



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

RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

CAROLINA LOUISE NASCIMENTO DE SANTANA

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).

CAROLINA LOUISE NASCIMENTO DE SANTANA

Recife, 2019

FOLHA DE APROVAÇÃO

A comissão de avaliação do ESO aprova o Relatório de Estágio Supervisionado Obrigatório da(o) discente Carolina Louise Nascimento de Santana por atender as exigências do ESO.

Recife,, dede.....

Comissão de avaliação

Fernando de Figueiredo Porto Neto

Prof. Dr, DZ/UFRPE

Manlio Ponzi Junior

Prof. Dr, DZ/UFRPE

Clemildo Alves de Santana Júnior

Biólogo, DZ/UFRPE

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 a 31/05/2019

CARGA HORÁRIA: 330 horas

ORIENTADOR: Fernando de Figueiredo Porto Neto.

SUPERVISOR: Dijaci Araújo Ferreira.

Carga Horária Total: 330 horas

Declaração de estágio pelo supervisor



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

Certificamos para fins de comprovação que CAROLINA LOUISE NASCIMENTO DE SANTANA, CPF. 111.618.964-06, estagiou na Estação de Aquicultura Prof. Johei Koike do Departamento de Pesca e Aquicultura. O referido estágio ocorreu entre 12 de março e 31 de maio de 2019, totalizando 330 horas, carga horária necessária para a conclusão do Estágio Supervisionado Obrigatório (Curso de Zootecnia).

Recife, 31 de maio de 2019

Sumário

1. Introdução	12
2. Local do Estágio	14
3. Atividades Desenvolvidas	15
3.1. Aquaponia.....	15
3.1.1. Montagem.....	16
3.1.2. Povoamento dos <i>Pangasius</i>	21
3.1.3. Introdução das hortaliças.....	24
3.1.4. Biometria dos <i>Pangasius</i>	26
3.1.5. Teste de pH, amônia e oxigênio dissolvido.....	31
3.1.6. Crescimento das Alfaces.....	37
3.1.7. Custo de produção da Aquaponia.....	38
3.2. Reforma dos Laboratórios.....	39
3.2.1. Laboratório interno (L2) ou Laboratório de organismos aquáticos ornamentais (OAO).....	39
3.2.2. Laboratório Externo.....	43
3.3. Comportamento Reprodutivo Acará-Bandeira.....	44
3.3.1. Comportamento Reprodutivo Laboratório Desativado.....	49
3.3.2. Comportamento Reprodutivo Laboratório Interno.....	50
3.3.3. Comportamento Reprodutivo Laboratório Externo.....	51
3.4. Manejo Alimentar de Peixes Ornamentais.....	52
3.5. Manejo Sanitário.....	55
3.6. Despesca e doação de Tilápias e Tambaquis.....	57
3.7. Biometria e Sexagem em Tilápias.....	59
3.7.1. Biometria das Tilápias.....	59
3.7.2. Sexagem das Tilápias.....	63
3.8. Ectoparasita <i>Argulus</i>	64
3.8.1. Identificação do ectoparasita.....	64

3.8.2. Desinfestação dos peixes.....	66
3.9. Transferência de Pirarucu.....	69
4. Considerações Finais	72
5. Referência Bibliográficas	73

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

	Pag.
Quadro 1. Peso dos 40 <i>Pangasius</i> antes da introduzir as alfaces.....	27
Quadro 2. Peso de 50% da população de <i>Pangassisus</i>	29
Quadro 3. Peso da metade da população de <i>Pamgassius</i>	30
Quadro 4. Consumo dos <i>Pangasius</i> na primeira semana após introdução das alfaces-Maio de 2019.....	30
Quadro 5. Consumo dos <i>Pangasius</i> na segunda semana após a introdução das alfaces-Maio de 2019.....	31
Figura 1. Estação de Aquicultura.....	15
Figura 2. Base de Pesca.....	15
Figura 3. Canos de 100mm usados no sistema de aquaponia.....	17
Figura 4. Cano rosqueado.....	17
Figura 5. Lavagem da caixa d'água.....	18
Figura 6. Lavagem das britas.....	18
Figura 7. Bomba armazenada no pote.....	19
Figura 8. Introdução das britas no cano.....	19
Figura 9. Montagem do sistema de aquaponia.....	20
Figura 10. Introdução da água no sistema de aquaponia.....	20
Figura 11. Montagem do sistema de aquaponia finalizado.....	21
Figura 12. Primeiro teste de pH.....	21
Figura 13. Primeiro teste de amônia.....	22
Figura 14. Captura dos <i>Pangasius</i>	22
Figura 15. Transferência dos peixes.....	23
Figura 16. Peixes sendo aclimatados.....	23
Figura 17. Mudanças de alface.....	24
Figura 18. Mudanças prontas nos copos descartáveis.....	24
Figura 19. Mudanças nos copos descartáveis com argila expandida.....	25
Figura 20. Realização dos furos para expansão das raízes.....	25
Figura 21. Finalização das distribuições das mudas.....	25
Figura 22. Peso do lote 1 (14 peixes)	26
Figura 23. Peso do lote 2 (13 peixes)	26
Figura 24. Peso do lote 3 (13 peixes)	27
Figura 25. Tabela alimentar: Tanque-rede – Tilapia (1000 peixes)	28
Figura 26. Segunda biometria <i>pangasius</i>	29
Figura 27. Biometria de 50% do lote de <i>pangasius</i>	29
Figura 28. Primeiro teste de pH.....	33
Figura 29. Teste de pH após uma semana de povoamento dos <i>pangasius</i>	33

Figura 30. Primeiro teste de amônia no sistema de aquaponia.....	34
Figura 31. Teste de pH uma semana após a introdução das alfaces.....	34
Figura 32. Teste de amônia uma semana após a introdução das alfaces.....	35
Figura 33. Último teste de pH (15 dias após introdução das alfaces)	35
Figura 34. Último teste de amônia (15 dias após a introdução das alfaces)	36
Figura 35. Teste de oxigênio dissolvido (15 dias após a introdução das alfaces)	36
Figura 36. Teste de nitrato (15 dias após a introdução das alfaces)	37
Figura 37. Alfaces no dia da introdução no sistema de aquaponia.....	37
Figura 38. Alfaces 7 dias após a introdução no sistema de aquaponia.....	38
Figura 39. Alfaces 15 dias após a introdução no sistema de aquaponia.....	38
Figura 40. Aeração dos aquários já existentes no laboratório L2.....	39
Figura 41. O sistema de aeração no local adequado.....	40
Figura 42. Encanação para abastecimento de água.....	40
Figura 43. Organização do laboratório L2.....	40
Figura 44. Identificação dos aquários.....	41
Figura 45. Organização da bancada.....	41
Figura 46. Enchimento dos novos aquários.....	41
Figura 47. Armazenamento do novo lote de Acará-bandeira.....	42
Figura 48. Casal formado e realocado para L2.....	42
Figura 49. Lote para formação de casais	43
Figura 50. Organização para derrubar estrutura interna.....	43
Figura 51. Laboratório externo depois da reforma.....	44
Figura 52. Parte interna do laboratório externo.....	44
Figura 53. Casal perto do cano na diagonal no laboratório L2.....	46
Figura 54. Casal com desova e apresentando agressividade.....	47
Figura 55. Desova com presença de fungos.....	47
Figura 56. Larvas aderidas ao cano de PVC.....	48
Figura 57. Casal com presença de nuvem.....	49
Figura 58. Aquário com folha de isopor.....	51
Figura 59. Todo comportamento reprodutivo dos acaras.....	51
Figura 60. Rações identificadas pelo mês e ano.....	53
Figura 61. Náuplios de artêmia.....	54
Figura 62. Náuplios de artêmia no púça de malha fina.....	54

Figura 63. Larva de mosquito.....	55
Figura 64. TPA no aquário.....	56
Figura 65. TPA na caixa d'água.....	56
Figura 66. Limpeza das mangueiras de aeração.....	57
Figura 67. Rede de arrasto usada na atividade de despesca.....	58
Figura 68. Viveiro esvaziado após despesca total.....	58
Figura 69. Doação de peixes para Ong comunidade pequenos profetas.....	59
Figura 70. Sala de beneficiamento e estocagem da doação da Noronha Pescados.....	59
Figura 71. Balança para biometria.....	60
Figura 72. Capturas dos peixes.....	61
Figura 73. Caixa d'água de 500 litros para estocar as tilápias.....	61
Figura 74. Manejo Sanitário no tanque.....	61
Figura 75. Dimorfismo entre macho e fêmea de Tilápia.....	63
Figura 76. Identificação do sexo.....	64
Figura 77. Identificação de <i>Argulus</i> nas Carpas.....	65
Figura 78. Oscar com presença de parasita.....	65
Figura 79. <i>Argulus</i> parasitando o <i>Pangasius</i>	66
Figura 80. Masoten.....	67
Figura 81. Dosagem de Masoten para Carpas.....	67
Figura 82. Dosagem de Masoten para Tilápia.....	67
Figura 83. Preparação da dose de Masoten.....	97
Figura 84. Preparação da dose.....	68
Figura 85. Dissolução da dose.....	68
Figura 86. Aplicação da dose no tanque.....	68
Figura 87. Pirarucu.....	69
Figura 88. Viveiro P3 com água baixa para capturar os Pirarucus com a rede.....	70
Figura 89. Saco usado para transferir os Pirarucus.....	71
Figura 90. Pirarucu sendo transferido.....	71

LISTA DE TABELAS

	Pag.
Tabela 1. Peso dos machos de Tilápia na biometria do tanque R1-Março de 2019.....	62
Tabela 2. Peso das fêmeas de Tilápia na biometria do tanque R1-Março de 2019.....	62

1. INTRODUÇÃO

A aquaponia é uma modalidade de cultivo de alimentos que envolve a integração entre a aquicultura e a hidroponia em sistemas de recirculação de água e nutrientes. A aquaponia apresenta-se como alternativa válida para a produção de alimentos de maneira menos impactante ao meio ambiente, por suas características de sustentabilidade (HUNDLEY, 2013).

O crescimento da população mundial somado com a crescente demanda por água causa enorme pressão sobre os setores envolvidos na produção de alimentos. A sustentabilidade torna-se uma ferramenta necessária. Desse modo, a aquaponia apresenta-se como uma alternativa viável para solução desse conflito, por ser uma produção de alimentos com perda mínima de água e nutrientes.

De acordo com Lennard (2004) e Braz (2000), com o aumento das restrições e custos quanto ao uso da água os produtores rurais em inúmeros países são obrigados a buscarem alternativas mais econômicas com relação a utilização da água para viabilização da produção de alimentos.

