de tecnologias que alavancaram a aquicultura paranaense, se tornando referência internacional na área.

No ano de 2008, o Centro de Pesquisas em Aquicultura Ambiental foi anexado à UNIOESTE recebendo o nome de Instituto de Pesquisa e Aquicultura Ambiental-InPAA, no qual até a presente data possui influência significativa na aquicultura paranaense por meio da produção de pesquisas e novas tecnologias na área.

Atualmente o InPAA possui como diretor o Prof. Dr. José Dilson da Silva Oliveira, e desenvolve atividades coordenadas pelos docentes da UNIOESTE. O Prof. Dr. Robie Allan Bombardelli coordena o LATRAAC, que faz uso de grande parte da estrutura física do InPAA, realizando pesquisas com as diversas espécies de peixes presentes no setor, principalmente nas áreas de Reprodução, Nutrição em Reprodutores e Manejo.

A equipe do InPAA conta com estagiários, alunos da graduação em Engenharia de Pesca, alunos da Pós-Graduação em Engenharia de Pesca e técnicos. Sendo divididos de acordo com os orientadores e suas respectivas áreas no setor.

O objetivo do estágio foi acompanhar a rotina em um centro de pesquisa referência na área da aquicultura, conjugando teoria e prática. Além de entender os desafios da cadeia produtiva aquícola e vivenciar a utilização de biotecnologias no processo produtivo.

2.2. Estrutura física

A estrutura física do InPAA contava com diversos laboratórios, que por sua vez eram divididos entre os docentes pesquisadores que atuam no setor. Sendo o estágio restrito às estruturas sob responsabilidade do supervisor Prof. Dr. Robie Allan Bombardelli.

O InPAA possui viveiros escavados revestidos em alvenaria com fundo de terra (FIGURA 1). Durante o estágio, foram utilizados os viveiros sob responsabilidade do Prof. Dr. Robie Allan Bombardelli, sendo eles: 21 viveiros de 10m x 20m x 1,5m (largura x comprimento x profundidade) sendo que 10 deles possuem sistema de tratamento de efluente com um filtro de areia sob pressão e bomba de 5 cv (FIGURA 2) para impedir o escape dos peixes e sua chegada até o rio.

Esses viveiros são utilizados em sua maioria para cultivo de espécies exóticas como a Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), 2 desses viveiros possuem 12 hapas cada com 2m x 3m x 1m (largura x comprimento x profundidade) de malha sombrite com 1 milímetro de espaçamento entre os fios (FIGURA 3), nas quais estão alojados reprodutores de Tilápia do Nilo; 3 viveiros de 20m x 40m x 1,5m (largura x comprimento x profundidade) e 1 viveiro de 40m x 40m x 1,5m (largura x comprimento x profundidade) com 24 tanques-rede de 2m x 2m x 2m (largura x comprimento x profundidade) de tela galvanizada revestida por PVC e um aerador de pá Trevisan® com 3 cv de potência (FIGURA 4), sendo esse viveiro utilizado para experimento em produção intensiva de Tilápia do Nilo.

Figura 1- Vista externa do InPAA



Fonte: Autor (2020)

Figura 2- Sistema de tratamento de efluente



Fonte: Autor (2020)

Figura 3- Viveiros com reprodutores em sistema de hapas



Fonte: Autor (2020)

Figura 4- Viveiro com tanques-rede e aerador em sistema intensivo



Fonte: Autor (2020)

A água que abastece o setor é captada por um sistema de canaletas direto do Rio São Francisco Verdadeiro, possuindo entrada individual em todos os viveiros.

Nos viveiros são estocados peixes em diversos estágios de desenvolvimento (larvas, juvenis, adultos e reprodutores) das espécies *Oreochromis niloticus*, *Rhamdia quelen*, *Rhamdia voulezi*, *Rhamdia branneri*, *Astyanax gymnoduntus*, *Astyanax altiparanae*, *Pimelodus britskii*, *Steindachne ridiun*, *Leporinus friderici*, *Megaleporinus obtusidens*, *Brycon orbignyanus*, *Salminus brasiliensis*, *Prochilodus lineatus*, *Pseudoplatystoma corruscans*, *Euetheola humilis*, *Piaractus mesopotamicus*, *Pterodoras granulosus* e *Cyprinus carpio*.

2.3. Manejo Alimentar

O manejo alimentar dos animais presentes no setor variava de acordo com o estágio de desenvolvimento e o hábito alimentar da espécie, porém para manejos de rotina a alimentação seguia um protocolo geral.

A alimentação das larvas era feita seis vezes ao dia com intervalo de duas horas utilizando ração comercial farelada com 52% de proteína. O manejo alimentar das larvas variava de acordo com a espécie cultivada, durante o estágio foi possível acompanhar a larvicultura de *Rhamdia quelen*, que após a introdução das larvas nos viveiros era adotado um acréscimo de 250 g de ração no arraçoamento diário por semana.

A alimentação de juvenis era feita quatro vezes ao dia com intervalo de duas horas utilizando ração extrusada com 32% de proteína até a saciedade aparente.

A alimentação de adultos e reprodutores era feita duas vezes ao dia sendo uma no período da manhã e outra no período da tarde utilizando ração extrusada com 32% de proteína até a saciedade aparente.

3. LABORATÓRIO DE TECNOLOGIA DA REPRODUÇÃO DE ANIMAIS AQUÁTICOS CULTIVÁVEIS – LATRAAC

Figura 5- Logo do LATRAAC



Fonte: LATRAAC 2020

3.1. Introdução

O LATRAAC (FIGURA 5) é um grupo de pesquisa orientado pelo Prof. Dr. Robie Allan Bombardelli que faz uso das estruturas físicas do InPAA. O grupo conta com os alunos orientados pelo professor, produzindo pesquisas de alto valor científico na área da reprodução de animais aquáticos.

3.2. Estrutura Física

A estrutura física do LATRAAC era composta por um laboratório de reprodução com 2 andares no qual o térreo era utilizado para produção e manejo (FIGURA 6), contendo dois chuveiros externos para limpeza; vestiários masculino e feminino; uma cozinha; 2 sistemas hidráulicos isolados para acondicionamento de matrizes e reprodutores; 1 sistema hidráulico com 25 incubadoras para ovos de peixes nativos de fibra de vidro e 100 litros de capacidade cada; 1 sistema hidráulico com 20 caixas de fibra de vidro com capacidade de 500 litros cada; um sistema hidráulico com 30 aquários de PVC com capacidade de 70 litros cada; 1 sistema hidráulico com 60 incubadoras de PVC para ovos de peixes nativos; 1 tanque de desova seminatural capacidade de 2000 litros e um elevador de serviço para transporte de amostras até o segundo andar. Todos os sistemas hidráulicos eram isolados e em sistema de recirculação de água possuindo filtro mecânico, filtro biológico, sistema de controle de temperatura com aquecedor elétrico e filtro ultravioleta.

