



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

COORDENAÇÃO DO CURSO DE BACHARELADO EM ZOOTECNIA

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

ANDERSON CRISTIANO FERREIRA COSTA

Recife, 2019



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA
COORDENAÇÃO DO CURSO DE BACHARELADO EM ZOOTECNIA

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

Relatório apresentado à Coordenação do curso de Bacharelado em Zootecnia, da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos da disciplina Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO).

ANDERSON CRISTIANO FERREIRA COSTA

Recife, 2019

FOLHA DE APROVAÇÃO

A comissão de avaliação do ESO aprova o Relatório de Estágio Supervisionado Obrigatório da(o) discente Anderson Cristiano Ferreira Costa por atender as exigências do ESO.

Recife, 03, de julho de 2019

Comissão de avaliação

Fernando Figueiredo Porto Neto

(Prof. Dr, DZ/UFRPE)

Manlio Ponzi Junior

(Prof. Dr, DEPAQ/UFRPE)

Lidiane Rosa Custódio

Ms. Zootecnista

DADOS DO ESTÁGIO

NOME DA EMPRESA OU ESTABELECIMENTO: Universidade Federal Rural de Pernambuco.

LOCAL DE REALIZAÇÃO: Departamento de Pesca e Aquicultura/ Estação de Aquicultura.

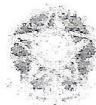
PERÍODO: 12/03/19 á 31/05/2019

CARGA HORÁRIA: 330 horas

ORIENTADOR: Fernando de Figueiredo Porto Neto.

SUPERVISOR: Dijaci Araújo Ferreira.

Carga Horária Total: 330 horas



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE PESCA E AQUICULTURA**

Certificamos para fins de comprovação que ANDERSON CRISTIANO FERREIRA COSTA, CPF. 054.614.044-05, estagiou na Estação de Aquicultura Prof. Johei Koike do Departamento de Pesca e Aquicultura entre 12 de março e 31 de maio de 2019, totalizando 330 horas, necessárias para a conclusão do Estágio Supervisionado Obrigatório (Curso de Zootecnia).

Recife, 31 de maio de 2019

AGRADECIMENTOS

A Deus por tudo.

A minha mãe Teresa Cristina Ferreira que foi a minha base a vida inteira e a minha família que me deu o suporte necessário para continuar firme na jornada. Ao padrasto Luiz e ao meu irmão Camilo.

Ao Professor Fernando de Figueiredo Porto Neto pela orientação.

A minha companheira de estágio Carol, por fazer esse período 3 meses ser mais divertido e menos pesado.

Ao meu supervisor Dijaci ter contribuído de forma singular durante todo período de estágio. E a todos os colaboradores da Estação de Aquicultura pelo auxílio.

A Eric Machado e a Clemildo por todo suporte com a montagem do sistema de aquaponia.

Ao meu melhor amigo, o qual amo tanto, Tseng por todo o apoio para a realização do estágio e por me estimular a continuar sempre evoluindo.

As amigas mais chegadas que irmãs pela força que emanaram a mim, em todos os âmbitos da vida, sobretudo a Marina Ximenes e Letícia Aline, pelo o incentivo e a grande ajuda com o fornecimento de material para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

1. APRESENTAÇÃO	11
2. LOCAL DO ESTÁGIO.....	12
3. ATIVIDADES DSENVOLVIDAS	14
4.1. Transferência de Pirarucu	14
4.2. Ectoparasita <i>Argulus</i>	15
4.3. Biometria e Sexagem das Tilápias	18
4.4. Despesca, distribuição e doação de Tilápia e Tambaqui.....	22
4.6. Reforma dos Laboratórios.....	25
4.6.1. Laboratório Lab. OAO (interno).....	25
4.6.2. Laboratório Lab. OAO (interno).....	29
4.7. Comportamento reprodutivo do Acará-bandeira	31
4.8. Manejo Alimentar de peixes ornamentais.....	33
4.9. Aquaponia.....	37
4. CONSIDERAÇÕES FINAIS	49
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	50

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Mapa da Estação de Aquicultura	12
Figura 2 – Galpão central da Estação de Aquicultura Raimundo Adhemar Braga	13
Figura 3 - Captura do Pirarucu	14
Figura 4 - Transporte entre os viveiros	15
Figura 5 – Pré-soltura	15
Figura 6 - Pangasius com Argulus	16
Figura 7 - Pesagem do Masoten	17
Figura 8 - Enchendo a caixa d’água	17
Figura 9 - Aplicação do produto	18
Figura 10 – Balança para biometria.....	21
Figura 11 - Tilápis para sexagem.	21
Figura 12 - Materiais para a captura dos animais	22
Figura 13- Despesca no viveiro	23
Figura 14 - Doação de peixe pela Noronha Pescados	24
Figura 15 – Doação de peixes.....	24
Figura 16 - Encanação antiga do Lab. OAO	25
Figura 17 - Sistema de passagem de água pós-reforma	26
Figura 18 – Torneira de distribuição de água	26
Figura 19 - Aeração apoiada em cima dos aquários no Lab. OAO	27
Figura 20 – Pontos de aeração instalados.....	27
Figura 21 - Aquários identificados	27
Figura 22 - Organização do laboratório, após a reforma	28
Figura 23 – Conserto da porta	28
Figura 24 - Retirada do material para o início da reforma.	29
Figura 25 - Derrubando as paredes do laboratório	30
Figura 26 - Inserção dos pontos de água e ar	30
Figura 27 - Laboratório externo pós-reforma	31