O volume de água necessário para abastecer um sistema de aquaponia é baixo, quando comparado com sistemas tradicionais de olericultura e aquicultura que necessitam de irrigação e renovação constante de água. Uma vez abastecido o sistema de aquaponia pode ficar por muitos meses sem a necessidade de troca de água, sendo necessária somente a reposição da água evaporada (DIVER, 2006).

A propagação da aquaponia vem ocorrendo através de produtores em escala domiciliar, conhecido como "Aquaponia de Quintal". São os casos de pessoas que decidem, a partir de caixas de água, por exemplo, produzir peixes e hortaliças.

A aquaponia oferece uma série de benefícios por ser uma modalidade de cultivo integrado, onde uma segunda cultura aproveita os subprodutos de uma primeira cultura em seu benefício e em benefício do meio (Rakocy 2006).

Na aquaponia a água utilizada no cultivo de peixes é bombeada para o cultivo de plantas de uma forma que os nutrientes gerados pelo cultivo de peixes são absorvidos pelas plantas, melhorando a qualidade da água que retorna para os peixes. Ocorre também a nitrificação das plantas que é realizada pelas bactérias que auxiliam na quebra dos nutrientes para que as

plantas possam aproveitar melhor os nutrientes gerados pela piscicultura (RAKOCY et al, 2006).

Com 12% da água doce disponível do planeta e com um litoral de mais de oito mil quilômetros, o Brasil possui enorme potencial para a aquicultura. (MPA, 2014a).

Atualmente, 25,5 milhões de indivíduos totalizam a população de peixes ornamentais mantidos como animais de estimação no Brasil. Esse número foi estimado pela Associação Brasileira da Indústria de Produtos para Animais de Estimação (ABINPET).

Na região amazônica, várias espécies são exploradas no seu ambiente natural e exportadas em grandes quantidades para atender a demanda mundial. Colômbia, Venezuela, Peru e Brasil capturam os animais no ambiente natural através de práticas extrativistas, que pode estar contribuindo para o declínio das populações naturais, (FERNANDES e YAMAGUTI, 2019). O Amazonas se destaca na comercialização de peixes ornamentais vivos, sendo sua participação de 85% das exportações brasileiras, com vendas para 35 países. Esta produção provém principalmente do Rio Negro, que fornece cerca de 500 espécies de valor comercial. (IBAMA, 2007).

O acará-bandeira é uma das espécies de peixes ornamentais mais cultivadas, devido a sua beleza, à facilidade de adaptação às condições de cativeiro, o valor de mercado, reprodução e aceitabilidade das rações processadas (FUJIMOTO et al, 2006), podendo ser criada em diversos sistemas de produção (RIBEIRO et al, 2007). Esta espécie pertence à grande família dos ciclídeos, e seu principal diferencial é a apresentação da linha lateral interrompida (LIMA, 2003).

O manejo da criação em cativeiro do *Pterophyllum. scalare* vem sendo realizado com facilidade há muitos anos (ALVARADO-CASTILLO, 2010). Sabe-se que o acará-bandeira aceita dietas artificiais, mas as menores taxas de crescimento e sobrevivência são obtidas quando são alimentadas unicamente com essas dietas (LUNA-FIGUEROA, 2003), principalmente durante os estágios larvais e juvenis (GARCIA-ULLOA;GÓMEZ-ROMERO, 2005). A qualidade e a quantidade de alimentos ingeridos determinam a taxa de crescimento, o tempo de maturidade sexual e conseqüentemente o tempo de vida desses peixes (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001).

Lima (2003), relatou a importância do alimento vivo para as larvas e juvenis de peixes ornamentais e este autor verificou, que o sucesso da produção de peixes é amplamente dependente da disponibilidade de organismos vivos para alimentação de larvas, pós-larvas e juvenis. Os alimentos vivos mais comumente usados para a criação e

crescimento de peixes ornamentais em cativeiro são limitados aos macro-zooplanktons, como os microcrustáceos de alto nível proteico como a *Moina*, *Daphnia* e os nauplios de *Artemia*.

Os *Pterophyllum scalare*, são peixes que escolhem seus parceiros para a cópula e realizam cômte. Por causa desse comportamento, é necessário colocar no ambiente grupos com no máximo 10 exemplares para que eles formem os casais por conta própria. Devem ser disponibilizadas nesse ambiente superfícies para a desova, como canos de PVC (MATHIAS et al, 2010) ou plantas aquáticas com folhas largas (CACHO et al, 1999).

Segundo Vidal Junior (2007), a reprodução dos peixes *Pterophyllum scalare* é um dos casos mais interessantes pois os ovos adesivos desta espécie são colocados em folhas ou troncos submersos, e os pais aeram os ovos e retiram aqueles que apresentam fungos. Em cativeiro, para fixar os ovos, os produtores recorrem a substratos variados como tijolos ou, de preferência, placas de PVC.

Durante o processo reprodutivo, primeiro o casal limpa o substrato para que a fêmea possa colocar os ovos (VIDAL JÚNIOR, 2007; CACHO et al, 2007). Após esse momento começa o cuidado biparental.

2. LOCAL DO ESTÁGIO

A escolha do estágio foi devido ao interesse de conhecer melhor a prática da área de (Piscicultura), e desta forma, reforçar o conhecimento teórico obtido durante a graduação.

O estágio foi realizado na Estação Professor John Koike da Universidade Federal Rural de Pernambuco, localizada no Estado de Pernambuco, na Cidade de Recife, no Bairro de Dois irmãos, no período de 12 de Março à 31 de Maio.

A Base De Pesca está localizada no município de Recife, onde possui Latitude: -8.0266106 e Longitude: -34.8777362 com altitude média em relação ao nível do mar de 4 metros. Recife tem um clima tropical úmido com temperaturas médias mensais superiores a 18 °C, elevada umidade relativa do ar, baixas amplitudes térmicas e precipitações abundantes ao longo do ano. A temperatura média anual é de aproximadamente 26 °C, chegando a 30 °C no verão.

O departamento De Pesca e Aquicultura/Estação de Aquicultura (Figura 1) fica na base De pesca (Figura 2) no departamento do Ceagri funciona como um departamento de

ensino e pesquisa, também realiza atividades práticas do conhecimento teórico obtido na sala de aula, realiza produção e reprodução de peixes.



Figura 1. Estação de Aquicultura



Figura 2. Base De Pesca

3. ATIVIDADES DSENVOLVIDAS

Durante o estágio foram acompanhadas as atividades desenvolvidas na estação, como o manejo alimentar e sanitário de peixes ornamentais, manejo reprodutivo de Acará-Bandeira, despesca das tilápias e tambaquis para distribuição e doação, biometria e sexagem de algumas espécies de peixes, montagem e desenvolvimento de aquaponia, reforma de laboratório, dosagens de *Masoten* nos taques contra um ectoparasita presente na estação, transferência de pirarucu.

3.1. Aquaponia

3.1.1. Montagem

O supervisor e alguns técnicos já tinham o interesse de construir o sistema de aquaponia na base de pesca, mas devido a falta de conhecimento sobre o assunto tanto na teoria quanto na prática sobre o desenvolvimento das hortaliças e também pela falta de alunos engajados nesse sistema, foi proposto o desafio de construir o sistema de aquaponia.

A montagem do sistema de aquaponia só ocorreu no final do mês de Abril para começo do mês de Maio, pelo fato do estágio obrigatório supervisionado ter sido encerrado no fim do mês de Maio não foi possível acompanhar todo o desenvolvimento das hortaliças, no qual só foi acompanhado 2 semanas de desenvolvimento das mudas.

Para a montagem do sistema de aquaponia, foi realizada uma reunião com o supervisor Dijaci Araujo o parceiro de estágio Anderson Cristiano e Eric Machado, que possui experiência na montagem desses sistemas. Nesta reunião foram listados os materiais necessários para montagem do sistema de aquaponia e ficou combinado que a cultura que trabalharíamos seria a alface de 3 variedades (Alface Americana, Alface Crespa, Alface roxa) por ter um ciclo mais curto quando comparado a outras hortaliças e o peixe do gênero *Pangasius*.

Na primeira semana de montagem do sistema foi realizado um levantamento de materiais que já estavam disponíveis na base de pesca e dessa forma não seria necessário comprar, como: Cano de PVC de 100 mm, caixa d'água, joelhos e outros. Os materiais que não haviam na base de pesca foram encomendados.

Para montar o sistema, inicialmente foram unidos os dois canos de PVC 100 mm através de dois joelhos de PVC do mesmo diâmetro, em seguida foram feitos 78 furos (Figura 3), de 7,5 cm de diâmetro e 20 cm de distância entre eles, sobre os canos para inserir posteriormente as mudas de Alface, já os canos de 20 mm foram cortados em pedaços de aproximadamente 50 cm e com ajuda de uma tarraxa um lado de cada cano foi rosqueado (Figura 4), depois foram colocados fita veda rosca e esses canos foram ligados através de luvas de conexão.



Figura 3. Cano de 100 mm com furos para introdução das alfaces



Figura 4. Cano rosqueado

A caixa d'água utilizada no sistema de aquaponia foi com capacidade de 1000 litros, antes de ser utilizada foi lavada para eliminar sujidades (Figura 5), assim como as britas (Figura 6), a fim de eliminar impurezas que possam causar prejuízos as culturas e peixes do sistema. Em seguida, a bomba de máquina de lavar roupa foi adquirida e foi montada sendo

inserida em um pote de sorvete reciclado (Figura 7) e o fio de energia elétrica foi instalado. Por fim, uma extremidade do cano de 20 mm 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 brita em toda extensão do cano (Figura 8) e após todas a montagem (Figura 9,10) foi finalizado a montagem do sistema de aquaponia no dia 30/04/2019 (Figura 11).



Figura 5. Lavagem da caixa d'água



Figura 6. Lavagem da brita



Figura 7. Bomba armazenada no pote de sorvete



Figura 8. Introdução de brita no cano



Figura 9. Montagem do sistema de aquaponia



Figura 10. Introdução da água no sistema de aquaponia



Figura 11. Montagem do sistema de aquaponia finalizado

3.1.2. Povoamento dos pangasius

Depois da montagem do sistema de aquaponia foi o momento de povoar a caixa d'água com capacidade de 1000 litros com os peixes, antes do povoamento foi realizado os teste de pH (Figura 12), amônia (Figura 13) só para ter certeza que o sistema estava adequado para inserir os animais. Em seguida dos testes e da reunião com o supervisor no dia 09/05/2019 foi povoado a caixa d'água com apenas 10 animais por receio de sobrevivência ao novo ambiente.