Figura 6- Vista interna do térreo do Laboratório de Reprodução



Fonte: Autor (2020)

No segundo andar do Laboratório de Reprodução existia uma sala de pesquisa com mesas e cadeiras onde ocorriam as reuniões do LATRAAC. O segundo andar possuía uma divisão de laboratórios com paredes de vidro, sendo um deles o Laboratório de Biologia Molecular e Bioquímica (FIGURA 7), possuindo em seu interior 1 geladeira e 1 freezer verticais onde são armazenados reagentes e amostras; 2 computadores; 1 balança de precisão; 1 leitora de microplacas utilizada para fazer a leitura de análises bioquímicas por espectrofotometria; 1 termobloco utilizado para aquecer amostras em microtubos; 1 nanodrop utilizado na quantificação de DNA e RNA; 1 capela de fluxo laminar para manipulação de reações; 1 termociclador utilizado para PCR em tempo real e 1 termociclador para PCR convencional.

Ao lado existia o Laboratório de Processamento e Análises (FIGURA 8), o mesmo possuía conexão com o térreo por meio do elevador de serviço, dessa forma as amostras chegavam e eram realizadas as primeiras manipulações, processamento e análises. A estrutura do laboratório contava com 2 balanças analíticas; 2 balanças de precisão; 1 autoclave; 1 banho-maria com circulação de água; 1 medidor de pH de bancada; 1 microcentrífuga com sistema de refrigeração; 1 micrótomo; 2 estufas; 1 capela de exaustão; uma máquina de água ultra pura; 1 máquina de gelo; 1 osmômetro; 1 espectrofotômetro e um fotocolorímetro.

Conectada ao Laboratório de Processamento e Análises existia a Sala de Reagentes (FIGURA 9), onde eram estocados reagentes, vidrarias e materiais para o uso nos demais laboratórios. Ao lado da Sala de Reagentes estava presente o Laboratório de Microscopia e Criogenia (FIGURA 10) utilizado para análises de materiais como sangue, sêmen, ovos e larvas

de peixe. Sua estrutura contava com 1 mesa agitadora; 1 aparelho de micro-ondas; 1 transiluminador; 3 computadores; 2 microscópios ópticos; 2 lupas estereoscópicas; 1 microscópio com câmera embutida onde se realizam análises espermáticas pelo programa *Computer Assisted Sperm Analysis (CASA)*; 1 geladeira duplex utilizada para estocagem de materiais e reagentes em baixas temperaturas e uma sala contendo 1 computador e 1 microscópio onde são realizadas análises de fluorescência.

Figura 7- Vista externa do Laboratório de Biologia Molecular e Bioquímica



Fonte: Autor (2020)

Figura 8- Vista externa do Laboratório de Processamento e Análises



Fonte: Autor (2020)

Figura 9- Sala de Reagentes



Fonte: Autor (2020)

Figura 10- Vista externa do Laboratório de Microscopia e Criogenia



Fonte: Autor (2020)

O LATRAAC contemplava também o Laboratório de Tilapicultura que possuía 1 sistema hidráulico com 60 incubadoras de polietileno com 3,5 L de capacidade cada (FIGURA 11), utilizados na incubação de ovos de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*); 1 sistema hidráulico com 60 aquários de PVC e capacidade de 70 L cada, sendo esses dois sistemas instalados em recirculação de água com filtro mecânico, filtro biológico, sistema de controle de temperatura de água com aquecedor elétrico e filtro ultravioleta; 1 balança de precisão e materiais utilizados nos manejos de ovos e larvas como peneiras, baldes, pipetas, provetas, beakers e demais utensílios.

Possuía uma sala de amostras com um ultra freezer; 2 dry shippers; 1 botijão de nitrogênio líquido com capacidade para 20 L, 1 botijão de nitrogênio líquido com capacidade para 50 L; 4 botijões de nitrogênio líquido com capacidade para 47 L sendo os botijões, dry shippers e ultra freezer utilizados para estocagem de amostras biológicas como sêmen, fígado, tecido muscular, vísceras, gônadas, sangue, soro e plasma sanguíneo em criopreservação; além de armários para estocagem de amostras fixadas em temperatura ambiente.

Na estrutura física do InPAA existia também um laboratório de processamento de rações e bromatologia utilizado para o preparo prévio de rações e análises centesimais de proteína, lipídeos, matéria seca e matéria mineral que o LATRAAC fazia uso. O Laboratório possuía 2 geladeiras, 1 freezer vertical de 300 L, 1 freezer horizontal de 540 L onde são estocados ingredientes utilizados na formulação de rações; 1 balança com capacidade de 10 kg; 2 extratores de gordura, sendo um com capacidade para 5 provas e outro com capacidade para 8 provas; 2 estufas de ventilação forçada; 1 capela e 1 destilador de nitrogênio.

O InPAA possuía uma fábrica de ração na qual os membros do LATRAAC faziam uso. A fábrica contava com 1 balança com capacidade para 60 kg; 1 balança com capacidade para 100 kg; 1 misturador vertical com capacidade para 300 kg; 1 moinho de 15 cv de potência além de uma extrusora com secadora capacidade produtiva de 80 kg de ração por hora. Desse modo tornava-se viável a fabricação de ração extrusada para uso em experimentos de nutrição.

Os membros do LATRAAC possuíam acesso também a um almoxarifado onde eram estocados reagentes e material seco, além de um depósito onde eram armazenadas ferramentas e materiais como enxadas, redes, baldes e demais utensílios utilizados na rotina do InPAA.

Figura 11- Sistema hidráulico com incubadoras

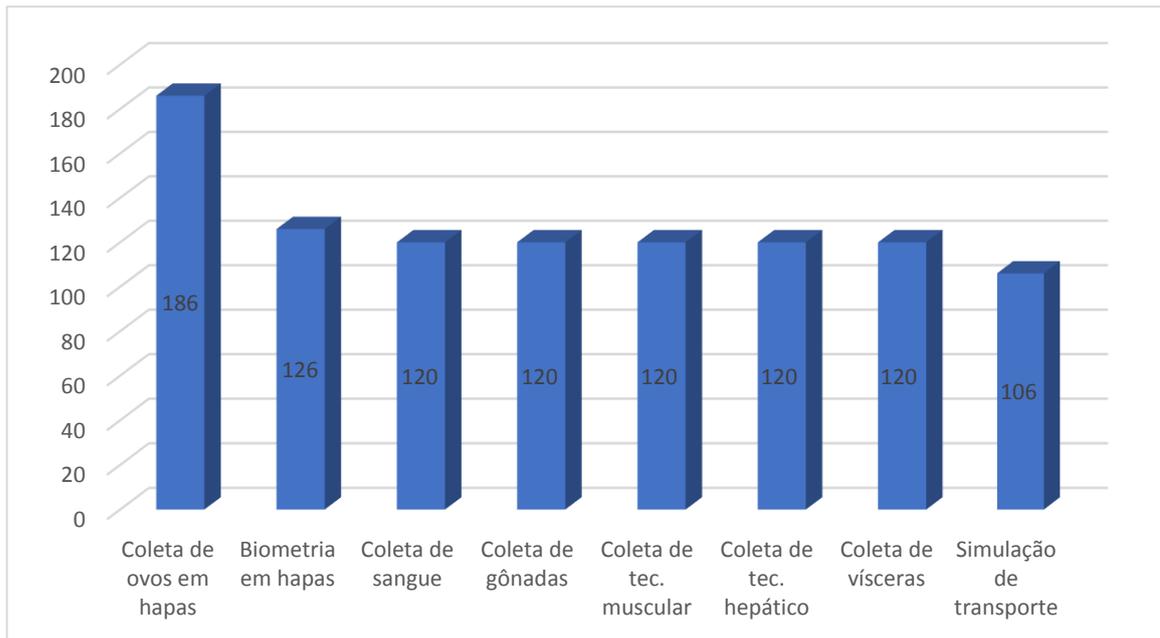


Fonte: Autor (2020)