Figura 28 – Parte interna do laboratório externo organizado	31
Figura 29 - Desova no substrato	33
Figura 30 - Rações para os peixes ornamentais	34
Figura 31 – <i>Daphinia</i>	35
Figura 32 - Sifonagem dos aquários	36
Figura 33 - Enchendo os aquários.	37
Figura 34 - Junção dos canos de 100mm com o joelho	38
Figura 35 - Furo no cano para deposição das mudas	38
Figura 36 - Corte dos canos de 20mm	38
Figura 37 - Rosqueando o cano	39
Figura 38 - Colagem do cano de 20mm	39
Figura 39 - Lavagem da britas	39
Figura 40 - Instalação da bomba	40
Figura 41– Fincando a estaca de apoio.....	41
Figura 42 – Madeira de apoio (igual)	41
Figura 43 - Cano sob a base	41
Figura 44 - Inserção das britas.....	41
Figura 45 - Testanto se o cano está nivelado	42
Figura 46 - Pesagem dos Pangasius.....	43
Figura 47 - Realizando a aclimatação.....	43
Figura 48 - Furando os copos	45
Figura 49 - Inserção dos copos no sistema.....	46
Figura 50 - Sistema com as mudas	46
Figura 51 - Teste de ph e amônia	47
Figura 52 - Sistema com as mudas	47
Quadro 1 - Consumo de ração na primeira semana de acompanhamento	44
Quadro 2 - Consumo de ração na segunda semana de acompanhamento	44

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- – Peso da biometria dos Machos de tilápia no Tanque R1	19
Tabela 2- – Peso da biometria das Fêmeas de tilápia no Tanque R1	20

1. APRESENTAÇÃO

A criação de organismos aquáticos pode ser feita com diversas finalidades, como por exemplo a produção de carne, cuja a tilápia é a principal espécie de peixe produzida no país. Segundo a revista Globo Rural (2019) o Brasil produziu no ano de 2018, 722,560 mil toneladas de carne tilápia, o que representa um crescimento de 4,5% em relação ao ano anterior, o que demonstra a importância dessa espécie para o país.

Além disso, a produção de peixes ornamentais também tem uma alta importância, dentro das espécies de organismos ornamentais o Acará Bandeira (*Pterophyllum scalare*) tem uma demanda bastante significativa, por isso compreender os aspectos da criação desses animais, como: manejo alimentar, manejo reprodutivo, manejo sanitário é imprescindível para o sucesso da produção.

Porém, a produção de organismos aquáticos pode gerar impactos, como aumentar poluição ambiental e aumentar o consumo de água, uma forma de diminuir esses impactos é fazer uso da aquaponia, que consiste em um sistema fechado em que associa à produção de peixes a produção de hortaliças, de forma que a água recircula no sistema, sendo aproveitada para as duas finalidades, utilizando uma quantidade de água inferior do que em sistemas de produção tradicionais.

Porém para que haja uma produção adequada e que os animais expressem o seu maior potencial, é necessário não só ter o conhecimento teórico desses assuntos, mas também ter o domínio prático dos manejos indispensáveis na criação de peixes.

2. LOCAL DO ESTÁGIO

O estágio foi realizado na Estação de Aquicultura do Departamento de Pesca e Aquicultura/ Estação de Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) localizada no Estado de Pernambuco, na Cidade de Recife, no Bairro de Dois Irmãos, no período de 12 de Março a 31 de Maio de 2019.

A Estação de Aquicultura está localizada dentro da UFRPE na cidade de Recife, onde possui Latitude: 8.0266106S e Longitude: 34.8777362W com altitude média em relação ao nível do mar de 4 metros (Figuras 1 e 2).



Figura 1. Mapa da Estação de Aquicultura. Fonte: NTI/UFRPE, 2000.

A Estação de Aquicultura tem como principais objetivos: fornecer aos estudantes de diversas áreas a oportunidade de praticar os conhecimentos aprendidos em sala de aula e oferecer aos produtores rurais assistência técnica para problemas enfrentados no campo. Por isso, foi o local escolhido para realização do estágio.



Figura 2. Galpão central da estação de aquicultura Raimundo Adhemar Braga. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3. ATIVIDADES DSENVOLVIDAS

3.1. Transferência de Pirarucu

Na Estação de Aquicultura, havia dois viveiros que estavam povoados com pirarucu. O viveiro, chamado de P2 estava povoado por 12 pirarucus há cerca de 1 ano, por isso se fazia necessário realizar a limpeza desse viveiro, para que isso ocorra se faz necessário a retirada de todos os animais presentes ali.

Para isso, inicialmente foi baixado o nível da água e tentou-se capturar os animais com o auxílio de uma rede de pesca, porém esse processo não teve êxito uma vez que os animais conseguiam passar por baixo ou pular a rede, por isso foram utilizados alguns sacos de nylon, os quais “vestiam” os animais, que ficavam presos na lama, para realizar este manejo se fez necessária à participação de um alto número de pessoas, visto que o pirarucu é um peixe de grande porte.

Após a captura dos animais (Figura 3), eles foram levados para fora do viveiro e postos em um carro de mão, onde eram carregados, individualmente, e realocados no P1 (Figuras 4 e 5). Após o término desta atividade se aguardou algumas horas para alimentar os animais, pois essa transferência causa estresse, fazendo necessária uma aclimatação ao novo ambiente.



