



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PAMPA  
CAMPUS URUGUAIANA  
CURSO SUPERIOR TECNOLOGIA EM AQUICULTURA**

**THAIS TEIXEIRA DA SILVA**

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO EM AQUICULTURA  
ÁREA: QUALIDADE DE ÁGUA**

**URUGUAIANA  
2018**

**THAIS TEIXEIRA DA SILVA**

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO EM AQUICULTURA  
ÁREA: QUALIDADE DE ÁGUA**

Relatório de Estágio apresentado ao Curso Superior de Tecnologia em Aquicultura da Universidade Federal do Pampa como requisito parcial para obtenção do grau de Tecnólogo em Aquicultura.

Orientador: Prof. Dra. Cátia Aline Veiverberg.

**URUGUAIANA**

**2018**

Ficha catalográfica elaborada automaticamente com os dados fornecidos  
pelo(a) autor(a) através do Módulo de Biblioteca do  
Sistema GURI (Gestão Unificada de Recursos Institucionais) .

d586q da Silva, Thais

Qualidade de água / Thais da Silva.

50 p.

Trabalho de Conclusão de Curso(Graduação)-- Universidade  
Federal do Pampa, AQUICULTURA, 2018.

"Orientação: Cátia Aline Veiverberg".

1. qualidade de água. 2. parâmetros físicos e químicos. 3.  
auxílio no manejo de despesca. 4. auxílio no manejo alimentar.  
5. piscicultura. I. Título.

THAIS TEIXEIRA DA SILVA

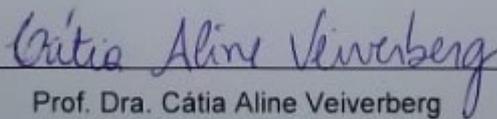
ESTÁGIO SUPERVISIONADO EM AQUICULTURA  
ÁREA: QUALIDADE DA ÁGUA

Relatório de Estágio apresentado ao Curso Superior de Tecnologia em Aquicultura da Universidade Federal do Pampa como requisito parcial para obtenção do grau de Tecnólogo em Aquicultura.

Orientador: Prof. Dra. Cátia Aline Veiverberg.

Aprovado em, 13 de dezembro de 2018

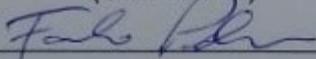
BANCA EXAMINADORA:



Prof. Dra. Cátia Aline Veiverberg

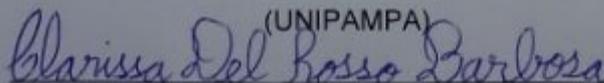
Orientador

(UNIPAMPA)



Prof. Dr. Fabio de Araújo Pedron

(UNIPAMPA)



Téc. Clarissa Del Rosso Barbosa

(UNIPAMPA)

## RESUMO

Este trabalho tem como objetivo relatar as atividades desenvolvidas durante a realização de estágio curricular supervisionado no Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura (CTPA), da Universidade Federal do Pampa - *campus* Uruguaiana, que serve como um setor de aprendizagem para os alunos que realizam o curso Superior de Tecnologia em Aquicultura, a aprenderem na prática, o que é ministrado em sala de aula pelos professores. O estágio foi realizado no período de 04 de setembro a 05 dezembro de 2018, onde foram realizadas atividades práticas determinadas pelo responsável técnico Sr. Cristiano Stefanello, e os Professores Dr. Antônio Cleber Camargo que é coordenador do curso, a Professora Dr. Cátia Aline Veiverberg, e a técnica Sra. Clarissa. Foram desenvolvidas atividades de monitoramento periódico da qualidade da água, limpeza dos viveiros, despesca, seleção, captura, e biometria dos animais. Durante o estágio foram colocados em práticas os conhecimentos adquiridos durante o curso, buscando o aperfeiçoamento nas diversas áreas sobre o setor aquícola e qualidade de água.

Palavras chave: qualidade de água, manejo, piscicultura

## **ABSTRACT**

The aim of this work is to report the activities developed during supervised curricular internship at the Center of Technology in Fisheries and Aquaculture (CTPA), of Universidade Federal do Pampa - campus Uruguaiana, which is a learning sector for students of technological course of Aquaculture.. The internship was held from September 4 to December 5, 2018, where practical activities were carried out by the responsible technicians Mr. Cristiano Stefanello and Mrs. Clarissa Barbosa. and the Professors Dr. Antônio Cleber Camargo, Dr. Cátia Aline Veiverberg. The following activities were executed: monitoring water quality of fish ponds; cleaning and preparation of fish ponds; selection, capture and biometry of fish in experiments. During the internship, the knowledge acquired in the classroom was put into practice, seeking the improvement in the various areas on the aquaculture sector and water quality.