4. ATIVIDADES ACOMPANHADAS

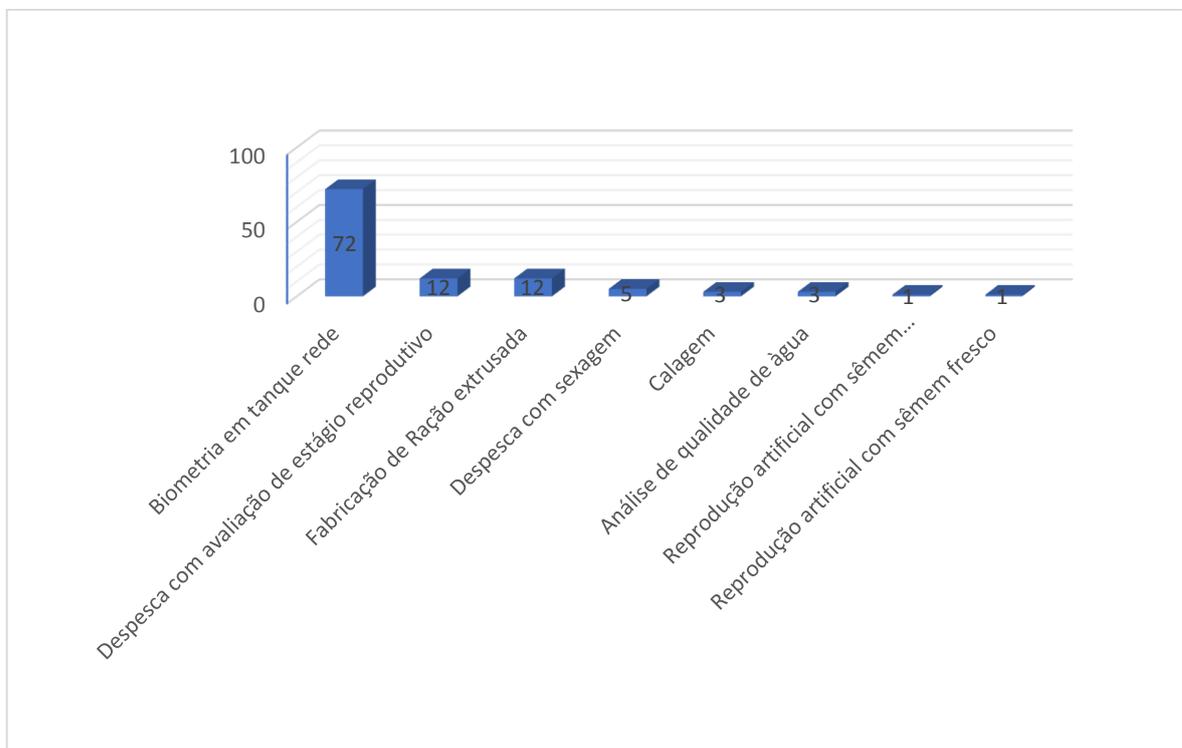
As atividades acompanhadas (FIGURAS 12 E 13) foram em sua maior parte, procedimentos dos experimentos que estavam sendo realizados pelo LATRAAC, dessa forma foi possível acompanhar atividades como calagens de viveiros escavados; biometrias; reprodução artificial com sêmen fresco e criopreservado; análises de qualidade de água; coletas de amostras de sangue, gônadas, tecido muscular, tecido hepático e vísceras; coletas de ovos em sistema de hapas; fabricação de ração extrusada; despescas com sexagem; avaliação de estágio reprodutivo e simulações de transporte com juvenis. Além dessas atividades que serão descritas em tópicos específicos, foram realizados manejos de rotina como alimentação, avaliação das entradas e saídas de água nos viveiros e monitoração do fluxo de água nas incubadoras de tilapicultura.

Figura 12- Gráfico de atividades desenvolvidas no InPAA.



Fonte: Autor (2020)

Figura 13- Gráfico contendo outras atividades desenvolvidas no InPAA.



Fonte: Autor (2020)

5. DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES ACOMPANHADAS

5.1. Nutrição em reprodutores de *Oreochromis niloticus*

A Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*) foi a espécie mais cultivada no Brasil no ano de 2019 com uma produção anual de 432.149 toneladas, o estado do Paraná foi responsável por 33,8% dessa produção, se tornando o estado com maior cultivo da espécie segundo o anuário de 2020 da associação brasileira de piscicultura (PeixeBR).

A espécie é amplamente produzida no Brasil devido a características como rápido crescimento, rusticidade, carne com boa aceitação no mercado, alta prolificidade, maturação sexual precoce e múltiplas desovas anuais (RIGHETTI *et al.*, 2011; DUPONCHELLE & LEGENDRÉ, 1997; ZANARDI *et al.*, 2011).

A nutrição influencia diretamente nos parâmetros reprodutivos da espécie, rações com altos níveis de energia aumentam a produção de espermatozoides além de melhorar índices de normalidade em morfologia espermática em machos (BOMBARDELLI *et al.*, 2010). Nas fêmeas a nutrição apresenta papel importante em parâmetros como fecundidade relativa e absoluta (OLIVEIRA, 2012).

Desse modo, pesquisas na área de nutrição de reprodutores apresentam possibilidades de melhora nos índices reprodutivos, influenciando diretamente no desenvolvimento da aquicultura brasileira.

5.1.1. Controle zootécnico e coletas de ovos

Durante o período de estágio, estava sendo realizado um experimento que consistia na inclusão da fosfatidilcolina na ração, sendo esse um fosfolipídio natural precursor da colina que é uma vitamina essencial do complexo B. A colina quando suplementada em rações para juvenis de *O. niloticus* atua suprimindo suas exigências nutricionais e apresenta bons resultados produtivos (VIEIRA *et al.*, 2001), porém não consta na literatura dados sobre os efeitos reprodutivos da inclusão dessa substância na ração de peixes.

Desse modo, o experimento buscava avaliar os efeitos da fosfatidilcolina em diferentes concentrações na alimentação de reprodutores de *O. niloticus*. O experimento contava com 24 hapas divididas em 2 viveiros, contendo 15 fêmeas e 5 machos por hapa, alimentados com ração extrusada em diferentes inclusões de fosfatidilcolina 2 vezes ao dia.

O manejo experimental consistia na retirada dos reprodutores das hapas que eram transportados por meio de baldes até o laboratório de tilapicultura, onde se fazia a checagem da desova por meio de inspeção bucal nas fêmeas (FIGURA 14). Após a checagem de desova, os ovos eram identificados de acordo com a fêmea e os reprodutores são sedados em solução a

10% de eugenol em álcool 90% diluída em água do tanque na proporção de 1:1000 (solução 10% eugenol: água), ao atingir o plano anestésico os reprodutores passavam por uma biometria onde eram pesados e medidos os comprimentos total e padrão.