Figura 3. Captura do Pirarucu. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 4. Transporte entre os viveiros. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 5. Pré-soltura. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.2. Controle sanitário do ectoparasita *Argulus*

Ao realizar atividades rotineiras de manejo, foram observados que algumas carpas, Oscar e *Pangasius* (Figura 6) estavam infestados de ectoparasitas do gênero *Argulus*. Esses

parasitas além de causar danos físicos aos animais, podem estressá-los, por isso realizar o controle é imprescindível.

Antes de iniciar a aplicação do medicamento para o controle químico dos *Argulus*, foram retirados alguns desses que estavam parasitando os peixes com uma pinça, porém esta atividade teve finalidade didática apenas, uma vez que a infestação era de alto grau e só o controle químico poderia erradicar os parasitas. Além disso, os tanques e viveiros que apresentavam os parasitas foram medidos com uma fita métrica, mediu-se o comprimento, a largura e a altura da lâmina d'água e a partir disso foi calculado o volume de cada viveiro e tanque.

Sabendo disso, foi realizada uma reunião para planejar a aplicação do *Masoten*, medicamento utilizado no controle de parasitas em peixes, uma vez que a dosagem de aplicação desse produto depende de algumas variáveis, como: Espécie do peixe, taxa de lotação, volume de água no tanque/viveiro e outros.

Calculando-se a dosagem o *Masoten* foi pesado em uma balança de precisão (Figura 7). Para aplicar, o medicamento foi diluído em água e jogado nos tanques e viveiros, de forma que com o auxílio de baldes o medicamento era lançado dentro dos viveiros pelas bordas (Figura 8 e 9), de acordo com a dosagem necessária para cada um, depois esperava-se 1 hora e havia uma troca de água para remover o produto, depois de 2 a 3 dias se aplicava uma nova dosagem do medicamento



Figura 6. Pangasius com Argulus. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 7. Pesagem do Masoten. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 8. Enchendo a caixa d'água. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 9. Aplicação do produto. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.3. Biometria e Sexagem das Tilápias

A biometria é uma prática de extrema relevância para a piscicultura, ela permite acompanhar, através de pesagens e medições, o desenvolvimento dos peixes. Além disso, pode-se perceber o aspecto sanitário geral do lote, sendo mais uma informação útil para a caracterização do sistema em monitoramento (LIMA et al., 2013).

Com a intenção de praticar o conhecimento teórico que já tínhamos, foi realizada uma atividade de biometria com tilápias, além disso foi possível observar características externas que caracterizam a espécie.

A biometria foi realizada com tilápias do Nilo, que são criadas em um tanque, antes da biometria foi realizada uma sexagem (Figuras 10 e 11), para identificar os machos e as fêmeas e posteriormente os animais eram pesados individualmente. Essa atividade iniciou às 8 horas da manhã, pois a temperatura estava amena e assim diminui o estresse térmico, tanto para os animais quanto para aqueles que realizaram a biometria. A sexagem consistia em fazer uma leve compressão na região gonadal das tilápias e observar as características sexuais, ou se elas expeliam ovos armazenados.

Para realizar a biometria, inicialmente baixou-se o nível da água do tanque, para facilitar a visualização dos animais, o que ainda assim existia certa dificuldade devido à água ser um pouco turva, com um puçá capturava-se um peixe – foi nos instruído a forma correta de se realizar a captura, que deveria ser de maneira rápida e precisa, mas sem lesionar o peixe- fazia-se a sexagem e em seguida outro puçá era colocado na balança (Figura 10), fazia-se a tara da balança e o animal era posto para ser pesado, após a pesagem o peixe era depositado em uma caixa d’água, onde aguardava até o fim de todo o processo, os animais eram pesados individualmente, os pesos eram anotados e foi feita a média de peso dos machos e das fêmeas, conforme pode-se observar nas Tabelas 1 e 2

1 – Peso da biometria dos Machos de tilápia no Tanque R1 – Março de 2019

Macho	Peso (kg)
1	2,06
2	2,345
3	1,83
4	1,79
5	2,265
6	1,90
7	1,99
8	0,605
9	1,855
10	0,785
Média	1,7425

Tabela 2 – Peso da biometria das Fêmeas de tilápia no Tanque R1 – Março de 2019

Fêmea	Peso (kg)
1	0,66
2	0,66
3	0,685
4	0,704
5	0,805
6	0,702
7	1,03
8	1,14
9	1,97
10	0,535
11	0,825
12	0,56
13	0,66
14	0,63
15	0,645
16	0,71
17	0,475
18	1,41
19	0,495
20	0,53
21	0,73
22	0,5
23	0,785
24	0,575
25	0,29
26	0,74
Média	0,750192

Após feita toda a biometria, também eram recolhidos com um puçá de malha fina o máximo de alevinos possíveis, feito isso o tanque era totalmente esvaziado e era jogado cal virgem, com a finalidade de fazer uma assepsia nesse ambiente. Aguardou-se cerca de 10 minutos, em seguida o tanque foi lavado, com uma vassoura de piaçava se removia os resíduos sólidos. Por fim, o tanque era cheio novamente e os peixes liberados.



Figura 10. Balança para biometria Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 11. Tilápia para sexagem. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 12. Materiais para a captura dos animais. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.4. Despesca, distribuição e doação de Tilápis e Tambaqui

De acordo com a Embrapa (2016), as espécies mais produzidas no Brasil são: tambaqui, pirarucu e pirapitinga na região Norte; tilápis e camarão marinho no Nordeste; tambaqui, pacu e pintado no Centro-Oeste; tilápis, pacu e pintado no Sudeste e carpa, tilápis, jundiá, ostra e mexilhão na região Sul.