Figura 12. Primeiro teste de pH

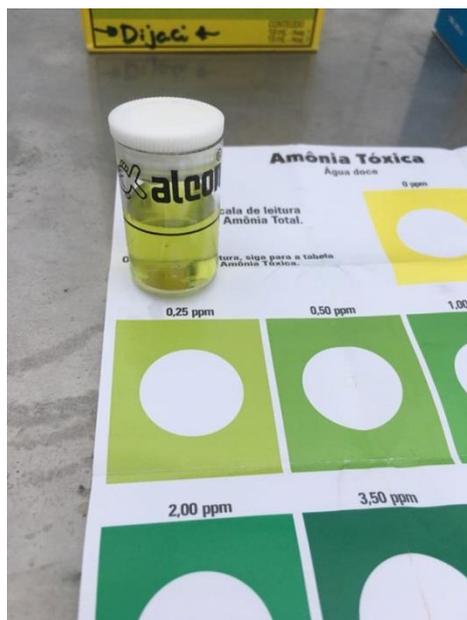


Figura 13. Teste de Amônia

Assim, com esses 10 peixes foram realizadas as capturas dos Pangasius presentes no laboratório L2 (Figura 14) e em seguida realizada a transferência (Figura 15) para o sistema de aquaponia, que foi montado na parte externa da base de pesca entre os prédios de laboratórios. Foi realizado à aclimação dos animais (Figura 16), onde foi colocado o saco que continham os peixes na água e em 10 em 10 minutos era feito uma troca parcial da água dentro do saco com a água dentro do sistema por 30 min e após o termino dessa atividade foi aguardado algumas horas para ser ofertado a ração comercial que foi utilizada na alimentação desses animais, pois essa transferência causa estresse.



Figura 14. Captura dos pangasius



Figura 15. Transferência dos peixes



Figura 16. Peixes sendo aclimatados

No dia seguinte após a introdução dos 10 *Pangasius* no sistema de aquaponia e depois de observar que não houve morte de nenhum animal por causa da transferência e nem por outros motivos, foi o momento de realocar os outros 30 *Pangasius* que foram destinados para o projeto. Portanto, os 30 *Pangasius* passaram pelo mesmo processo dos 10 peixes

anteriores, passando pela captura, transporte em sacos específicos para transporte e aclimatação ao novo ambiente.

3.1.3. Introdução das hortaliças

Após uma semana da introdução dos *Pangasius* foi realizada a introdução das alfaces no sistema de aquaponia no dia 17/05/2019.

Depois do recebimento das alfaces (Figura 17) estes foram introduzidos no sistema de aquaponia, para isso, todas as 78 mudas foram colocadas num copo de plástico de 200 ml (Figura 18) com argila expandida (Figura 19) e na parte de baixo do copo foram feitos furos para expansão das raízes (Figura 20), em seguida, os copos foram colocados em toda a extensão do cano (Figura 21).



Figura 17. Mudanças de alfaces



Figura 18. Mudanças prontas nos copos descartáveis



Figura 19. Muda no copo descartável com argila expandida



Figura 20. Realização dos furos para expansão das raízes



Figura 21. Finalização das distribuições das mudas

3.1.4. Biometria dos *Pangasius*

Depois de toda a montagem, povoamento dos *Pangasius* e introdução das alfaces foi realizado uma reunião com o supervisor Dijaci Araujo e determinado que toda sexta seria realizada uma biometria nos animais para acompanhar o crescimento e ajustar o consumo dos peixes.

Antes das hortaliças serem introduzidas no sistema foi realizado uma biometria com os 40 *Pangasius* presentes na aquaponia para saber o peso desses animais (Figura 22,23,24) e determinar a quantidade de ração de acordo com o peso (Quadro 1).



Figura 22. Peso do lote 1 (14 peixes)



Figura 23. Peso do lote 2 (13 peixes)



Figura 24. Peso do lote 3 (13 peixes)

Quadro 1. Peso dos 40 *Pangasius* antes de introduzir as alfaces

1° Biometria	Peso	Tara	Peso total lote
Lote 1 (14 peixes)	1002,2 g	929,9	73 g
Lote 2 (13 peixes)	751,3 g	686	65,3 g
Lote 3 (13 peixes)	821,6 g	764,1	57,5 g
			195,8 g

Como foi observado o peso do lote de 40 animais deu aproximadamente 196 gramas, portanto foi observado na tabela alimentar Nutripiscis TR – Tanque-rede – Tilápia* - 1000 peixes (Figura 25) que para alevinos com 3 a 5 gramas com 2 semanas de cultivo é necessária uma refeição diária de 16% do peso vivo.

TABELA ALIMENTAR: Tanque-rede – Tilápia*(para 1.000 peixes)

PRODUTO	Granulometria (mm)	Fase de Cultivo	Peso do Peixe (g) De Até	Semana Cultivo	Refeição Diária (% da biomassa)	No. de Tratos por Dia	Quantidade de Ração por Trato p/ 1.000 peixes	Sobrevivência por Fase	Quantidade Diária Ração p/ 1.000 Peixes	Consumo Ração por Fase para 1.000 peixes
Nutripiscis AL 55	Moído (pó) (berçário)	Alevinagem	0,5 3	1	18,0	6	18 g	98%	221 g	4,6 kg
			3 5	2	16,0	6	43 g			
Nutripiscis AL 45 2,6mm	2,6 mm (berçário)	Recria	5 9	3	12,0	6	84 g	97%	0,7 kg	30,4 kg
			9 13	4	9,0	6	105 g			
			13 20	5	8,0	6	207 g			
			20 30	6	7,0	5	340 g			
Nutripiscis TR 36 ou 32 4 mm	4 mm	Crescimento	30 45	7	6,0	5	0,4 kg	96%	2,2 kg	61 kg
			45 65	8	5,8	5	0,6 kg			
			65 90	9	5,0	4	0,9 kg			
Nutripiscis TR 32	4 mm	Crescimento	90 120	10	4,0	4	1,0 kg	95%	4,0 kg	157 kg
			120 150	11	4,0	4	1,3 kg			
			150 190	12	3,7	4	1,5 kg			
			190 240	13	3,6	4	1,8 kg			
Nutripiscis TR32 6-8 mm	6 - 8 mm	Engorda	240 290	14	3,5	3	2,8 kg	94%	8,5 kg	849 kg
			290 340	15	3,3	3	3,2 kg			
			340 400	16	3,2	3	3,6 kg			
			400 460	17	3,1	3	4,1 kg			
			460 520	18	3,0	3	4,5 kg			
			520 590	19	2,9	3	4,9 kg			
			590 660	20	2,8	3	5,4 kg			
			660 730	21	2,7	3	5,8 kg			
			730 800	22	2,6	3	6,1 kg			
Nutripiscis TR32 6-8 mm	6 - 8 mm	Engorda	800 870			3	6,3 kg	93%	19,0 kg	549 kg
			870 935	24	2,4	3	6,6 kg			
			935 995	25	2,3	3	6,7 kg			
			995 1050	26	2,1	3	6,5 kg			
			1050 1095	27	2,0	3	6,4 kg	92%	19,3 kg	
			1095 1135	28	1,9	3	6,4 kg			
			1135 1170	29	1,7	3	5,9 kg			
			1170 1200	30	1,5	3	5,3 kg			

Resumo para 1.000 Peixes(Tilápia) até 800 g.	Kg	Sacos (25 kg)
55 % pó	4,6	0,184
45% 2.6	30	1,2
32% 4 mm	217	8,68
32% 6 a 8 mm	850	34
Total: C.A. = 1.37 : 1 Kg de peixe	1101,6	44,064

Rações Purina: (62) 8153-1471
 aquasem@aquasem.com.br



Figura 25. Tabela alimentar: Tanque-rede – Tilápia (para 1000 peixes). Fonte: Aquasem,2019

Fazendo os cálculos para 40 peixes com peso total de 196gramas e comendo 16% do peso vivo deu que esses animais tinham que consumir 31,5 gramas diárias que foi dividido em 3 refeições por dia de aproximadamente 10 gramas de 8:00, 12:00 e 17:00 horas.

Após a introdução das alfaces no dia 17/05/2019 foi realizado duas biometrias nas sextas-feiras (24/05/19 e 31/05/19) com o intuito de saber os pesos dos animais e ajustar o consumo. Na segunda (Figura 26,27) e terceira biometria, foi retirado uma amostra de 50% da população e realizado a pesagem, como pode ser observado nos quadros 2 e 3. Na segunda-feira após a introdução das hortaliças (20/05/19) começou a ser realizado anotações diárias do consumo dos peixes (Quadro 4, 5) para maior controle do consumo dessa espécie.



Figura 26. Segunda biometria *Pangasius*



Figura 27. Biometria 50% lote de *Pangasius*

Quadro 2. Peso de 50% da população de *Pangasius*- 2º Biometria

2º Biometria	Peso	Tara	Peso total lote
Lote 1 (10 peixes)	1030g	965	65 g
Lote 2 (10 peixes)	1020g	965	55 g
			120 g

Quadro 3. Peso da metade da população de *Pangasius*- 3° Biometria

3° Biometria	Peso	Tara	Peso total lote
Lote 1	856,3	760,7	95,6
Lote 2	1077,6	976,2	101,4
			197 g

No quadro 2, os animais com um peso médio de 120 gramas e sendo dividido por 20 animais chegou ao peso de 6 gramas, dessa forma, o correto pela literatura era que os animais tivesse aumentado o consumo de 10 gramas diário, porém, não foi isso que foi observado durante o manejo alimentar e mostrado no quadro 4 e 5.

Da mesma forma, foi observado que no quadro 3, os animais obtiveram um peso médio de 197 gramas e dividido por 20 animais chegou ao peso médio de aproximadamente 10 gramas, mas da mesma forma observando no quadro 4 e 5 identificou-se que os animais aumentaram de peso, mas não aumentaram o consumo.

Portanto, não foi calculado novamente o reajuste da alimentação desses animais, pois eles estavam aumentando de peso, mas não estavam consumindo toda a quantidade necessária que a literatura indicava para sua saciedade que era de 10 gramas de ração por turno.

Quadro 4. Consumo dos *Pangasius* na primeira semana após introdução das alfaces– Maio de 2019.

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

Quadro 5. Consumo dos *Pangasius* na segunda semana após a introdução das alfaces – 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

Como pode ser observado no quadro 4, os animais na primeira semana não consumiram em nenhum turno o que era ideal da literatura de aproximadamente 10 gramas e 31,5 gramas diários. Nos dias em que as temperaturas estavam mais baixas o consumo era menor, quando a temperatura é a ideal de 28°C o consumo não passou de 5 gramas.