Após esse processo, os animais passavam por um banho de imersão em solução de Sal de cozinha a 3% por 10 segundos, sendo esse processo essencial antes da devolução dos reprodutores às hapas pelo fato do NaCl minimizar os efeitos negativos do manejo como o desequilíbrio osmótico e a perda da camada protetora de muco que os peixes possuem em sua pele (CHAGAS *et al.*, 2012).

Por dia eram checadas 6 hapas de maneira sistemática para que os reprodutores tivessem intervalos de 5 dias entre manejo, sendo esse intervalo responsável por um aumento na vitelogênese e uma diminuição de 37,5% entre os intervalos de desova (MAIR *et al.*, 1993; TACON *et al.*, 1996). Esse intervalo tinha como intuito proporcionar aos animais tempo para se recuperar do estresse causado pelo manejo e reproduzirem antes da próxima checagem.

5.1.2. Classificação e manejo de ovos e embriões

Após a coleta dos ovos, os mesmos eram classificados quanto o seu estágio de maturação. A classificação era feita por inspeção morfológica dos ovos, sendo eles: Amarelos, ovos recém fertilizados; Riscados, ovos com aproximadamente 24h pós fertilização; Com olhos, ovos com aproximadamente 48h pós fertilização; Eclodidos, ovos com aproximadamente 72h pós fertilização (FIGURA 15). Feita a classificação, era medido então o volume total da desova em um Becker e retirada uma amostragem de 0,5ml de ovos fixados em formol 4%, que era pesada e feita a contagem dos ovos, possibilitando uma correlação com o volume total da desova, obtendo-se o valor estimado da quantidade total de ovos por desova e compilando os dados das fêmeas era possível chegar a valores totais de ovos por tratamento.

Os ovos eram então alocados em um sistema hidráulico com incubadoras, permitindo o fluxo de água constante até a eclosão e natação. As larvas eclodidas (FIGURA 16) eram contadas e correlacionadas à quantidade total de ovos, obtendo-se a taxa de eclosão por tratamento através da fórmula, Taxa de eclosão (%): (número de larvas eclodidas/número total de ovos) x 100. As larvas eram movidas para outro sistema hidráulico onde ficavam por 22 dias sendo avaliada a taxa de sobrevivência das mesmas através da fórmula, Taxa de sobrevivência (%): (número de larvas vivas/número total de larvas eclodidas) x 100.

Todos esses dados eram comparados aos respectivos tratamentos visando uma resposta às diferentes inclusões de fosfatidilcolina quanto à quantidade de ovos por desova, eclosão e sobrevivência durante a fase de larvicultura.

5.1.3. Coletas de material biológico dos reprodutores

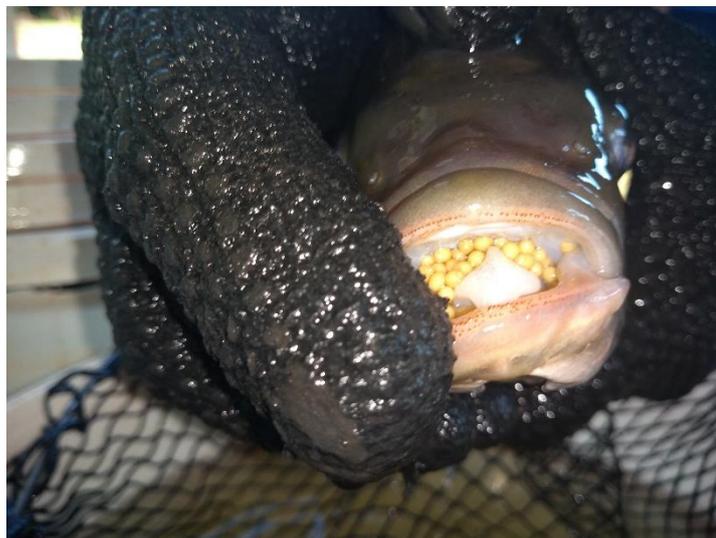
Findada as coletas de ovos, deu-se início a fase de coleta de material biológico dos reprodutores. O manejo consistia na retirada aleatória de 5 fêmeas por hapa, totalizando 120 animais, transportadas até o laboratório de reprodução onde eram anestesiadas em solução a 10% de eugenol em álcool 90% diluída em água do tanque na proporção de 1:1000 (solução 10% eugenol: água).

Com o animal devidamente anestesiado, era realizada a biometria com peso, comprimento total e comprimento padrão. Após esse procedimento, era coletado o sangue por punção na veia caudal e o animal era eutanasiado por secção de medula espinhal.

Após a eutanásia, era coletado tecido muscular, hepático, gonadal e as demais vísceras. As amostras eram pesadas e devidamente identificadas quanto ao tratamento realizado, sendo uma parte fixada em formol 10% para análise histológica e outra parte criopreservada para análises bioquímicas.

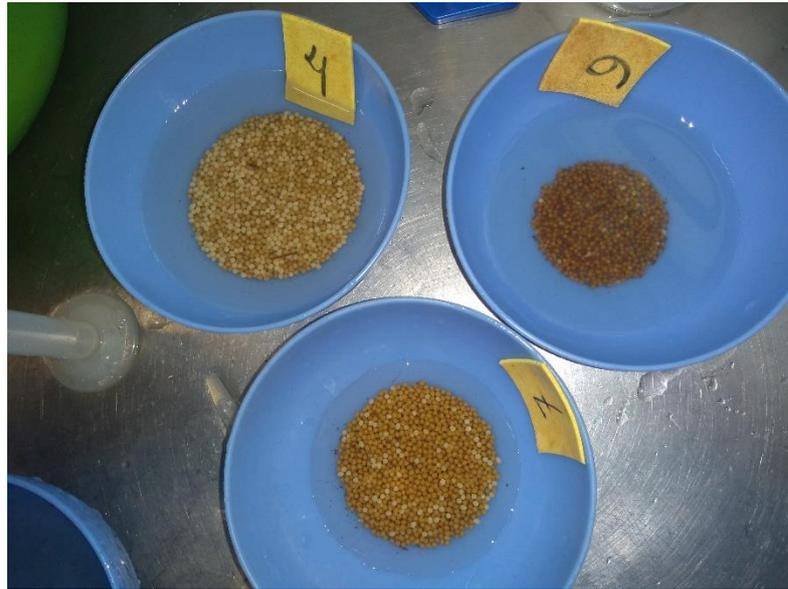
Durante o período de estágio não foi possível acompanhar as análises bioquímicas e histológicas dos tecidos, pois havia outros experimentos concomitantes e com as amostras devidamente estocadas, as análises foram prorrogadas e realizadas após a data final do estágio.

Figura 14- Fêmea de *Oreochromis niloticus* com ovos em sua boca



Fonte: Autor (2020)

Figura 15- Ovos de *Oreochromis niloticus* em diferentes estágios de maturação



Fonte: Autor (2020)

Figura 16- Larvas de *Oreochromis niloticus* com 7 dias pós eclosão.