A Semana Santa em 2019 ocorreu de 14/04 a 20/04, por isso o mês de abril, na Estação de Aquicultura, foi bastante movimentado, pois antes mesmo dessa semana, se inicia os preparativos para que ocorram as despescas.

Ocorreram diversas despescas parciais e uma despescas total. Nas despescas parciais, eram recolhidas cerca de 200 tilápis e 300 tambaquis por despescas, com o auxílio de uma rede de arrasto (que é composta por uma parte inferior de chumbo que arrasta no chão do viveiro, impedindo que os peixes passem por baixo e uma parte superior que é composta por boias que flutua e impede que os peixes saiam por cima), por volta de 10 pessoas entravam dentro de um viveiro, levando essa rede de ponta a ponta, ao chegar no ponto de saída com a rede cheia de peixes, duas pessoas ficavam de fora de viveiro puxando para fora a rede, puxando a boia e o chumbo, as pessoas que ficavam dentro da água tinham que ter o cuidado e de manter o chumbo sempre rente ao chão para evitar que o peixe fugisse.

Na despesa total, foram feitos dois arrastos, semelhantemente na despesa parcial e depois o viveiro foi totalmente esvaziado e os peixes que sobraram foram retirados com um puçá de pesca, nesta foram retirados cerca de 300 peixes, pois foi a última a ser feita nesse viveiro (Figura 13).

Sempre que havia despesa, os peixes eram postos em baldes e logo em seguida eram armazenados em freezer, no final da manhã eram pesados e separados a cada 2,5kg e postos em bolsas plásticas. Posteriormente, ocorreram duas ações de doação desses peixes, em duas comunidades diferentes, além dos peixes da Estação de Aquicultura, foi realizada uma parceria com a Noronha Pescados que doou 200 kg de peixe (Figuras 14 e 15).



Figura 13. Despesa no viveiro. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 14. Doação de peixe pela Noronha Pescados. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 15. Doação de peixe. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

4.5. Reforma dos Laboratórios

3.5.1. Laboratório de Organismos Aquáticos Ornamentais (interno)

Na Estação de Aquicultura há diversos laboratórios, porém durante o período de estágio apenas dois passaram por reforma: O Laboratório de Organismos Aquáticos Ornamentais (OAO), ou L2, que fica interno ao prédio principal da base, e o laboratório externo, que anteriormente era utilizado para a ranicultura.

No Lab. OAO, antes do início da reforma foi feita uma reunião com o técnico de laboratório da base, João Laurindo e uma análise a fim de observar quais pontos precisavam de melhorias. Primeiro, foi observado que o sistema de abastecimento de água era ineficiente, pois precisava transportar água, através de uma mangueira, da caixa d'água que fica fora do laboratório para encher os aquários de dentro, uma vez que não havia encanação que levasse água para o interior do laboratório, assim foi instalada uma conexão na caixa d'água que permitiu que água fosse levada diretamente para o laboratório, além disso também foi colocada uma torneira de jardinagem dentro do laboratório, assim este ponto d'água serviria como ponto para a distribuição interna (Figuras 16, 17 e 18).



Figura 16. Encanação antiga do Lab. OAO. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 17. Sistema de passagem de água pós-reforma. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 18. Torneira de distribuição de água. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

O sistema de aeração (Figura 19) também precisou ser reformado, pois apesar de conseguir levar ar com eficiência, pois ficava por cima dos aquários, o que dificultava o manejo diário, assim os canos de aeração foram suspensos e fixados na parede através de braçadeiras, alguns precisaram ser trocados devido ao alto grau de degradação (Figura 20).

Além disso, os aquários foram divididos em 3 blocos (blocos A, B e C) e os materiais de uso diário no laboratório (Puçá, potes de ração e afins) também foram organizados, de uma forma que ficassem visíveis e acessíveis (Figura 21 e 22). Também foi instalado um Timer que realizava o controle da luminosidade artificial.



Figura 19. Aeração apoiada em cima dos aquários no Lab. OAO. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 20. Pontos de aeração instalados. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 21. Aquários identificados. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 22. Organização do laboratório, após a reforma. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

A porta do laboratório também estava com problemas, de forma que sempre que era aberta arrastava no chão, para solucionar este problema foi feita uma pequena manutenção de aperto de parafusos e lubrificação, para finalizar esta reforma foi feita uma limpeza na bancada que receberia os aquários (Figura 23).



Figura 23. Conserto da porta. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.5.2. Laboratório Lab. OAO (interno)

No laboratório externo, inicialmente foram retirados todos os materiais que eram usados no laboratório de ranicultura, laboratório este que foi desativado devido à falta de atividades, os tanques de cimento foram quebrados e toda a metralha foi descartada, posteriormente um pedreiro refez o piso do laboratório. Feito isso, juntamente com a equipe todo o sistema de aeração e o de passagem de água foram reajustados, para que ficasse mais funcional e ocupasse menos espaço. Ao término da reforma, foi realizada uma faxina, na qual foram removidas as casas de cupim, que eram abundantes, e foi feita uma pintura com cal virgem (Figuras 24 a 28).



Figura 24. Retirada do material para o início da reforma. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 25. Derrubando as paredes do laboratório. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 26. Inserção de pontos de água e ar. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 27. Laboratório externo pós-reforma. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 28. Parte interna do laboratório externo organizado. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.6. Comportamento reprodutivo do Acará-bandeira

O acará-bandeira é um peixe nativo, amazônico, cujo tem uma alta capacidade reprodutiva, De acordo com Vidal Junior (2007), a fecundação ocorre na água, após tanto o macho quanto a fêmea lançam os gametas nela.