Já no quadro 5, na segunda semana não foi calculado o ajuste do manejo alimentar desses animais, pois na primeira semana eles não estavam chegando ao que era determinado na literatura, então foi concluído que mesmo que aumentasse a quantidade de gramatura não aumentou o consumo.

As anotações realizadas do dia 20/05/19 até o dia 31/05/19, foi realizada com o intuito de ter um melhor conhecimento sobre o consumo dessa espécie, pois estávamos buscando as medias de consumo diário de outra espécie. Essas anotações continuaram sendo realizadas e observadas por outro aluno de zootecnia que ficou no estágio com esse projeto.

3.1.5. Teste de pH, amônia e oxigênio dissolvido

O pH é um dos pontos mais importantes e que requer muita atenção dentro de um sistema de aquaponia. Pois o sistema envolve três organismos que diferem entre si (peixes, plantas e bactérias). Portanto é importante conhecer as necessidades de cada um deles para que o pH da água seja mantido numa média que atenda a todos satisfatoriamente.

As bactérias nitrificantes dos gêneros *nitrossomonas* e *nitrobarcters*, são aeróbicas e têm como pH ótimo no intervalo entre 7,0 e 8,0, (BRAZ, 2000).

Espécies vegetais adaptadas a hidroponia são sempre recomendadas para a aquaponia, já que a maioria delas toleram altos teores de água em suas raízes e têm o crescimento ótimo entre pH de 5,8 e 6,2 (RAKOCY, 2007).

Já para a maioria das espécies peixes de água doce o pH ideal encontra-se entre 7,0 e 9,0. Portanto, é recomendado que o pH da água seja mantido entre 6,5 e 7,0 para atender satisfatoriamente a todos os organismos presentes no sistema aquapônico.

O pH também exerce influência sobre o ciclo de nitrificação do nitrogênio. A amônia entra no sistema através do metabolismo dos peixes e pela degradação de ração não consumida.

Contudo, é necessário retirar ou transformar a amônia em nitrato. Parte dessa remoção da amônia pode ser realizada pelas plantas, que tem reduzida capacidade de absorção de amônia em seu sistema radicular. A maior parte da amônia dissolvida na água necessita ser convertida em nitrato, forma de apresentação do nitrogênio de preferência da maioria das plantas de interesse em aquaponia (Tokuyama, 2004). Portanto as bactérias dos gêneros *nitrossomonas* e *nitrobarcters* são tão importantes no processo de nitrificação do nitrogênio, pois oxidam a amônia inicialmente para nitrito, e, posteriormente, para nitrato (BRAZ FILHO, 2010).

Em aquaponia outro fator importante é a quantidade de oxigênio dissolvido na água, que é decisivo na seleção das bactérias que se fixarão nas raízes das plantas. Quanto mais altos os níveis de oxigênio dissolvidos na água mais benéficos serão as bactérias que se fixarão às raízes das plantas, já sob baixos níveis de oxigênio dissolvidos há uma maior probabilidade de bactérias maléficos se fixarem às raízes das plantas (RAKOCY, 2007).

Os testes de pH, amônia e oxigênio dissolvido foram realizados na maioria das vezes junto com as biometrias. O primeiro teste de pH (Figura 28) foi realizado antes mesmo de colocar os peixes no sistema. Uma semana após a introdução dos peixes foi realizado o segundo teste de pH (Figura 29) e primeiro teste de amônia (Figura 30), com a finalidade de saber como se encontrava o sistema antes de colocar as hortaliças. Uma semana após a introdução das hortaliças foi realizado o terceiro teste de pH (Figura 31) e o segundo teste de amônia (Figura 32) e com 15 dias após a introdução das alfaces foi realizado os últimos testes de pH (Figura 33) e amônia (Figura 34) e o primeiro teste de oxigênio dissolvido (Figura 35) e de nitrato (Figura 36) no dia de termino do estágio obrigatório supervisionado (ESO).

Foi observado que os valores tanto do pH, da amônia e do oxigênio dissolvidos e de nitrato estavam de acordo com as literaturas para valores adequados para o bom funcionamento do sistema de aquaponia em todas as fases (só os pangassissus, 7 e 15 dias após a introdução das alfaces).



Figura 28. Primeiro teste de pH



Figura 29. Teste de pH após uma semana de povoamento dos *pangasius*

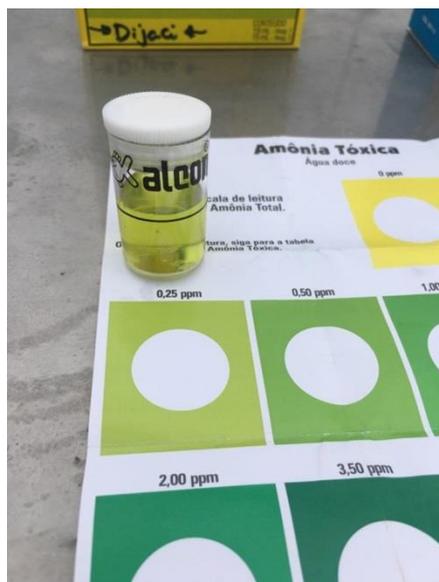


Figura 30. Primeiro teste de amônia no sistema de aquaponia



Figura 31. Teste de pH, uma semana após a introdução das alfaces

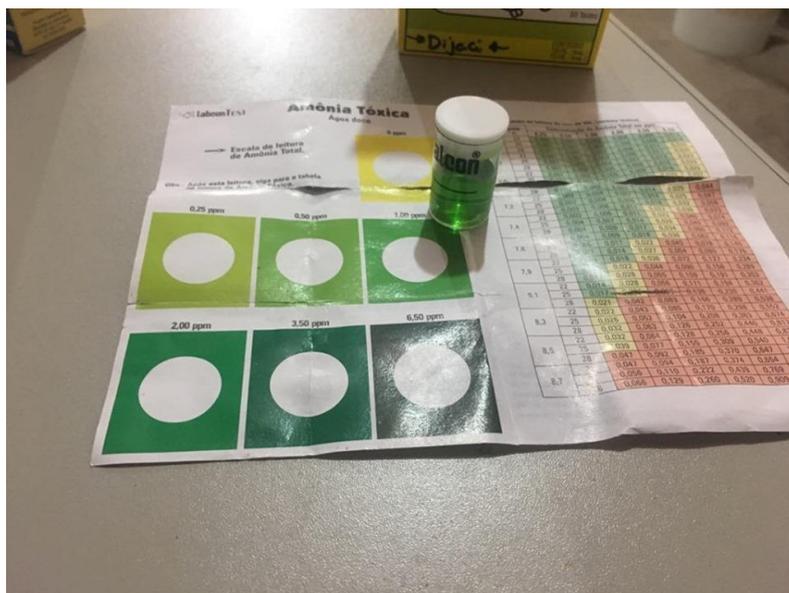


Figura 32. Teste de amônia, uma semana após a introdução das alfaces



Figura 33. Último teste de pH (15 dias após a introdução das alfaces)



Figura 34. Último teste de amônia (15 dias após a introdução das alfaces)



Figura 35. Teste de oxigênio dissolvido (15 dias após a introdução das hortaliças)



Figura 36. Teste de nitrato (15 dias após a introdução das hortaliças)

3.1.6. Crescimento das alfaces

Como as alfaces foram introduzidas duas semanas antes de finalizar o estágio obrigatório supervisionado, então foi observado nesse período que elas tiveram um crescimento significativo (Figura 37,38,39), o que era esperado devido o sistema estar adequado como foi observado com as figuras dos testes de pH, amônia, oxigênio dissolvido e nitrato. Porém, uma muda teve que ser substituída pois não houve crescimento das raízes nos furos destinados para a sua expansão e acabou morrendo.



Figura 37. Alfaces no dia da introdução no sistema de aquaponia



Figura 38. Alfaces 7 dias após a introdução no sistema de aquaponia



Figura 39. Alfaces 15 dias após a introdução do sistema de aquaponia

3.1.7. Custo de produção da aquaponia

O custo para produzir o sistema de aquaponia na base de pesca foi mínimo, pois na base já existiam matérias disponíveis para o uso na montagem do sistema, portanto o valor gasto para produzir o sistema de aquaponia na base de pesca foi em média 170,00 reais.

3.2. Reforma dos Laboratórios

3.2.1. Laboratório L2 (interno) ou Laboratório de organismos aquáticos ornamentais (OAO)

Para ser realizado o manejo reprodutivo dos peixes ornamentais da espécie acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*), foi necessário primeiro fazer uma reforma no laboratório L2 que existe na base de pesca, tornando o ambiente adequado para realizar o manejo reprodutivo do novo lote e do lote já existente no laboratório.

Primeiro foi realizado uma reunião com João Laurindo que é o técnico de laboratório da base para listar os materiais necessários para melhoria do L2, depois que os materiais chegaram começou a reforma. A aeração que existia no laboratório era funcional, porém, estava colocada de maneira inadequada e atrapalhava os manejos sanitários realizados nos aquários (Figura 40). Foi corrigido a aeração para todos os aquários antigos e novos do laboratório L2 (Figura 41), os canos de aeração foram suspensos e fixados na parede através de braçadeiras e foi colocado as novas mangueiras de aeração, em seguida, foi feita toda a encanação para o abastecimento de água para os novos aquários (Figura 42), foi instalada uma conexão na caixa d'água que permitiu que água fosse levada diretamente para uma torneira de dentro do laboratório. Foi feito também a organização geral do laboratório para melhor identificação dos materiais e para melhorar as práticas de manejo dentro do L2 (Figura 43) incluindo a identificação dos aquários (Figura 44). Depois de toda organização do laboratório L2 foi a hora organizar a bancada para receber os novos aquários (Figura 45), encher (Figura 46) e povoar os novos aquários.



Figura 40. Aeração dos aquários já existentes no laboratório L2



Figura 41. O Sistema de aeração no local adequado



Figura 42. Encanação para o abastecimento de água



Figura 43. Organização do laboratório L2



Figura 44. Identificação dos aquários



Figura 45. Organização da bancada



Figura 46. Enchimento dos novos aquários

O novo lote de acará-bandeira foi adquirido em loja de aquarismo comercial e foram colocados separados em 3 caixas d' água de fibra de capacidade de 500 litros para a formação dos casais (Figura 47), depois de identificar os casais então foram colocados cada casal em aquários no L2 (Figura 48) ou foram colocados em caixas d' água no laboratório externo. O lote que não formou casal foi separado entre 4 e 6 animais nos aquários para aguardar a formação dos casais (Figura 49).