Fonte: Autor (2020)

5.2. Reprodução Artificial em *Rhamdia quelen*

Algumas espécies de peixes apresentam comportamento reprodutivo migratório, necessitando de estímulos externos como migração, temperatura, profundidade e presença do sexo oposto, para que ocorra sua reprodução natural (NUNES *et al.*, 2018). Desse modo, tornam-se necessárias biotecnologias como a indução hormonal para que o animal não dependa exclusivamente dos estímulos ambientais, possibilitando assim o cultivo de espécies migratórias em cativeiro.

O Jundiá (*Rhamdia quelen*) apresenta essa característica reprodutiva além de uma considerável importância econômica na região sul do país por sua aceitação no mercado consumidor (BALDISSEROTTO *et al.*, 2004).

Durante o período de estágio foi possível acompanhar duas técnicas de reprodução artificial em *Rhamdia quelen*, sendo uma delas utilizando sêmen criopreservado e outra utilizando sêmen fresco.

5.2.1. Reprodução artificial em *Rhamdia quelen* utilizando sêmen criopreservado

O processo de criopreservação no sêmen de peixes possui uma série de benefícios, desde a criação de bancos de sêmen para espécies ameaçadas de extinção, até a possibilidade de maior variabilidade genética em sistemas produtivos por meio da comercialização de sêmen (VIVEIROS & GODINHO, 2009; CABRITA *et al.*, 2010).

Durante o estágio, foi possível acompanhar o processo de reprodução artificial por uso de sêmen criopreservado em *R. quelen*. A atividade em questão foi um experimento que visava avaliar as taxas de fertilização e eclosão de ovos com sêmen previamente congelado em nitrogênio líquido sob diferentes concentrações de um crioprotetor.

A adição de um crioprotetor no sêmen tem como objetivo minimizar os efeitos deletérios nos espermatozoides causados pelas baixas temperaturas. Quando criopreservado sem um crioprotetor, ocorre nos espermatozoides a formação de cristais de gelo intracelulares, resultando na inviabilização das células (WATSON, 1995).

Os crioprotetores podem atuar de maneira intracelular como o dimetilsulfóxido (DMSO), glicerol e metanol amplamente utilizados pela capacidade de reduzir o ponto crioscópico no interior da célula, evitando a formação dos cristais. Existem também os crioprotetores que atuam no meio extracelular, como a gema de ovo e a sacarose, formando uma camada na membrana celular dos espermatozoides estabilizando-a (MARIA, 2005).

Foram então selecionadas 24 fêmeas por meio de avaliação de maturação reprodutiva nos viveiros onde estavam presentes os reprodutores, durante a avaliação as características morfológicas que indicavam uma melhor maturação reprodutiva eram ventres pendulosos e papilas urogenitais protrusivas e edemaciadas (BALDISSEROTTO *et al.*, 2004). Após a seleção as fêmeas foram alocadas em um sistema hidráulico no laboratório de reprodução, onde foi realizada a indução hormonal visando a maturação final dos ovócitos.

O protocolo de indução hormonal utilizado, consistia em duas aplicações intramusculares de extrato bruto de hipófise de carpa - EBHC, sendo a primeira aplicação em uma dose de 0,5 mg de EBHC/kg de peso vivo, 12 horas após a primeira aplicação foi realizada

então a segunda aplicação na dose de 5,0 mg de EBHC/kg de peso vivo. A maturação total dos ovócitos em *R. quelen* acontece após 240 horas/grau (BALDISSEROTTO *et al.*, 2004). O sistema onde as fêmeas estavam possuía água a temperatura de 27 °C, desse modo o estágio final de maturação foi atingido 9 h após a segunda aplicação de EBHC.

Atingida a maturação ovocitária, foi então realizada a extrusão dos ovócitos por meio de massagem abdominal no sentido cefalocaudal (FIGURA 17), gerando três pools contendo ovócitos de oito fêmeas em cada um. Para a fertilização, o sêmen criopreservado contendo diferentes concentrações do crioprotetor testado, foi descongelado em água na temperatura ambiente por 10 s (FIGURA 18) e misturado em 2 ml de ovócitos, onde era incluído 20 ml de solução ativadora e agitados durante 60 segundos para que ocorresse a fertilização.

A avaliação seminal consistia em duas etapas, antes e depois do congelamento. Previamente ao congelamento, era feita avaliação microscópica se houve contaminação durante o processo de coleta, ocasionando a ativação do sêmen, esse processo ocorre quando há a inclusão de alguma solução como a água que altera a osmolaridade do sêmen conferindo aos espermatozoides motilidade que uma vez ativados não há possibilidade de reativação, inviabilizando a criopreservação (FELIZARDO *et al.*, 2011).

Após o congelamento eram retiradas amostras nas quais eram feitas as avaliações cinéticas do sêmen como a motilidade e vigor após ativação, essa análise era feita com o auxílio do CASA e feita a avaliação morfológica desse sêmen por meio de microscopia.

Os ovos eram então transferidos para incubadoras de PVC no Laboratório de Reprodução no qual 12 horas após a fertilização, as amostras eram transferidas para uma placa de Petri em fundo escuro (FIGURA 19) para avaliação da taxa de fertilização nos diferentes tratamentos, obtida pela fórmula, Taxa de fertilização (%): (número de ovos fertilizados/número total de ovos) x 100.

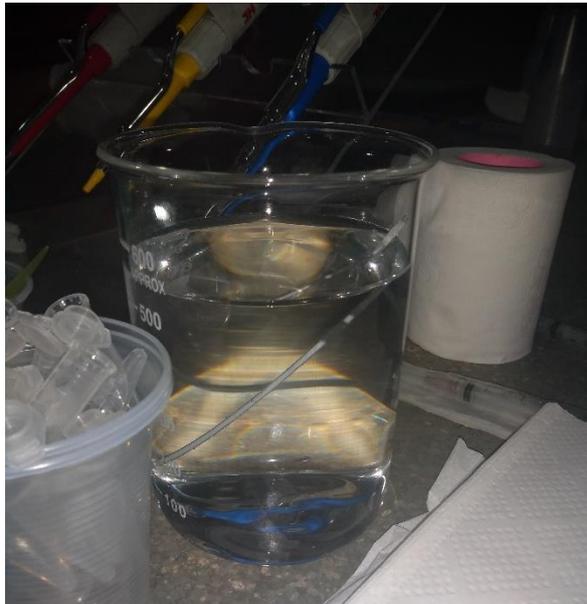
Após 44 horas desde a fertilização, as amostras eram transferidas para placas de Petri em fundo escuro para contagem das larvas eclodidas, obtendo-se a taxa de eclosão dos tratamentos por meio da fórmula, Taxa de eclosão (%): (número de larvas eclodidas/número total de ovos) x 100. As larvas eclodidas eram fixadas em solução de formol a 4% para avaliação morfológica de normalidade em lupas estereoscópicas.