No futuro, serão realizados no Laboratório OAO experimentos com comportamento reprodutivo de peixes da espécie Acará bandeira, para isso é preciso que haja a formação de

casais e observar se estes animais estarão aptos a trabalhar em laboratório, para isso atualmente o laboratório está selecionando os melhores os casais para os experimentos.

Antes do início do estágio, já havia alguns animais nos aquários, de forma que em alguns aquários havia grupos de 4 a 5 peixes, e em outros já observamos casais, porém vivendo no mesmo aquário existiam alguns animais maduros sexualmente e outros não, por isso eles foram separados.

Posteriormente, foram adquiridos mais 21 Acarás bandeira, eles foram separados em 3 grupos e postos em caixas d'água (um grupo com 6 animais, outro com 7 e um último com 8), esses animais ficaram de quarentena por cerca de 18 dias, mesmo durante a quarentena eles eram observados com intuito de perceber a formação de casais.

Para perceber a formação de casais é importante compreender que o acará bandeira é monogâmico, com isso após escolher o parceiro, o casal isola-se dos demais e começa o processo de limpeza do substrato onde serão depositados os ovos. Quando percebida a formação de casais, era observado se também havia desova no cano, foi posto um cano em cada caixa d'água e aquário, o qual servia como substrato para que a fêmea depositasse os ovos, se a desova houvesse ocorrido o casal permanecia na caixa d'água e todos os outros indivíduos eram realocados, mas se não houvesse desova, apenas o casal era realocado. Foram observadas duas desovas com fungos a primeira em um aquário no laboratório OAO, nessa ocasião aguardamos por 72 horas para uma possível eclosão, que não ocorreu, por isso o cano foi higienizado e reposto no aquário. A eclosão dos ovos deve ocorrer em aproximadamente 60 horas após a desova, as larvas recém-eclodidas ficam fixadas ao substrato até o consumo do saco vitelínico que ocorre a partir de 120 horas de vida, ao fim deste período as larvas começam a nadar em sentido horizontal ficando semiestáticas em toda coluna d'água (RAMOS et al., 2016).

A segunda, no laboratório externo, em uma caixa d'água de amianto, nesse caso, não foi preciso realizar a lavagem do cano, pois os pais comeram a desova (Figura 29). Geralmente, estes animais escolhem substratos que tenham uma grande superfície de contato, já que se houver um alto nível de desova e pouca oxigenação os ovos podem ser contaminados por fungos patogênicos e tornarem-se inviáveis (BOTELHO & ABREU 1985)



Figura 29. Desova no substrato. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

No lab. OAO foi observado um casal que conseguia pôr uma alta quantidade de ovos, porém este casal era muito sensível ao manejo alimentar, de forma que um dia depois da primeira desova ele consumiu os ovos, vale ressaltar que neste dia foi feito apenas um pequeno manejo alimentar no laboratório. Um tempo depois, esse episódio ocorreu mais uma vez, por isso esse casal foi transferido para um tanque que fica do lado de fora, na tentativa de mitigar o impacto do estresse, porém mais vez a desova foi consumida. Por isso, o casal foi separado, de forma que o macho foi colado em um tanque maior com 270 Acarás, visto que foi observado que era ele quem, principalmente, consumia os ovos. E a fêmea foi posta em um aquário com um grupo para que formasse um novo casal, pois ela era bastante prolífica. Durante o estágio, foi possível observar a formação de alguns casais e acompanhar o crescimento de filhotes.

3.7. Manejo Alimentar de peixes ornamentais

No Laboratório de OAO, além dos acarás eram criados peixes japonês (*Carassius auratus Linnaeus*) e peixe Betta (*Betta splendens*), porém todos animais que estavam nas fases juvenil e adulto eram alimentados com ração comercial para peixes ornamentais, essas rações ficavam armazenadas em garrafas PET e um pote com tampa, como mostrado na Figura 30.

Durante o período de estágio, ficou acertado que as rações seriam ofertadas em 3 horários pela Manhã (8 horas), início da tarde (14 horas) e final da tarde (17 horas), com isso a ração era oferecida pouco a pouco até os animais apresentarem comportamento de saciedade, parando de subir a superfície para comer, essa técnica evita que sobre ração no aquário, o que contamina a água aumentando a quantidade matéria orgânica e desperdiça ração.



Figura 30. Rações para os peixes ornamentais. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

Já os animais que estavam na fase de larva e pós-larva, eram alimentados com zooplâncton (*Daphnia* e náuplios recém eclodidos de *Artemia*) e larva de mosquito, que eram produzidos na base pesca, para Gerking (1994). A maioria das larvas de peixes se alimenta de zooplâncton. O gênero *Daphnia* pertence à ordem Cladocera sendo conhecida popularmente “de pulgas d’água”, devido a sua maneira de locomoção, fazem parte do zooplâncton límnico, tem uma alta relevância na cadeia alimentar aquática, representando o elo entre organismos autotróficos e consumidores (Ruppert et al., 2005).

Para a produção de *Daphnia*, foram depositadas em um balde, com aerador, excretas de frango o que estimulou a produção de fitoplâncton e posteriormente uma pequena população de *Daphnia* (start) foi inserida, o zooplâncton alimenta-se desse fitoplâncton e em poucos dias aumenta a população. Para alimentar os filhotes de peixe com zooplâncton, utilizava-se um pequeno puçá de malha fina, que funcionava como uma peneira onde apenas o alimento vivo ficava capturado (Figura 31).