Figura 47. Armazenamento do novo lote de acará-bandeira

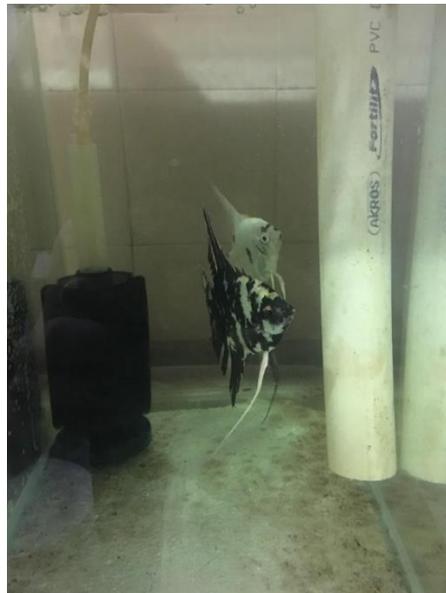


Figura 48. Casal formado e realocado para o L2



Figura 49. Lote para formação de casais

3.2.2. Laboratório Externo

Existia um laboratório externo de ranicultura que não estava mais sendo utilizado para tal produção, portanto, depois de uma reunião foi decidido que a estrutura interna desse laboratório seria todo limpo (Figura 50) e destruído para montar o novo laboratório de reprodução do acará-bandeira. Então foram derrubados os tanques de ranicultura, em seguida os pedreiros refizeram o piso e pintaram com cal. Assim, foi ajustado o sistema de aeração sendo fixado na parede e foi realizado uma limpeza no laboratório.



Figura 50. Organização para derrubar estrutura interna

O laboratório externo (Figura 51,52) ficou responsável por toda a fase de reprodução dos acarás-bandeiras, como a formação dos casais, desova, eclosão e nascimento dos alevinos, visualização da “nuvem”.



Figura 51. Laboratório externo depois da reforma.



Figura 52. Parte interna do laboratório externo com caixas d'água para povoamento.

3.3. Comportamento reprodutivo do Acará-bandeira

O acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*) é classificado como um peixe da família Cichlidae, do gênero *Pterophyllum spp.* e da espécie *Pterophyllum scalare* (CACHO et al, 1999). É classificado como um peixe ovulíparo, no qual tanto o macho quanto a fêmea lançam um grande número de gametas na água para que ocorra a fecundação nesse ambiente (VIDAL JÚNIOR, 2007).

O acará-bandeira, apresentam gônadas maduras por volta dos oito meses a um ano de idade, e manifesta agressividade e territorialidade durante a reprodução. (VIDAL JR, 2006).

Os acarás-bandeiras presentes nos laboratórios foram adquiridos de uma loja de aquarismo comercial e como existiam dois lotes, continham animais mais velho e animais mais novos. Os animais maduros sexualmente ficaram separados em aquários ou caixas d'água diferentes dos animais que não estavam maduros, pois os machos maduros são animais mais agressivos.

Dos peixes que existiam no L2, antes das atividades do estágio, alguns estavam alojados em grupos de 4 a 5 animais, já os casais que estavam formados viviam em aquários individuais. Os peixes do novo lote adquirido (21 peixes) ficaram separados em 3 caixas d'água com 8, 7 e 6 indivíduos respectivamente, essas caixas d'água ficaram a princípio no laboratório desativado por pelo menos duas semanas para se recuperarem do estresse que foram submetidos da troca de ambiente e dessa forma formarem casais para então serem separados para aquários ou para caixa d'água para começar a reprodução.

Durante a cômte as fêmeas, observam a habilidade e disposição dos machos. As fêmeas preferem parceiros que demonstrem habilidade parental para criação da prole, naturalmente porque essa característica prediz alto sucesso reprodutivo (CACHO et al, 2007).

A partir do momento em que ocorre formação de um casal, estes se isolam dos demais e escolhem um substrato (cano de PVC, galhos, folhas largas) que existe no ambiente para começar a limpeza para a desova. Quando foi observada a formação do casal e que não continha desova no substrato, o casal foi separado do grupo e colocado em um aquário ou caixa d'água, porém, quando o casal foi formado e observou-se que no substrato (cano de PVC) continha desova então o grupo que foi retirado do local para diminuir o estresse do casal com desova.

A formação do casal foi fácil de ser identificada nos laboratórios, pois depois que a fêmea escolhe o macho, o casal sempre ficava perto do cano de PVC e juntos defendiam o possível local de desova. O casal faz a limpeza do substrato para que a fêmea possa depositar os ovos, foi observado nos laboratórios que quando os canos estavam na diagonal (Figura 53) ou na horizontal no aquário ocorreu mais desova quando comparado ao cano na vertical.



Figura 53. Casal perto do cano na diagonal no laboratório L2.

Após a desova começa o cuidado biparental dos pais para com os ovos (Figura 54), isso é uma forma de garantir a sobrevivência dos ovos para a eclosão. Durante esses cuidados foi observado que o casal fica agressivo, tanto o macho quanto a fêmea fazem perseguições e mordem outros peixes se estiverem todos juntos no mesmo ambiente, por isso no L2 e no laboratório externo sempre foram separados os casais do grupo para diminuir o estresse tanto do casal quanto do grupo que apanha. Os pais também realizam a higienização do ninho, comendo ovos fungados para evitar a proliferação dos fungos e bactérias, esse cuidado pode durar até a eclosão dos ovos (KEENLEYSIDE, 1981).



Figura 54. Casal com desova e apresentando agressividade

No laboratório interno L2 foi observado uma desova no aquário com a presença de fungos e como os ovos não foram higienizados pelos pais e nem eclodiram até 72 horas, então o cano foi limpo e colocado novamente no aquário para servir como substrato para próxima desova.

Já no laboratório externo que também foi observado em uma desova na caixa d'água de amianto com capacidade de 500 litros à presença de fungos (Figura 55), mas em alguns ovos não tinham fungos e estavam fecundados, porém, não houve eclosão até as 72 horas e foi observado que os pais comeram a desova.



Figura 55. Desova com presença de fungos

Quando a desova eclode (em média 48 horas após a fertilização) e as larvas surgem, estas ainda ficam aderidas a superfície (cano de PVC) até iniciar o nado vertical (Figura 56) (RIBEIRO et al, 2007). Nos laboratórios foi observado que os pais continuam fazendo a proteção das larvas, e ficaram mais agressivos durante o manejo alimentar.



Figura 56. Larvas aderidas ao cano de PVC

A fase de pós-larva surge em média de dois a quatro dias após a eclosão dos ovos, a pós-larva consegue nadar horizontalmente e então surge a “nuvem” em torno dos pais, que continuam com a proteção de possíveis predadores (Figura 57).

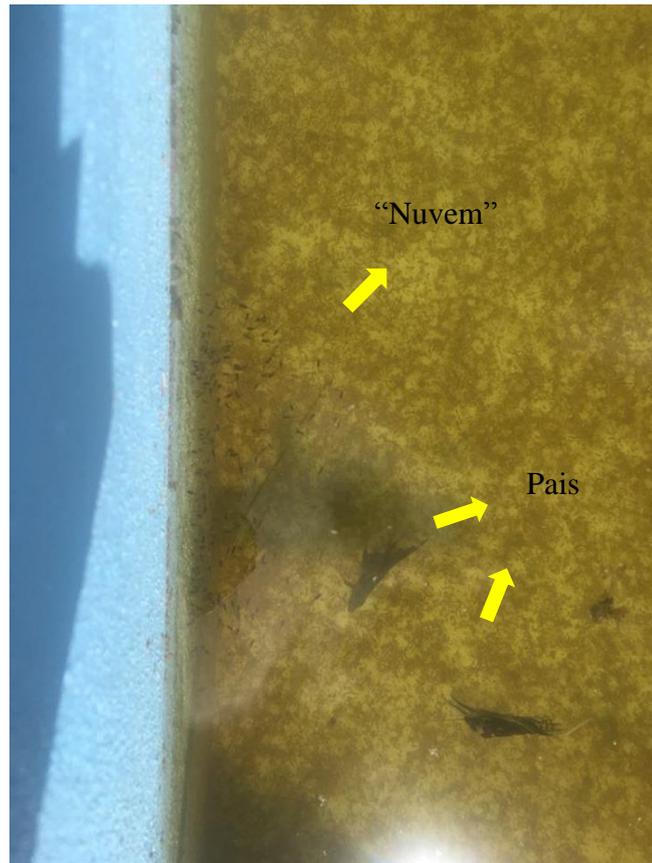


Figura 57. Casal com presença de “nuvem”

Cacho et al, (2007) constataram que durante o período de cuidado biparental os machos mais agressivos apresentaram índice de ovos fertilizados acima de 75% quando comparado com os menos agressivos que chegaram a somente 65% de ovos viáveis. Já para as larvas, os machos mais agressivos conseguiram de 30 a 40% de sobrevivência, sendo que os menos agressivos conseguiram apenas 15 a 25%.

3.3.1. Comportamento reprodutivo no laboratório desativado

Esse laboratório foi utilizado logo quando chegou o novo lote de acarás-bandeiras para a fase de formação dos casais, foram separados em 3 caixas d'água de fibra com capacidade de 500 litros com 8, 7 e 6 indivíduos respectivamente na caixa d'água 1, 2,3. Em algumas semanas foi observado que na caixa d'água 1 tinha formado um casal que estava com desova e que estava entrando em atrito com o grupo que existia, então o grupo foi colocado no laboratório interno L2 no aquário B1 para continuar a fase de formação dos casais, e com o casal continuou sendo realizado o manejo alimentar e quando as pós-larvas já estavam nadando e se alimentando bem do alimento vivo (*Daphnia*, náupilos de *Artemia* recém

eclodida) foram separados dos pais e colocados no tanque externo 1 para continuar o seu desenvolvimento, os pais foram realocados para o laboratório externo para lá continuarem novos ciclos reprodutivos.

Como o acará bandeira apresenta cuidado biparental com os ovos e larvas, o período entre desovas é em média de 30 a 40 dias. Mas, se retirada a desova para incubação fora do aquário dos reprodutores ou as larvas para desenvolvimento fora do aquário, a fêmea fará nova desova em média de 7 a 12 dias, caso temperatura e nutrição sejam adequadas (VIDAL JÚNIOR, 2007).