Figura 17- Extrusão ovocitária em *Rhamdia quelen* por massagem abdominal



Fonte: Autor (2020)

Figura 18- Palheta de sêmen em processo de descongelamento



Fonte: Autor (2020)

Figura 19- Placa de Petri contendo ovos de *Rhamdia quelen*



Fonte: Autor (2020)

5.2.2. Reprodução artificial em *Rhamdia quelen* utilizando sêmen fresco

A reprodução artificial a partir de sêmen fresco, foi realizada visando a reposição dos estoques de *R. quelen* nos viveiros escavados, para que o InPAA continue com uma boa densidade da espécie em seus viveiros, possibilitando futuros experimentos.

Como era um processo que não necessitava de um maior controle, como taxas de fertilização e eclosão, o procedimento se diferenciava da reprodução experimental com sêmen criopreservado.

Foram selecionadas 12 fêmeas seguindo os mesmos parâmetros de maturação reprodutiva utilizados na reprodução a partir de sêmen criopreservado e 6 machos nos quais ao realizar massagem cefalocaudal era observada liberação de sêmen, indicando que os mesmos estavam aptos à reprodução. Os animais foram transferidos para um sistema hidráulico no laboratório de reprodução, sendo separados os machos das fêmeas.

O protocolo de indução hormonal a partir de EBHC nas fêmeas foi o mesmo realizado na reprodução a partir de sêmen criopreservado, já nos machos foi realizada uma única aplicação intramuscular de EBHC na dose de 3 mg/kg de peso vivo no mesmo horário em que era aplicada a segunda dose nas fêmeas, essa aplicação é utilizada para induzir uma maior espermiacão nos machos (VIVEIROS & GODINHO, 2009).

Atingindo as 240 horas/grau era realizada a extrusão de ovócitos e sêmen por meio de massagem cefalocaudal e depositados em um vasilhame seco (FIGURA 20). Segundo Bombardelli *et al.*, 2006 a espécie apresenta concentração espermática de $1,97 \times 10^{10}$

espermatozoide/mL e dose inseminante de 89.472 espermatozoides por ovócito produzindo uma taxa de fertilização de 86,68%.

A solução ativadora utilizada foi a água do sistema hidráulico com incubadoras de 100 litros e agitados durante 60 segundos para ocorrência da fertilização. Os ovos foram divididos em duas incubadoras, sendo mantidos em recirculação de água, até que 24 horas após esse processo já foi possível observar as primeiras larvas eclodidas (FIGURA 21).

Figura 20- Vasilhame contendo ovócitos e sêmen de *Rhamdia quelen*



Fonte: Autor (2020)

Figura 21- Incubadora contendo larvas de *Rhamdia quelen*



Fonte: Autor (2020)

5.2.3. Larvicultura de *Rhamdia quelen* e manejo sanitário em viveiro escavado

Previamente à reprodução, foram drenados 3 viveiros escavados nos quais era retirada toda a lama do fundo manualmente e deixada à exposição ao sol. Com os viveiros secos e sem resíduos no fundo, foi realizada a calagem dos mesmos, esse procedimento em questão consiste da aplicação de cal virgem por todo o fundo e laterais do viveiro, elevando assim o pH das superfícies e impossibilitando a sobrevivência de patógenos e larvas de *Odonata sp.* (QUEIROZ & BOEIRA, 2006) sendo esses agentes responsáveis por grandes perdas no processo de larvicultura (QUEIROZ, 2017).

As entradas de água eram vedadas com sacos de sombrite para que não ocorresse a entrada de outra espécie que possa afetar o processo de larvicultura e ocorria o reabastecimento dos viveiros com água.

Com a eclosão das larvas, deu-se início ao manejo alimentar das mesmas ainda nas incubadoras. A alimentação era realizada 7 vezes durante o dia com intervalos de 2 h, utilizando náuplios de *Artemia salina* durante dois dias.

Antes de transferir as larvas para os viveiros, é importante uma análise de pH da água com intuito de garantir as condições de sobrevivência das larvas, já que o processo de calagem pode ocasionar em uma alcalinização da água quando realizado em grandes quantidades (QUEIROZ & BOEIRA, 2006). Essa análise foi feita coletando água de cada um dos 3 viveiros e levada até o Laboratório de Processamento e Análises onde por meio de um medidor de pH de bancada era feita a avaliação do pH. O valor de 7,2 foi obtido após a análise, sendo compatível com os valores preconizados para a larvicultura da espécie, que abrange uma faixa segura de 6 a 9 (FERREIRA, 2000).

As larvas foram divididas e transferidas para os 3 viveiros, com 6 alimentações diárias utilizando ração farelada com 52% de teor proteico, aumentando 250 gramas de ração por semana. Esse manejo alimentar foi mantido até que os peixes começaram a se alimentar na superfície, indicando assim a possibilidade de transição gradual da ração farelada a 52% de proteína para ração extrusada a 32% de proteína. A transição consistia em associar os dois tipos de ração, com 50% da ração farelada e 50% da ração extrusada por 7 dias, condicionando os animais que possuem hábito de se alimentar no fundo do viveiro a buscar o alimento na superfície viveiro (BALDISSEROTTO *et al.*, 2004). Quando a transição se completou, o novo manejo alimentar com 4 alimentações diárias utilizando ração extrusada a 32% de teor proteico foi instaurado.

5.3. Criação intensiva de *Oreochromis niloticus* em sistema de tanques-rede

A criação de peixes em tanques-rede possui uma série de vantagens para o piscicultor, entre elas a possibilidade de estocar altas densidades em um espaço pequeno sendo assim um meio de produção muito utilizado em sistemas intensivos (FITZSIMMONS, 2001).

Durante o período de estágio foi possível participar de um experimento no qual estavam sendo testados os efeitos de diferentes concentrações de fosfatidilcolina na ração em um sistema de tanques-rede. Utilizou-se um viveiro escavado no qual comportava 24 tanques-rede com dimensões de 2m x 2m x 2m (largura, comprimento, profundidade), contendo 350 juvenis de *Oreochromis niloticus*, com peso médio de 80g, em cada tanque-rede.

O manejo consistia em 6 diferentes formulações de ração extrusada sendo oferecidas em 4 alimentações diárias com intervalos de 2 horas até saciedade aparente, totalizando 4 tanques-rede por tratamento. O experimento se encerraria quando os peixes atingissem 800 gramas cada um, sendo esse o peso considerado ideal para o abate na região, desse modo o experimento dependia de biometrias periódicas para a correção da quantidade de ração oferecida e estimar a finalização do experimento com coletas de tecidos dos animais para posterior análise laboratorial.

5.3.1. Biometria em sistema de tanque-rede

As alimentações dos peixes nos tanques-rede eram feitas de maneira sistemática em que para cada tanque-rede, era calculada uma taxa de arraçoamento de 6% da biomassa. Essa quantidade era pesada no início do dia e dividida em 4 porções, sendo uma para cada alimentação. Devido ao método de alimentação utilizado ser por saciedade aparente o consumo variava, mostrando-se necessária a pesagem das sobras diárias de ração para cada um dos tanques-rede, obtendo-se o controle da quantidade de ração ingerida pelos animais.

Como os animais estavam em alimentação constante, a biomassa mudava de acordo com o passar do tempo, alterando a taxa de arraçoamento com o decorrer dos dias. Desse modo, eram implantadas biometrias com intervalos de 15 dias para a atualização do valor da biomassa e conseqüentemente a quantidade de ração a ser ofertada.