Ficou evidente, que os animais apresentavam um crescimento significativo quando alimentados com alimentação viva, além disso pode-se perceber quando ofertados os

náuplios de *Artemia* recém eclodidos, *Daphnia* e a larva de mosquito, os animais apresentavam preferência pelo último.



Figura 31. *Daphnia*. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.8 Manejo Sanitário de peixes ornamentais

Como falado anteriormente, o manejo sanitário é imprescindível numa criação de peixes, pois medidas higiênicas e profiláticas são essenciais para o sucesso de uma produção.

Por isso, quinzenalmente era realizada uma sifonagem nos aquários que estavam povoados, a fim de retirar os resíduos sólidos (fezes e possíveis sobras de ração), pois esses podem fermentar na água aumentando o nível de poluição. De forma que, se fazia pressão com ar em uma mangueira para que ela sugasse, a ponta da mangueira que estava dentro da água era manuseada para que realizasse a sucção do material sólido, enquanto a outra ponta era inserida em um ralo. É importante salientar, que para que esse processo seja realizado, era observado se o diâmetro da mangueira era inferior ao tamanho do peixe, a fim de evitar perdas ou ferimentos nos animais (Figura 32).



Figura 32. Sifonagem dos aquários. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

Com isso, a água era reduzida 30%, realizando assim uma TPA (troca parcial de água), depois disso também com o auxílio de uma mangueira o aquário era cheio com água bruta (água do canal que fica depositada na caixa d’água). Logo após de cheios, era observada que a água dos aquários ficava bastante turvas, dessa forma se aguardava 2 a 5 dias para que o material sólido decantasse e água ficasse mais clara (Figura 33).

Quando saia um lote inteiro de aquário, ficando-o vazio, era feita uma troca total de água, ou seja, os aquários eram totalmente esvaziados e com uma esponja era feita uma limpeza, removendo o material sólido, feito isso os aquários eram cheios novamente. Por vezes, na região da mangueira de ar que ficava submersa na água, ocorria a formação de limo, nessas ocasiões essas mangueiras também eram higienizadas. Além disso, o chão e as bancadas onde as rações ficavam eram varridas, a fim de eliminar resíduos que caíssem.

Com essas medidas, durante o período vigente de estágio, não foram encontrados roedores ou outras pragas no laboratório.



Figura 33. Enchendo os aquários. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

3.9. Aquaponia

De acordo com Diver (2006), a aquaponia é uma técnica que consiste no cultivo de alimentos que integra a aquicultura e a hidroponia em sistemas fechados que recirculam água e nutrientes. A aquaponia é uma alternativa para produzir alimentos com menor impacto ao meio ambiente, devido suas características de sustentabilidade.

Já havia o interesse pela construção de um sistema de aquaponia por parte de alguns técnicos da base pesca, porém devido à falta de conhecimento teórico/prático sobre o desenvolvimento dos vegetais eles nunca desenvolveram esse projeto, por isso foi nos lançado o desafio de construirmos juntos. Para nos auxiliar, convidamos um aluno do curso de Zootecnia Eric Machado que trabalha com aquaponia e tem uma vasta experiência na construção desses sistemas.

O início da construção do sistema de aquaponia se deu no final do mês de abril, de forma que foi possível realizar toda a construção do sistema, porém devido ao término do estágio (final de maio) não deu tempo de acompanhar todo o desenvolvimento dos vegetais, o qual foi acompanhado, por mim, durante duas semanas nas quais foi perceptível o bom desenvolvimento deles.

Para a montagem do sistema de aquaponia, inicialmente foi realizada uma reunião de planejamento, juntamente com o supervisor Dijaci Araújo Ferreira, a parceira de estágio Carolina Louise e o colaborador Eric Machado. Nesta reunião foram listados os materiais necessários para que o sistema pudesse funcionar e ficou acertado que a cultura que trabalhariámos seria a alface de 3 variedades (Alface crespa, Alface roxa e Alface americana) e o peixe do gênero *Pangasius*. Após isso, foi feito um levantamento de materiais que já estavam disponíveis na Estação de Aquicultura e dessa forma que não seria necessário compra-los, como: Caixa d'água, cano de PVC de 100mm e outros. Os materiais que não havia foram encomendados, o valor gasto para montagem desse sistema, visto que alguns materiais já estavam disponíveis foi de R\$ 170,00.

Para montar o sistema, inicialmente foram unidos os dois canos de PVC 100mm através de dois joelhos de PVC do mesmo diâmetro, em seguida foram feitos 78 furos, de 7,5cm de diâmetro e 20cm de distância entre eles (Figura 34), sobre os canos para que fossem inseridas posteriormente as mudas de Alface (Figura 35).



Figura 34. Junção dos canos de 100mm com o joelho. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 35. Furo no cano para deposição das mudas. Fonte: 36Acervo pessoal, 2019.

Dois canos de 20mm foram cortados em pedaços de aproximadamente 50cm (Figura 36) e com ajuda de uma tarraxa um lado de cada pedaço foi rosqueado, depois esses pedaços foram ligados através de luvas de conexão, formando um cano de aproximadamente 6 metros, o cano foi cortado em pedaço para facilitar a limpeza no futuro. A caixa d'água foi lavada para eliminar sujidades presentes nelas, assim como as britas a fim de eliminar impurezas que possam causar malefícios aos peixes e/ou aos alfases, conforme a figura. Posteriormente, a bomba de máquina de lavar foi montada em uma pote de sorvete reciclado e o fio de energia elétrica foi instalado (Figuras 37 a 40).