3.3.2. Comportamento reprodutivo no laboratório interno L2

Após toda a reforma do laboratório interno L2 ficou mais fácil os manejos realizados nos aquários e a funcionalidade aumentou, sendo observado a formação de casais em aquários que tinham um grupo de 4 ou 5 indivíduos, foi realizado o isolamento dos casais para aquários com canos de PVC no próprio laboratório interno ou no laboratório externo para esses casais realizarem a limpeza do cano de PVC para a fêmea desovar.

No laboratório interno L2 foi observado um casal que tinha um bom ciclo reprodutivo mas era muito sensíveis ao manejo diário de alimentação e ao manejo sanitário realizado nos aquários (principalmente o macho), em um desses manejos diários foi observado a desova e no outro dia após o manejo alimentar da tarde o casal comeu a desova como forma de defender dos “invasores” e também por causa do estresse que esse simples manejo causava neles, na tentativa de diminuir o estresse que o manejo causava, foi colocada uma folha de isopor (Figura 58) para isolar mais o casal e dessa forma eles não identificarem o que ocorria no laboratório. Mesmo assim numa o casal comeu novamente os ovos de outra desova, então esse casal foi realocados para um tanque externo para ficarem mais isolados, pouco dias a fêmea desovou e depois de mais um manejo alimentar o casal comeu a desova, então o casal foi separado, a fêmea foi colocada em um aquário para formar casal com outro macho e o macho foi colocado no tanque R9 com mais 270 indivíduos para formar casal com outra fêmea.



Figura 58. Aquário com folha de isopor

Depois da identificação dos indivíduos mais fáceis de serem manejados e menos sensíveis ao manejo, pois o local precisa de animais dóceis porque são utilizados para fins de estudos e pesquisas, esses animais formaram casais que ficaram alguns no próprio laboratório e outros foram para o laboratório externo e foi acompanhado novamente todo o ciclo reprodutivo (Figura 59).

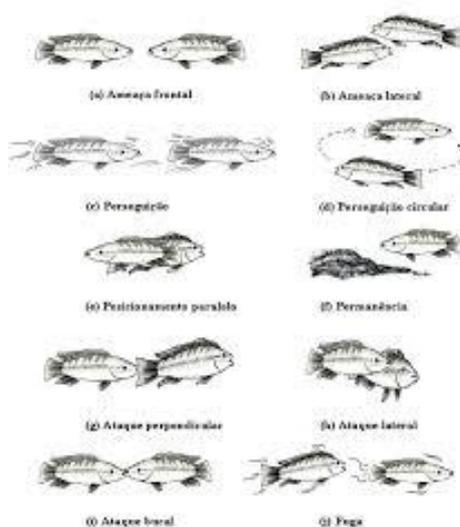


Figura 59. Todo comportamento reprodutivo dos acarás. Fonte: Biotona amazonia open journal system, 2014

3.3.3. *Comportamento reprodutivo no laboratório externo*

Depois da reforma no laboratório externo foram colocadas as caixas d'águas que estavam sendo utilizadas no laboratório desativado e as caixas d'águas que tinham na base

de pesca que estavam sem uso. Em seguida essas caixas d'água foram povoadas por casais que tinham sido identificados no laboratório L2 ou casais que estavam com desova nas caixas d'água no laboratório desativado.

No laboratório externo, a princípio, não estava sendo realizado a fase de identificação de casais, os casais já estavam sendo transferidos para esse ambiente juntos. Mas com a grande quantidade de animais no laboratório interno L2 (recebimento dos peixes *Pangasius* para utilização na aquaponia), foi necessário também ser realizado a formação de casais no laboratório externo e então depois que ocorre todo o ciclo reprodutivo, como a desova, o surgimento das larvas e as pós-larvas, esses animais foram separados dos pais e são colocados no tanque externo 1 para desenvolvimento e os pais ficam sozinhos novamente para mais um ciclo reprodutivo.

3.4. Manejo Alimentar de peixes ornamentais

O manejo alimentar interfere no desenvolvimento do animal e do ambiente, tanto a falta como o excesso de alimento podem prejudicar a saúde dos peixes, como também provocar a degradação da qualidade de água e aumentar a susceptibilidade às doenças. É importante determinar a frequência alimentar para os peixes ornamentais, pois o produtor saberá os melhores horários para alimentar os animais e os intervalos de alimentações. Com isso reduzirá o desperdício de ração e diminuirá a mão de obra para alimentar os peixes (CARNEIRO; MIKOS, 2005).

Antes de começar o estágio não se tinha uma determinação de frequência alimentar para esses animais, quando se iniciou o estágio foi observado e determinado os horários que os animais mais se alimentam. Portanto, os manejos alimentares dos peixes ornamentais: acará-Bandeira, peixes japoneses (*Carassius auratus Linnaeus*) e peixe Betta (*Betta splendens*), presentes na base de pesca eram realizados todos os dias de 8:00/12:00/14:00/17:00 horas. Os dois primeiros horários eram realizados no horário do estágio supervisionado obrigatório e os dois últimos pelos estagiários do horário da tarde.

No manejo alimentar desses peixes ornamentais era exigida atenção para observar a saciedade dos animais e não ofertar mais do que o necessário para o consumo e dessa forma aumentar o teor de matéria orgânica no aquário ou no tanque e aumentar a prática de manejo sanitário e a susceptibilidade desses animais às doenças. Para os peixes ornamentais que se encontravam no tanque R9, era oferecida uma quantidade maior de ração comercial para

saciar a necessidade quando comparado aos peixes ornamentais do laboratório interno L2 e externo devido a quantidade de animais no tanque (270 indivíduos).

A ração utilizada para alimentação dos peixes ornamentais nas fases juvenil e adultos era uma ração comercial que ficava no laboratório L2 e era identificada pelo mês e ano da compra da ração (Figura 60).



Figura 60. Rações identificadas pelo mês e ano

Para os peixes ornamentais que estavam na fase de larvas e pós-larvas (“nuvem”) eram oferecidos alimentos vivos, Zooplâncton, como *Daphnia* e Naúplios recém eclodida de *Artemia*, já para os alevinos eram oferecidos o mesmo que na fase de larva e pó-larva e também larvas de mosquitos nos mesmos horários que os demais peixes da base de pesca. Os alimentos vivos ofertados eram produzidos na própria base de pesca. Para produção das *Daphnia*, foram colocados em um balde com aerador (Figura 61), excretas de frangos que estimulou a produção de fitoplâncton e uma pequena população de *daphnia* foi depositada, o Zooplâncton se alimentou desse fitoplâncton e aumentou a população de *daphnia*. Para alimentar as larvas e pós-larvas era feito a captura do zooplâncton com o auxílio de um púça pequeno com malha fina (Figura 62).



Figura 61. Naúplios de Artemia



Figura 62. Naúplio de artemia no púça de malha fina

Na larvicultura, a alimentação tem sido um fator determinante para o bom desenvolvimento das larvas (TESSER et al., 2005; AYRES, 2006). Isto porque o alimento vivo contribuir com nutrientes essenciais para o crescimento e sobrevivência, uma vez que, as larvas da maioria das espécies de peixes não possuem sistemas digestório e enzimático completamente desenvolvidos.

Naúplios do crustáceo *Artemia* sp têm sido utilizados como alimento durante a fase de larva e pós-larva de muitas espécies de peixes de água doce (Peña et al., 1998), e

considerados como um excelente alimento para os estágios iniciais dos peixes (Verischele et al., 1990).

As *Daphnia* são excelentes alternativas de alimento vivo, para diferentes cultivos comerciais de peixes e crustáceos (Davis; Ozburn 1969).

Foi observado que os peixes ornamentais aceitavam bem os alimentos vivos que eram ofertados e obtiveram um crescimento significativo, as larvas e pós-larvas aceitavam e se alimentavam bem das *Daphnia* e dos náuplios de *Artemia*, já os alevinos tinham preferência pela larva de mosquito (Figura 63) quando comparado com náuplios de *Artemia*.



Figura 63. Larva de mosquito

3.5. Manejo Sanitário

O manejo sanitário tem grande importância no desenvolvimento dos peixes, pois se bem realizado vai evitar com que os animais fiquem susceptíveis às doenças.

O manejo sanitário nos laboratórios era realizado a cada 15 dias, dependendo de como estava o aquário (Figura 64) ou a caixa d'água (Figura 65) era realizado uma TPA (troca parcial da água) através da sifonagem que é um método para retirar os resíduos sólidos (fezes e sobra de ração) com uma mangueira se fazia pressão com ar para que ela sugasse os resíduos, 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 diretamente no ralo ou na pia.

No processo de TPA é reduzido 30% da água do aquário ou caixa d'água e com o auxílio da mangueira era cheio novamente com água bruta (água do canal que fica depositada na caixa d'água).



Figura 64. TPA no aquário



Figura 65. TPA na caixa d'água

Era também realizada a limpeza das mangueiras de aeração (Figura 66) a fim de eliminar o limo que normalmente é formado. Caso o aquário não estivesse povoado era todo esvaziado e limpo com o auxílio de uma bucha para retirar os resíduos sólidos e depois era novamente cheio com água bruta.



Figura 66. Limpeza das mangueiras de aeração

3.6. Despesca e doação de Tilápia e Tambaqui

A despesca foi uma atividade comum na base de pesca no mês de Abril principalmente perto do período da semana santa. Na última quinzena do mês ocorreram várias despescas parciais e uma despesca total, por ser uma atividade pesada é exigida a participação de todos que trabalham na estação.

Nas despescas parciais em média eram capturados 200 tilápias e 300 tambaquis por despesca, essa atividade era realizada com uma rede de arrasto (Figura 67) que contém na parte inferior chumbos que arrastam no chão do viveiro, impedindo que os peixes passem por baixo e na parte superior que contém boias que flutuavam e impediam que os peixes saíssem por cima com o auxílio de 10 a 12 pessoas essa rede de arrasto passava por todo o viveiro até chegar no ponto de saída do viveiro, no ponto de saída a rede cheia de peixes era puxada por duas pessoas que estavam fora do viveiro.

Na despesca total, foram feitos dois arrastos, semelhantemente na despesca parcial e depois o viveiro foi esvaziado (Figura 68) e os peixes que sobraram foram retirados com um puçá de pesca.

Quando havia despesca parcial ou total, os peixes eram colocados em baldes e logo em seguida eram levados para a sala de beneficiamento da base de pesca para serem

armazenados em freezer, no final da atividade de despesca os peixes eram pesados e separados a cada 2,5kg e colocados em bolsas plásticas.

Essa pratica foi realizada com a finalidade de retirar peixes para a doação realizada a uma ONG comunidade pequenos profetas (Figura 69), além dos peixes da base de pesca, foi realizada uma parceria com a Noronha Pescados que doou 200 kg de peixe (Figura 70).