O manejo consistia em erguer o tanque-rede por meio de uma balsa até que os peixes possam ser apanhados utilizando um puçá (FIGURA 22), retirava-se uma amostragem de 100 animais que eram sedados em solução a 10% de eugenol em álcool 90% diluída em água do tanque na proporção de 1:1000 (solução 10% eugenol: água) (FIGURA 23) e pesados. O valor era correlacionado então com o número total de animais presentes no tanque-rede,

corrigindo assim a biomassa para o cálculo da nova quantidade de ração diária para os próximos 15 dias.

Figura 22- Coleta de *Oreochromis niloticus* em tanque-rede.



Fonte: LATRAAC (2020)

Figura 23- Exemplares de *Oreochromis niloticus* sendo sedados em solução de eugenol.



Fonte: LATRAAC (2020)

5.4. Fabricação de ração

O InPAA possuía estrutura e equipamentos que tornavam possíveis a fabricação da ração utilizada nos experimentos e no manejo alimentar de rotina dos peixes. Os ingredientes que normalmente são encontrados em menor quantidade nas rações, como o fosfato bicálcico e

o cloreto de sódio, erma calculados e pesados no laboratório de processamento de ração e bromatologia já os outros ingredientes como farinha de vísceras, milho moído e farelo de soja que são encontrados em maior quantidade nas rações, eram calculados e pesados na fábrica de ração.

Após esse processo, todos os ingredientes eram misturados em um misturador vertical instalado na fábrica de ração até que ficassem homogêneos. Nesse ponto se obtêm a ração farelada, que possui utilidade na alimentação dos peixes nos primeiros estágios de vida.

Quando o produto final desejado não é a ração extrusada, essa mistura deve passar pelo processo de extrusão, que pode ser definido como a expansão do amido por meio de altas temperaturas conferindo à ração fluabilidade e uma melhor absorção dos nutrientes (PASTORE *et al.*, 2012).

Na fábrica de ração existia uma extrusora que era abastecida com a ração farelada e em seu interior essa ração era hidratada para passar por uma peça térmica onde ocorria a expansão do amido, a massa era então cortada por meio de um sistema de lâminas giratórias adquirindo o tamanho desejado, após esse processo a ração era transferida para uma secadora horizontal que possuía um fluxo de ar quente responsável pela secagem dos grãos, para que com a ração já seca, ela possa ser transferida para uma secadora artesanal de ar frio até que se resfrie possibilitando o ensacamento.

Essa última etapa foi implementada, pois o ensacamento da ração ainda quente faz com que ela absorva umidade do ar e assim favorece o crescimento indesejado de fungos, podendo gerar perdas de lotes inteiros.

Durante o período do estágio foi possível ver na prática todos esses processos, já que toda a ração utilizada nos experimentos e algumas para o manejo de rotina, eram fabricadas no e armazenadas no próprio InPAA.

5.5. Simulação de transporte com juvenis de *Oreochromis niloticus*

Atualmente a produção de peixes tanto para consumo quanto no âmbito dos peixes ornamentais, vem crescendo e com isso movimentando bilhões de dólares na economia mundial (FAO, 2018). Geralmente em algum momento na cadeia produtiva, os peixes são submetidos a transporte em diversas condições e durações.

O processo de transporte gera condições de estresse nos peixes como manuseio, deterioração da qualidade de água durante o transporte, maior suscetibilidade a desequilíbrios osmorregulatórios, diminuição do oxigênio dissolvido na água, além de infecção e manifestação

de doenças (PICKERING et al. 1982; SAMPAIO & FREIRE et al. 2016) resultando em consideráveis taxas de mortalidade durante e após o transporte (RUBEC & CRUZ et al. 2005).

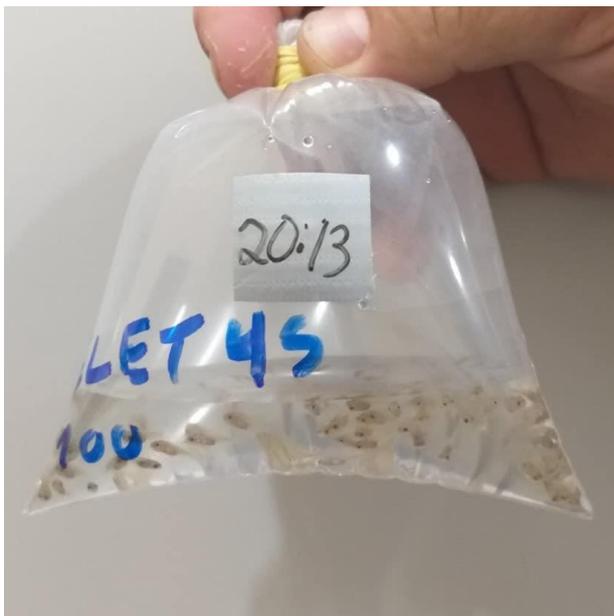
Desse modo, torna-se necessária a utilização de substâncias com o objetivo de minimizar os efeitos nocivos do transporte e conseqüentemente a diminuição das taxas de mortalidade, garantindo uma melhor condição de bem-estar para os peixes durante o processo (VANDERZWALMEN et al. 2018).

Durante o período de estágio, foi possível acompanhar um experimento que buscava avaliar os efeitos da adição de NaCl e um composto de eletrólitos, dissolvidos em diferentes concentrações na água de transporte em sacos plásticos.

O experimento consistia em simular o transporte em sacos plásticos com juvenis de *O.niloticus* com 7 dias de vida em altas densidades por longos períodos de tempo. Os sacos utilizados eram preenchidos com 50 ml de água com as diferentes concentrações de NaCl e eletrólitos para então alocar os peixes nas densidades de 1, 2 e 4 peixes por ml de solução. Após este processo os sacos são inflados com oxigênio e vedados com elásticos, foram identificados com o tratamento e a hora (FIGURA 24) e alocados no Laboratório de Reprodução até completar 48 horas de ensaio.

Findadas as 48 horas os sacos eram abertos e por meio de um oxímetro digital se mensurava a taxa de oxigênio dissolvido, após essa etapa, retiravam-se os animais que eram realocados em uma bacia maior para a contagem dos animais vivos e mortos. A água de transporte era enviada para o Laboratório de Processamento e Análises onde eram feitas as análises de amônia e pH por meio de kit colorimétrico e medidor de pH de bancada respectivamente. Os animais sobreviventes eram eutanasiados por termonarose e transferidos para eppendorfs estocados em botijões de nitrogênio líquido para futuras análises.

Figura 24- Saco plástico contendo juvenis de *Oreochromis niloticus* em simulação de transporte



Fonte: LATRAAC (2020)

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

As atividades acompanhadas durante o período de estágio supriram as expectativas, pois foi possível ter contato com diversas metodologias experimentais que não havia tido contato até então. Esses conhecimentos contribuíram para o crescimento profissional na área de pesquisa em organismos aquáticos.