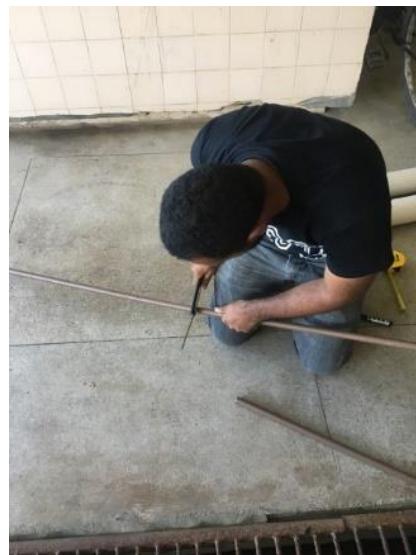


Figura 36. Corte dos canos de 20mm. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 37. Rosqueando o cano. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 38. Colagem do cano de 20mm.



Figura 39. Lavagem da britas. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 40. Instalação da bomba. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

Foram fincadas estacas no chão, conforme as Figuras 41 e 42, para servir de apoio para os canos furados que ficaram sobrepostos nelas (Figura 43), uma extremidade do cano de 20mm foi ligada a bomba e a outra, através de um joelho de conexão e um pedaço de cano, foi ligada ao cano de 100mm, onde inserimos uma porção de brita em cada furo (Figura 44). Após essa montagem, jogamos água no cano de 100mm para observar se ele iria cair em proporções semelhantes, de forma que quando o sistema estivesse funcionando, a água circularia de forma homogênea (Figura 45).



Figura 41. Fincando a estaca de apoio. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 42. Fincando a estaca de apoio. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 43. Cano sob a base. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 44. Inserção das britas. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 45. Testando se o cano está nivelado. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

Após a montagem do sistema, no dia 09 de maio, foram colocados na caixa d'água da aquaponia 13 peixes *Pangasius*, de um total de 40, com os objetivos de observar se esses animais se adaptariam ao meio externo e começarem a produzir excretas que futuramente, quando os vegetais fossem inseridos no sistema, serviriam como solução nutritiva para os vegetais.

Para serem inseridos no sistema, os animais foram pesados (Figura 46), e obteve-se uma média de peso de 4,875 kg, Mesmo tomando as medidas que atenuem o estresse, como: fazer a transferência nas primeiras horas do dia, realizar aclimatação (Figura 47). e afins, os animais perceberam o impacto da transição e ficaram cerca de 12 horas sem se alimentar, porém, com um tempo os animais voltaram a comer e passaram a ser alimentados a vontade. Em 10 de maio, os demais *Pangasius* foram colocados no sistema (figura).

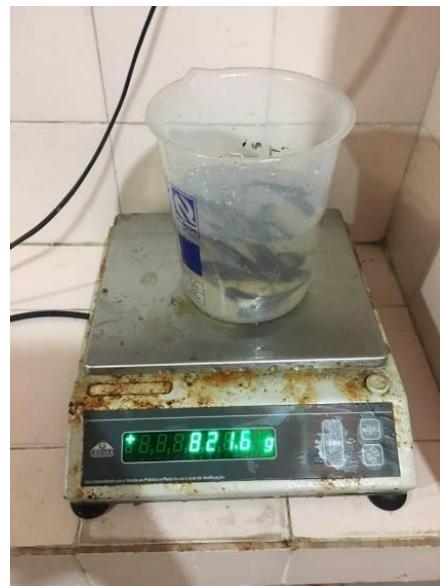


Figura 46. Pesagem dos *Pangassius*. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 47. Realizando a aclimatação. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

A partir do dia 20 de maio, a ração dos *Pangassius* começou a ser pesada, assim como a sobra, afim de saber o valor do consumo de ração pelos animais, conforme descrito nos Quadros 1 e 2.

Quadro 1 – Consumo de ração na primeira semana de acompanhamento– Maio de 2019.

	20/05	21/05	22/05	23/05	24/05	25/05	Total da semana
Manhã (8h) T (°C)	1g 26	5g 27	5g 27	1g 26	1,69g 26	-	13,69g
Tarde (12h) T (°C)	5g 28	5g 28	4,5g 28	4,8g 28	4,5g 28	5g 28	28,8g
Noite (17h) T (°C)	4g -	- -	0,2g	3,9g -	- -	5g -	13,1g
Total		10g	9,7g	9,7g	6,1g	10g	65,39g
Média		5g		3,23g	2,03	5g	21,80g

Quadro 2 – Consumo de ração na segunda semana de acompanhamento–Maio de 2019.

	27/05	28/05	29/05	30/05	31/05	Total da semana
Manhã (8h) T (°C)	0,7g 26	4,1g 27	0,2g 27	-	3,5g 28	5g
Tarde (12h) T (°C)	6,9g 28	1,8g 27	1,4g 27	-	3g 28	10,1g
Noite (17h) T (°C)	-	1,8g	3,7g	-	-	5,5g
Total	7,6	7,7	5,3g	-	6,5g	20,6g
Média	3,8g	5g	1,7g	-	2,1g	21,80g

Pode-se perceber que a medida que a temperatura da água aumentava, o consumo também crescia, de forma que, geralmente, o período da tarde, onde a temperatura era 1ºC mais elevada que o período da manhã tinha um consumo de ração maior. Foram escolhidos ao acaso 50% do lote de *Pangassius* para realizar a pesagem destes, os quais nos dias 24 e 31 de maio tinham peso médio de 6g e 10g, respectivamente.