Figura 67. Rede de arrasto usada na atividade de despesca



Figura 68. Viveiro esvaziado após despesca total



Figura 69. Doação dos peixes para ong comunidade pequenos profetas



Figura 70. Sala de beneficiamento, estocagem da doação da Noronha pescados

3.7. Biometria e Sexagem das Tilápias

3.7.1 Biometria das Tilápia

Na biometria, são realizadas algumas medidas do peixe como o seu peso (g) e comprimento (cm). É realizado para acompanhar o desenvolvimento do peixe e aspectos externos dos peixes.

As atividades de biometria que foram realizadas nas tilápias foi com o intuito de praticar o conhecimento teórico obtido na sala de aula e adquirir experiência nessa atividade;

acompanhar o desenvolvimento desses animais; ajustar a quantidade de ração oferecida para atender a necessidade da espécie; quantificar o número total de animais no tanque.

As biometrias das tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) foram realizadas nas primeiras horas do dia com a finalidade de minimizar o estresse e a mortalidade de animais adultos e alevinos. Antes da prática é reunido todos os materiais que serão utilizados, como caixa de água, balde, puçá, balança (Figura 71).



Figura 71. Balança para biometria

Durante a prática de captura dos animais (Figura 72), o tanque de alvenaria onde se encontram os peixes foi baixado o nível e é colocado uma caixa de água de fibra com capacidade de 500 litros para estocagem dos animais após o manejo para ter controle de quais os animais foram ou não pesados (Figura 73), foi registrado a tara do puçá que são colocados os animais para serem pesados, em seguida, foram anotadas os pesos individuais de cada tilápia do tanque (Tabela 1 e 2). As biometrias foram realizadas em 100% dos indivíduos.

Depois que acaba a biometria o nível da água é zerado é realizado a limpeza (Figura 74) e colocado o cal para fazer assepsia e matar qualquer alevino ou animal indesejado, em seguida, era utilizado uma vassoura para limpeza dos resíduos e depois o tanque era lavado e esperado encher o tanque e os animais são retirados da caixa d'água.



Figura 72. Captura dos peixes



Figura 73. Caixa d'água de 500 litros para estocar as tilápias



Figura 74. Manejo Sanitário no tanque

Tabela 1. Peso dos machos de tilápia na biometria do 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

Fonte: Dados da pesquisa

Tabela 2. Peso das fêmeas de tilápia na biometria 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

3.7.2 Sexagem das Tilápia

Na piscicultura a sexagem é uma ferramenta importante para identificar os machos e as fêmeas. No caso de tilápia, é comum realizar a sexagem para obter populações monossexo masculino, pois apresentam melhor crescimento e melhor desempenho de engorda quando comparado com as fêmeas, que além de utilizar grande parte de suas reservas para as atividades reprodutivas, não se alimentam durante o período de incubação oral dos ovos (Phelps & Popma, 2000).

A sexagem manual consiste na identificação do dimorfismo sexual secundários de machos e fêmeas através da observação da papila urogenital (Borges, 2004). Nessa atividade o que facilita a separação entre os indivíduos é que na fêmea, a papila apresenta duas aberturas distintas, o orifício urinário e a saída do oviduto. Nos machos, existe somente uma abertura, que servirá para a liberação de sêmen e a excreção da urina (Figura 75).

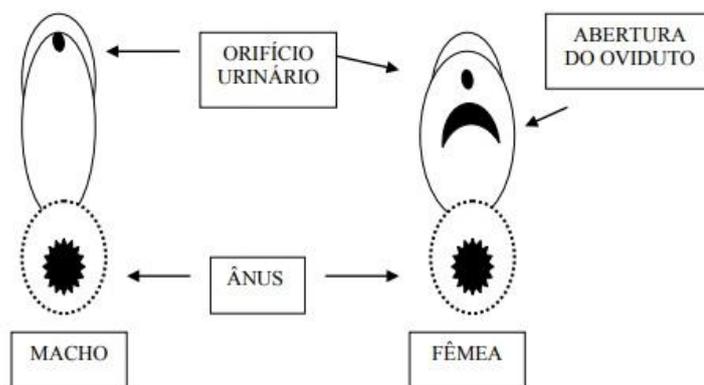


Figura 75. Dimorfismo entre macho e fêmea de tilápia. Fonte: Cbra, 2010

Durante a atividade de biometria foi também realizado a atividade de sexagem manual com a finalidade de estressar menos os animais com vários dias de manejo.

Na atividade de sexagem manual das tilápias foi observado a quantidade de animais que continha no tanque e identificação do sexo do animal com seus respectivos pesos que pode ser observado nas tabelas 1 e 2.

Para a sexagem foi necessário capturar os animais e observar as gônadas, também era realizado uma pressão perto da gônada para ver se era expelido ovos ou liberação de sêmen e

dessa forma confirmar a identificação do sexo do tilápia (Figura 76). Durante a atividade foi observado algumas desvantagem da sexagem manual que é comentado na literatura, como pequena disponibilidade de mão-de-obra bem treinada (nas primeiras práticas de manejo é comum não ser realizado a sexagem manual correta e rápida); grande demanda de tempo para a seleção; mortalidade após o manejo (Beardmore et al., 2001; Kubitzka, 2000).



Figura 76. Identificação do sexo

Para realização da atividade é necessário diminuir o nível de água do tanque em que vai ser trabalhado e separar todos os materiais necessários para o manejo antes de começar, como uma caixa d'água de capacidade de 500 litros para colocar os animais depois da identificação e pesagem, precisa de alguns puçás para capturar os animais e de cal para colocar na saída da água no fim da atividade de sexagem, com o intuito matar qualquer animal indesejado que esteja no tanque.

3.8. Ectoparasita *Argulus*

3.8.1. Identificação do Ectoparasita

Durante a atividade de sexagem e biometrias dos animais presentes nos viveiros, foi identificado o ectoparasita do gênero *Argulus*, mais conhecido como “carrapato de peixe” em quase todos os viveiros da estação (Figura 77). Dessa forma, foi necessário fazer um planejamento para o controle químico e para dosagens de todos os viveiros. Depois de uma reunião foi determinado fazer as dosagens de acordo com a sensibilidade de cada espécie, logo os viveiros com carpa e *Pangasius* recebiam uma dosagem menor do que os viveiros que continham tilápias.



Figura 77. Identificação de Argulus nas Carpas.

Crustáceos da subclasse *Branchiura*, como o do gênero *Argulus*, podem ser encontrados parasitando tanto espécies de peixes silvestres como os cultivados, aderidos á superfície corporal, às nadadeiras e às brânquias dos peixes. Seu aparecimento está relacionado com o excesso matéria orgânica nos viveiros.

Esses ectoparasitas foram encontrados na superfície corporal e nas brânquias dos peixes, causando sérios danos aos animais (Figura 78,79). Os ectoparasitas ficam aderidos aos peixes através de um aparelho de fixação (ventosa) que ocasionam traumas nas superfícies aderidas, fazendo com que os animais fiquem inquietos nos viveiros, comprometendo a capacidade de respiração e reduzindo o consumo. Foi comum observar nos viveiros os animais tentando se livrar desses parasitas se batendo na água.



Figura 78. Oscar com presença de parasita.



Figura 79. *Argulus* parasitando o *pangasius*

Estes parasitas possuem mandíbulas com estiletos, que perfuram a pele. Após a perfuração, inoculam enzimas digestivas que provocam ulcerações e liberam toxinas, podendo gerar hemorragia puntiforme e evoluir para lesões maiores (LUQUE, 2004).

3.8.2 Desinfestação dos peixes

Para o controle da infestação do *Argulus* foi realizado a retirada manual dos parasitas do corpo dos peixes com auxílio de pinças e outros materiais . Para a aplicação das dosagens nos tanques, foi realizado a medição com fita métrica do diâmetro, largura e a altura da lâmina d' água para calcular o volume dos tanques e preparar as doses.

O Masoten (Figura 80) foi utilizado no tratamento da água dos tanques para eliminar os parasitas. A utilização do Masoten foi feita como determinado pela indicação da bula, no qual primeiramente foi pesquisado a dose para cada espécie presente na estação (Figura 81,82), depois preparada a dose (Figura 83) e diluída a dosagem (Figura 84,85) em seguida aplicada nos tanques (Figura 86). Depois da aplicação era esperado 1hr e era aberto o cano pra fazer a troca de água do tanque. Foi respeitado o intervalo de aplicações (48hr) e foi observado que os peixes dos tanques não tinham mais esses parasitas.



Figura 80. Masoten

Espécie	Indicação	Quantidade de Masoten® por ha (10.000 m²) de superfície do tanque	
		Profundidade média do tanque	
		50 cm	100 cm
Carpas Enguias	<i>Argulus</i> <i>Ergasilus</i> <i>Lernea</i> <i>Dactylogyrus</i> <i>Gyrodactylus</i>	2,5 kg (isto corresponde a 1 g de Masoten® / 2.000 L de água)	5,0 kg (isto corresponde a 1 g de Masoten® / 2.000 L de água)
Trutas	<i>Trematódeos</i> (<i>Trichodina</i>)*	1,25 kg (isto corresponde a 1 g de Masoten® / 4.000 L de água)	2,5 kg (isto corresponde a 1 g de Masoten® / 4.000 L de água)

*para um efeito completo em *Trichodina* de carpas e enguias, é necessária a concentração de 1 g Masoten®/400 L de água. Isto corresponde a 12,5 kg/ha em tanque com profundidade média de 50 cm e 25 kg/ha, em tanque com profundidade de 100 cm.

Figura 81. Dosagem de Masoten para Carpas. Fonte: Aquatropic, 2019.

Espécie de peixe	Parasitas alvos	Dose	Número de Aplicação	Intervalo de aplicação
Tilápia (<i>Oreochromis niloticus</i>)	Monogenéticos <i>Anacanthorus penilabialis</i>	5g/10.000L	2	48h
	<i>Argulus</i> sp. <i>Dolops carvalhoi</i>	5g/10.000L	3	48h
	<i>Trichodina pediculus</i> e <i>Trichodina magna</i> , <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> e <i>Piscimoodinium pululare</i> .	5g/10.000L	4	48h

Figura 82. Dosagem de Masoten para Tilápia. Fonte: Escama forte, 2016.



Figura 83. Preparação da dose de Masoten.



Figura 84. Preparação da dose



Figura 85. Dissolução da dose



Figura 86. Aplicação da dose no tanque

3.9. Transferência de Pirarucu

A transferência dos pirarucus (Figura 87) foi realizado em uma manhã, sendo transferidos 12 animais do viveiro P3 para o viveiro P2 para identificação da formação dos casais e para ser realizado o manejo sanitário no viveiro P3 onde antes se encontravam 12 animais.