Além das atividades experimentais, também foi possível vivenciar de maneira teórico-prática os manejos e procedimentos de rotina que se assemelham aos implementados em pisciculturas comerciais. Propiciando assim um crescimento profissional, bem como o papel do médico veterinário na produção aquícola.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BALDISSEROTTO, B. **Biologia do jundiá**. In: BALDISSEROTTO, B.; RADÜNZ NETO, J. (Eds.). **Criação de jundiá**. Santa Maria: Editora UFSM, 2004. p.67-72.

BOMBARDELLI, R. A., HAYASHI, C., NATALI, M. R. M., SANCHES, E. A., & PIANA, P. A. (2010). **Níveis de energia digestível sobre os desempenhos reprodutivo e zootécnico e a deposição de lipídios nos hepatócitos de machos de tilápia-do-nilo**. Revista Brasileira de Zootecnia, 39(5), 941–949.

- BOMBARDELLI, Robie Allan et al. **Dose inseminante para fertilização artificial de ovócitos de jundiá cinza, *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimardm, 1824)**. R. Bras. Zootec. [online]. 2006, vol.35, n.4 [cited 2020-07-22], pp.1251-1257.
- CABRITA, E., SARASQUETE, C., MARTÍNEZ-PÁRAMO, S., ROBLES, V., BEIRÃO, J., PÉREZ-CEREZALES, S., HERRÁEZ, M.P., 2010. **Cryopreservation of fish sperm: applications and perspectives**. J. Appl. Ichthyol. 26,623–635.
- CHAGAS, E. C., ARAÚJO, L. D. DE, GOMES, L. DE C., MALTA, J. C. DE O., & VARELLA, A. M. B. (2012). **Efeito do cloreto de sódio sobre as respostas fisiológicas e controle de helmintos monogenóides em tambaqui (*Colossoma macropomum*)**. Acta Amazonica, 42(3), 439–444. doi:10.1590/s0044-59672012000300017
- DUPONCHELLE, F.; LEGENDRÉ, M. **Influence of space structure on reproductive traits of *Oreochromis niloticus* females**. In: International symposium on tilapia in aquaculture, 4., 1997, Fitzsimmons. Proceedings... Fitzsimmons: STA, 1997. p. 305-3014.
- FELIZARDO, V.O. et al. **Osmolaridade e taxa de diluição na ativação do sêmen criopreservado de *Prochilodus lineatus***. Arch. zootec. [online]. 2011, vol.60, n.232, pp.1255-1262. ISSN 1885-4494. <http://dx.doi.org/10.4321/S0004-05922011000400040>.
- FERREIRA, A. A. **Influência de diferentes níveis de ph, no desempenho de ovos, larvas e pós-larvas de Jundiá (*Rhamdia quelen*)**. Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, 2000.
- FITZSIMMONS, K. 2001. **Tilapia production in the Americas. Tilapia: production, marketing and technological developments: proceedings of the Tilapia 2001**. International Technical and Trade Conference on Tilapia, 28 30 May 2001, Kuala Lumpur, Malaysia Subasinghe, S.(ed.); Singh, T.(ed) Kuala Lumpur Malaysia INFOF , 7-16.
- MAIR, G. C. et al. **Small-scale fry productions systems for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus***. Aquaculture and Fisheries Management, Oxford, v. 24, n. 2, p. 229-235, Mar. 1993.
- MARIA AN. **Diluidores e crioprotetores no resfriamento e congelamento do sêmen de Piracanjuba (*Brycon orbignyanus*)**. 2005. 84f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia), Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2005.
- NUNES, L. T. et al. **Reprodução de peixes reofílicos nativos do Brasil: fertilização artificial e qualidade da água**. Rev. Bras. Reprod. Anim., Belo Horizonte, v.42, n.1, p.15-21, jan./mar. 2018.
- OLIVEIRA, M. M. **Dietas para reprodutores de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*)**. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal de Lavras. Lavras. p. 42-71. 2012.
- ORGANIZAÇÃO DAS NAÇÕES UNIDAS PARA ALIMENTAÇÃO E A AGRICULTURA. FAO. **El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. Cumplir los objetivos de desarrollo sostenible**. Roma. Licencia: CC BY-NC-SA 3.0 IGO. 2018.
- PASTORE, S.C.G.; GAIOTTO, J.R.; RIBEIRO, F.A.S.; NUNES, A.J.P. **Boas práticas de fabricação e formulação de rações para peixes**. In: FRACALOSSO, D.M. e CYRINO, J.E.P. (Eds.). NUTRIAQUA: nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura

brasileira. 1ª ed. Florianópolis: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, 2012. cap.16, p. 295-346

PEIXE BR. **Anuário Brasileiro da Piscicultura Peixes BR 2020**. Associação Brasileira de Piscicultura, 2020.

PICKERING A, POTTINGER T, CHRISTIE P (1982) **Recovery of the brown trout, *Salmo trutta* L., from acute handling stress: a time course study**. Journal of Fish Biology 20: 229–244.

QUEIROZ, J. C. **Controle químico de ninfas de libélula (Insecta, Odonata) durante a larvicultura do Jundiá (*Rhamdia quelen*)**. 2017. 63 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon, 2017.

QUEIROZ, J. F & BOEIRA R. C. **Calagem e Controle da Acidez dos Viveiros de Aquicultura**. Jaguariúna, SP Dezembro, 2006.

RIGHETTI, J. S. et al. **Redução da proteína em dietas para tilápias-do-nilo por meio da suplementação de aminoácidos com base no conceito de proteína ideal**. Revista Brasileira de Zootecnia, Viçosa, MG, v. 40, n. 3, p. 469-476, mar. 2011.

RUBEC PJ, CRUZ FP (2005) **Monitoring the chain of custody to reduce delayed mortality of net-caught fish in the aquarium trade**. SPC Live Reef Fish Information Bulletin 13: 13–23.

SAMPAIO FDF, FREIRE CA (2016) **An overview of stress physiology of fish transport: changes in water quality as a function of transport duration**. Fish and Fisheries 17: 1–18.

TACON, P. et al. **Relationships between the expression of maternal behavior and ovarian development in the mouthbrooding cichlid fish *Oreochromis niloticus***. Aquaculture, Amsterdam, v. 146, n. 3/4, p. 261-275, Nov. 1996.

VANDERZWALMEN, M., EATON, L., MULLEN, C., HENRIQUEZ, F., CAREY, P., SNELLGROVE, D., & SLOMAN, K. A. (2018). **The use of feed and water additives for live fish transport**. *Reviews in Aquaculture*. doi:10.1111/raq.12239

VIEIRA, I., CYRINO, J. E. P., & PEZZATO, L. E. (2001). **Colina e betaína em rações purificadas na nutrição da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*)**. Scientia Agricola, 58(4), 675–680. doi:10.1590/s0103-90162001000400004

VIVEIROS, A.T.M., GODINHO, H.P., 2009. **Sperm quality and cryopreservation of Brazilian freshwater fish species: a review**. FishPhysiol. Biochem. 35, 137–150.

WATSON, PF. **Recent developments and concepts in the cryopreservation of spermatozoa and assessment of their post-thawing function**. Reprod Fert Develop, v.7, n.4, p.871-891, 1995.

ZANARDI, M. F. **Fontes de lipídios na reprodução e larvicultura de tilápia do Nilo**. 2011. 100 p. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2011.