Foram compradas mudas de alface de um produtor e no dia nove de maio as alfaces foram postas no sistema medindo em média 3 cm, para isso elas foram fixadas em copos descartáveis com areia lavada, posteriormente a areia foi substituída por argila expandida. Os copos foram furados na parte inferior (Figura 48), para que a água entre e molhe as raízes (figura 48) . Durante o dia a bomba do sistema era desligada por cerca de 1h para que a água não fosse levada às raízes e assim ser possível que o vegetal realize a respiração (Figuras 49 e 50). O crescimento das alfaces foi observado durante duas semanas, período de finalização do estágio supervisionado obrigatório (ESO), e apenas uma muda precisou ser reposta, as demais conseguiram desenvolver-se.



Figura 48. Furando os copos. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 49. Inserção dos copos no sistema . Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 50 . Sistema com as mudas. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

Além disso, com o objetivo de controlar a qualidade da água eram realizados semanalmente testes de pH e amônia (Figuras 51 e 52), os mesmos que são utilizados na aquariofilia, O pH é um parâmetro imprescindível a ser considerado, visto que ele tem um efeito direto sobre o metabolismo dos peixes. A faixa de tolerância de pH para os peixes está compreendida entre 4.0 e 9.0, enquanto o índice ideal entre 6.5 e 8.0 (Wurts e Durborow, 1992). Em todas as medições o pH estava em torno de 7 e a amônia tóxica baixa, apesar dessas duas variáveis estarem dentro do nível aceitável para as espécies trabalhadas, foi observado que a água estava ficando esverdeada, esse processo se dá, pois a água bruta, utilizada no sistema aquapônico, vinha com fitoplâncton diluídos nela, concomitantemente os raios ultravioletas promovem a reprodução desses, na piscicultura a reprodução

exacerbada de fitoplâncton tem como consequência a diminuição de oxigênio durante a noite e supersaturação durante o dia, podendo causar danos as brânquias dos peixes e inibição do desenvolvimento das algas mais assimiláveis (MITCHELL, 1996; PERSCHBACHER et al., 1996; DATTA e JANA, 1998), por isso foi realizada uma TPA de 30% e a caixa d'água foi lavada com uma esponja a fim de remover o fito que estava aderido à parede.



Figura 51; Teste de ph e amônia. Fonte: Acervo pessoal, 2019.



Figura 52; Mudas no ultimo dia de estágio. Fonte: Acervo pessoal, 2019.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Estagiar na Estação de Aquicultura da Universidade Federal de Pernambuco, foi de grande importância, pois além de adquirir conhecimento científico teórico-prático, pude evoluir como ser humano, pois aprendi valores que levarei para a vida inteira.

Ter a oportunidade de aprender e trabalhar com Aquaponia, sem sombra de dúvidas uma das melhores experiências que adquiri durante toda a graduação, pois aumentou ainda mais a minha visão sobre as possibilidades de atuação do zootecnista.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BOTELHO, G. & A.B. ABREU. 1985. Doenças e Tratamento dos Peixes Ornamentais. São Paulo, Nobel, 125p.

DATTA, S. e JANA, B.B. 1998 Control of bloom in a tropical Lake: grazing efficiency of some herbivorous fishes. *Journal of Fish Biology*, United Kingdom, 53: 12-34.

DIVER, S. Aquaponics—Integration of Hydroponics with Aquaculture. National Sustainable Agriculture Information Service, Washington, EUA. 2006. p. 1-27.

Gerking, S. D. 1994. Feeding ecology of fish. Academic Press Inc. San Diego. 415 p.

EMBRAPA – EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Mercado da Tilápia – 2o trimestre de 2016. Palmas: Embrapa, 2016. (Informativo Mercado da Tilápia, n. 8).

GLOBO RURAL. Tilápia leva piscicultura brasileira a R\$ 5 bilhões de faturamento.
São Paulo, 2019. Disponível em:
<https://revistagloborural.globo.com/Noticias/Criacao/Peixe/noticia/2019/02/tilapia-leva-piscicultura-brasileira-r-5-bilhoes-de-faturamento.html>. Acesso em: 13 jun. 2019.

LIMA, A.F.; SILVA, A.P.; RODRIGUES, A.P.O.; BERGAMIN, G.T.; TORATI, L.S.; PEDROZA, M.X.F.; MACIEL, P.O. Biometria de peixes. Piscicultura familiar. Palmas: EMBRAPA, 2013. Folder.

MITCHELL, A.J. 1996 Blue-green algae. *Aquaculture Magazine*, Asheville, 2: 79-83.

PERSCHBACHER, P.W.; MILLER, D.; CONTE, E.D. 1996 Algal off-flavors in reservoirs. *American Fisheries Society Symposium*, USA, 16: 67-72.

RAMOS, F. M.; ABE, H. A; FUJIMOTO, R. Y. Survival and growth of early life stages of leaf fish (*Monocirrhus polyacanthus*, Heckel 1840) cultured under different stocking densities and live food densities. *Journal Applied Ichthyology*, Berlin, maio 2016, p. 1-6.

Ruppert, E.E; Fox, R.S. & Barnes, R.D. 2005. Zoologia dos Invertebrados: uma abordagem functionalevolutiva. 7^a Ed, pp.720-933.

VIDAL JÚNIOR, M.V. Produção de peixes ornamentais. Viçosa: CPT, 2007. 234p.

WILKIE, M.P.; WOOD. The adaptations of to fishes extremely alkaline environments. *Comp. Biochem Physio. v.113B*, p.665-673, 1996.

WURTS, W.A.; DURBOROW, R.M. Interactions of pH, carbon dioxide, alkalinity and hardness in fish ponds. *Aquaculture program. SRAC-public*, n .464, p. 1-4, 1992