Figura 87. Pirarucu

Um dia antes do manejo de transferência dos pirarucus todas as pessoas que trabalham na base de pesca foram informados da atividade do dia seguinte. Antes do manejo foram coletados todos os materiais que foram utilizados, como rede de pesca, os sacos de transferência, baldes, carrinho de mão, toalha.

O manejo foi realizado nas primeiras horas do dia para causar menos estresses aos animais, durante o manejo foi necessário que todos que trabalham estivessem presentes para auxiliar na prática, pois são animais grande e pesados.

Foi baixado o nível do viveiro P3 todo, onde os animais ficaram com pouca água para se locomover e facilita a atividade, depois de identificar os 12 animais foi realizado a captura dos animais individualmente com a rede de pesca (Figura 88) e alguns como se encontravam em um pequeno espaço de lama com água foram capturadas com o auxílio dos sacos de transferências (Figura 89), então eram colocados no carro de mão e levados para o P2 .



Figura 88. Viveiro P3 com água baixa para captura de pirarucu com rede



Figura 89. Saco usado para transferir os pirarucus

Os 12 animais foram transferidos para o viveiro P2 (Figura 90). Após o termino da atividade foi aguardado algumas horas e os animais foram alimentados, depois de passar o estresse do manejo. Ficando no total 14 pirarucus no viveiro P2.



Figura 90. Pirarucus sendo transferidos

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A realização do estágio na base de pesca permitiu acompanhar toda a rotina de manejos diários necessários na base, onde todos os conhecimentos teóricos adquiridos durante a formação acadêmica, puderam ser colocados em prática na estação. Além dos conhecimentos teóricos, permitiu também a convivência com as pessoas com mais experiências fato que auxiliou para colocar os conhecimentos teóricos em prática, ter responsabilidade e enfrentar os problemas de forma profissional como uma zootecnista. Este estágio foi de grande importância tanto para vida pessoal quanto para formação acadêmica.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVARADO-CASTILLO, J. D. **Substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte na larvicultura do acará bandeira (*Pterophyllum scalare*)** / Dissertação (mestrado). Jaboticabal, 57 f, 2010.
- AYRES, T. J. S. **Produção de juvenis de *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829) com dietas formuladas**. 2006. 60f. Dissertação (Mestrado em Aqüicultura) – Universidade Estadual Paulista, Centro de Aqüicultura, Jaboticabal.
- BRAZ, M.. **Qualidade na produção de peixes em sistemas de recirculação de água**. Centro Universitário Nove de Julho, São Paulo, SP. 2000.
- BRAZ FILHO, M.S.P.; PSILLAKIS, C.; YOSHIZUMI, M. **Agroindústria de processados**. São Roque, SP, 2010.
- BEARDMORE, J. A.; MAIR, G. C.; LEWIS, R. I. Monosex male production in finfish as exemplified by tilapia: applications, problems, and prospects. **Aquaculture**, v.197, p.283-301, 2001.
- CACHO, Maria do Socorro R.F.; YAMAMOTO, Maria Emília; CHELLAPPA, Sathyabama. **COMPORTAMENTO REPRODUTIVO DO ACARÁ-BANDEIRA, *Pterophyllum scalare* Convier & Valencinas (Osteichthyes, Cichlidae)**. Revista Brasileira de Zoologia. 16 (1): 653 - 664, 1999.
- CACHO, M.S.R.F.; CHELLAPPA, S.; YAMAMOTO, M.E. Efeito da experiência de machos no sucesso reprodutivo em acará bandeira, *Pterophyllum scalare* Lichtenstein, 1823. **Rev. Bras. de Zooc.**, Juiz de Fora, v. 9, p. 41-47, 2007.
- CARNEIRO, P.C.F.; MIKOS, J.D. Frequência alimentar de alevinos de jundiá, *Rhamdia quelen*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.35, p.187-191, 2005.
- DAVIS, P. e G.W. OZBURN. The pH tolerance of *Daphnia pulex* (Leydig, emend., Richard). **Canadian Journal of Zoology** 47: 1173-1175, 1969.
- DIVER, S. **Aquaponics—Integration of Hydroponics with Aquaculture**. National Sustainable Agriculture Information Service, p. 1-27, Washington, EUA. 2006.

FERNANDES, J.B.K. e YAMAGUTI, A. Produção Sustentável de Peixes Ornamentais.

Portal Dia de Campo. Disponível em: <http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=22865&secao=Colunas%20Assinadas> Acesso: em 06/06/2019.

FUJIMOTO, R. Y.; VENDRUSCOLO, L.; SCHALCH, S. H. C.; MORAES, F. R. Avaliação de três diferentes métodos para o controle de monogenéticos e *Capillaria* sp. (Nematoda: Capillariidae) parasitos de acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*, Liechtenstein, 1823). **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 32, n. 2, p. 183-190, 2006.

GARCÍA-ULLOA M, GÓMEZ-ROMERO HJ. Growth of angel fish *Pterophyllum scalare* juveniles fed inert diets. **Avances en Investigación Agropecuaria**. 9(3):49-60, 2005.

HUNDLEY, G.C. et al. Aproveitamento do efluente da produção de tilápia do Nilo para o crescimento de manjerona (*Origanum majorana*) e manjericão (*Origanum basilicum*) em sistemas de Aquaponia. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v.3, p.51-55, 2013.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. **Estatística da Pesca 2007 – Brasil. Grandes Regiões e Unidades da Federação**. Brasília, DF, 113 p, dez. 2007.

KEENLEYSIDE, M.H.A; BIETZ, B.F. 1981. The reproductive behaviour of *Aequidens vittatus* (Pisces, Cichlidae) in Surinam, South America. *Environ Biol Fish* 6:87-94.

KUBITZA, F. **Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial**. Jundiaí:, 2000

LENNARD, W. A. **Aquaponics research at RMIT university**, Melbourne Australia. *Aquaponics Journal*, v. 35, p. p18-24, 2004.

LIMA, A.O. **AQUICULTURA ORNAMENTAL: O POTENCIAL DE MERCADO PARA ALGUMAS ESPÉCIES ORNAMENTAIS: FORMAS ALTERNATIVAS DE**

DIVERSIFICAÇÃO DA PRODUÇÃO NA AQUICULTURA BRASILEIRA.

Panorama da AQUICULTURA, Rio de Janeiro, Ed.78, P. 23-29, 2003.

LUNA-FIGUEROA J. *Pterophyllum scalare* (Pisces: Cichlidae): Influencia de alimento vivo en la reproducción y el crecimiento. **II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura**.20:55-65, 2003.

LUQUE, J.L. Biología, epidemiología e controle de parasitos de peixes. In: XIII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária e I Simpósio Latino-Americano de Ricketisioses, v. 13, 2004, Ouro Preto: **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 2004. p.161-165.

MATHIAS, João; FERNANDES, João Batista Kochenborger & GIANNECCHINI, Luiz Gustavo. **COMO CRIAR ACARÁ-BANDEIRA**. *Globo Rural*. Edição 293 - Mar/2010. Disponível em:

<<http://revistagloborural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC1708920-4530,00.html>>

Acesso em maio de 2019.

Ministério da Pesca e Aquicultura - MPA. **POTENCIAL BRASILEIRO**. Publicado online, 18 de Junho de 2014a, 16h15. Disponível em <<http://www.mpa.gov.br/index.php/aquicultura/potencial-brasileiro>>. Acesso em maio de 2019.

Peña, M.R.; Fermim, A.C.; Lojera, D.P. Partial replacement of *Artemia* sp by the brackishwater cladoceran, *Diaphanosoma celebensis* (Stingelin) in the larval rearing of sea bass, *Lates calcarifer* (Bloch). *Israel. J. Aquacult.*, 50(1):25-32. 1998.

PHELPS, R. P.; POPMA, T. J. Sex Reversal of Tilapia. In: COSTA-PIERCE, B.A.; RAKOCY, J. E. (eds.). **Tilapia Aquaculture in the Americas**, v.2. Louisiana: The World Aquaculture Society, 2000. p.34-59.

RAKOCY, J.; et al., **Recirculating aquaculture tank production systems: aquaponics integrating fish and plant culture**. SRAC Publication, v. 454, p. 1-16, 2006.

RAKOCY, J. E.; MASSER, M. P.; LOSORDO, T. M. Recirculating aquaculture tank production systems: Aquaponics- integrating fish and plant culture. Srac publication - southern regional aquaculture center, n. 454, p. 1-16, 2006.

RAKOCY, J. E. **Ten Guidelines for Aquaponic Systems**. Aquaponics Journal, v.46: 14-17, 2007.

RIBEIRO, F.A.F.; FERNANDES, J.B.K; RODRIGUES, L.A. **DESEMPENHO DE JUVENIS DE ACARÁ-BANDEIRA (*Pterophyllum scalare*) COM DIFERENTES NÍVEIS DE PROTEÍNA BRUTA NA DIETA**. Boletim Instituto de Pesca, São Paulo, v.33, n.2, p.195-203, 2007.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; ROCHA, O. Produção de plâncton (fitoplâncton e zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos. São Carlos: Rima, 106 p. 2001.

TESSER, M.; CARNEIRO, D. J.; PORTELLA, M. C. Co-feeding of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) larvae with *Artemia nauplii* and microencapsulated diet. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 17, n. 2, p. 47-59, Jun, 2005.

TOKUYAMA, T.; MINE, A.; KAMIYAMA, K. et al. Nitrosomonas communis strain YNSRA, na ammonia-oxidizing bacterium, isolated from the reed rhizoplane in an aquaponics plant. **Journal of bioscience and bioengineering**, v.98, n.4, p.309-312, 2004.

Verischele, D.; Leger, P.; Lavens, P.; Sorgeloos, P. The use of Artemia. In: Aquaculture. Chichester: Ellis Horwood Limited, 1990, 247-263p.

VIDAL JR., M. V. V., 2006 Sistemas de produção de peixes ornamentais. Cad. Téc. Vet. Zootec. 51, 62-74.

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

https://dadospdf.com/download/produto-granulometria-mm-5a4d3056b7d7bcab67351cd0_pdf

<https://periodicos.unifap.br/index.php/biota/article/viewFile/837/v4n1p37-44.pdf>

<http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v34n1/p21-28.pdf>

<http://www.aquatropic.com.br/images/masoten.pdf>

https://escamaforte.com.br/wp-content/uploads/Ficha_Tecnica_Masoten_2016.pdf