Key words: water quality, management, fish farming

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Imagem aérea do Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura da UNIPAMPA.....	12
Figura 2. Imagem de satélite da área dos viveiros do CTPA. ....	13
Figura 3. Espécies de peixes cultivadas no CTPA.....	14
Figura 4. Oxímetro utilizado para as medições de oxigênio.....	18
Figura 5. Peixes na superfície da água pela busca de OD. ....	22
Figura 6. Aerador em funcionamento no viveiro D14. ....	22
Figura 7. Oxímetro digital utilizado para as medições de temperatura.....	23
Figura 8. Valores médios de temperatura observados pela manhã e tarde nos viveiros do CTPA durante o estágio curricular.....	24
Figura 9. Medidor de pH no laboratório.....	25
Figura 10. Titulação para determinação de alcalinidade. ....	27
Figura 11. Titulação para determinação de dureza. ....	29
Figura 12. Amostras prontas para leitura no espectrofotômetro de determinação de fosfato.....	31
Figuras 13. A) Filtragem das amostras, B) Amostras prontas para análise .....	34
Figura 14. Turbidímetro.....	38
Figura 15. Análise de condutividade .....	39
Figura 16. Passagem da rede de arrasto no viveiro A7. ....	42
Figura 17. Captura e seleção das carpas comuns. ....	42
Figura 18. Carpas coloridas no tanque de recepção.....	43
Figura 19. Imagem dos tanques rede no viveiro A3. ....	43
Figuras 20. A e B) Alimentação para as carpas comuns.....	44

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Estrutura dos viveiros e quantidade de peixes. ....	15
Tabela 2. Valores de oxigênio dissolvido (mg/L) pela manhã dos viveiros do CTPA durante o período do estágio curricular supervisionado .....	19
Tabela 3. Valores de oxigênio dissolvido (mg/L) pela tarde dos viveiros do CTPA durante o período do estágio curricular supervisionado .....	20
Tabela 4. Resultado das análises de pH da água dos viveiros do CTPA.....	26
Tabela 5. Resultado das análises de alcalinidade da água dos viveiros do CTPA .....	28
Tabela 6. Resultados das análises de dureza da água dos viveiros do CTPA ...	30
Tabela 7. Resultado das análises de fósforo da água dos viveiros do CTPA .....	32
Tabela 8. Resultado da análise de amônia da água dos viveiros do CTPA .....	33
Tabela 9. Resultado das análises de nitrito da água dos viveiros do CTPA .....	36
Tabela 10. Resultado das análises de turbidez da água dos viveiros do CTPA .....	38
Tabela 11. Resultado das análises de condutividade da água dos viveiros do CTPA .....	40

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	9
2 OBJETIVOS .....	11
2.1 Objetivo geral .....	11
2.2 Objetivos Específicos .....	11
3 LOCAL DO ESTÁGIO E INFRAESTRUTURA .....	12
3.1 Estrutura dos viveiros e quantidade de peixes .....	14
4 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS .....	17
4.1 Monitoramento da qualidade de água .....	17
4.1.1 Oxigênio .....	17
4.1.2 Temperatura.....	22
4.1.3 Potencial hidrogênioônico (pH) .....	25
4.1.4 Alcalinidade .....	27
4.1.5 Dureza .....	29
4.1.6 Fósforo .....	31
4.1.7 Amônia .....	33
4.1.8 Nitrito.....	35
4.1.9 Turbidez .....	37
4.1.10 Condutividade Elétrica .....	39
5 ATIVIDADES COMPLEMENTARES .....	41
5.1 Manejo de limpeza .....	41
5.2 Manejo de despesca .....	41
5.3 Manejo de seleção de reprodutores .....	43
5.5 Manejo alimentar.....	44
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	45
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	46

## 1 INTRODUÇÃO

A aquicultura é um dos setores da produção animal que mais rapidamente se expandiu por todo o mundo, sendo de grande importância econômica para atender a crescente demanda por consumo de pescado (CONTE, 2004).

A produção pesqueira mundial atingiu aproximadamente 171 milhões de toneladas em 2016, dos quais a aquicultura representa 47% desse total. O valor total da produção pesqueira e aquícola em 2016 estimou-se em US\$ 362.000 milhões, sendo os quais US\$ 232.000 milhões provém da produção aquícola. Entre 1961 a 2016, o aumento anual médio do consumo total mundial de pescado (3,2%) superou o crescimento da população (1,6%), e também o do consumo de carne procedente de todos os animais terrestres juntos (2,8%). Em termos per capita, o consumo do pescado aumentou de 9,0 Kg em 1961 para 20,2 Kg em 2015, a uma taxa média de aproximadamente de 1,5% ao ano (FAO, 2018).

A aquicultura tem a finalidade de geração de biomassa com produção de organismos que necessitam do ambiente aquático para o desenvolvimento de parte ou da totalidade do seu ciclo vital segundo BORGHETTI & OSTRENSKY (1999). A aquicultura mundial tem se expandido nas últimas décadas e, no Brasil, o crescimento mais efetivo ocorreu como reflexo do declínio da pesca extrativista e de simultâneo aumento na demanda de pescado, além do incentivo do governo, estimulando a criação de organismos aquáticos segundo BORGHETTI & OSTRENSKY (1999). A Associação Brasileira da Piscicultura (PEIXE BR) valoriza, fomenta e defende a cadeia da produção de peixes cultivados no Brasil, que em 2017 atingiu 691.700 toneladas, com receita de cerca de R\$ 4,7 bilhões. A piscicultura gera cerca de 1 milhão de empregos diretos e indiretos. O Brasil é o quarto maior produtor mundial de tilápia, espécie que representa 51,7% da produção do país, os peixes nativos, liderados pelo tambaqui, participam com 43,7% e outras espécies com 4,6%.

A piscicultura é uma atividade agropecuária que exige conhecimento de vários ramos da ciência, dentre os quais se destacam a limnologia, que é o estudo científico do conjunto das águas continentais em todo o planeta, incluindo lagos, represas, rios, lagoas (LIND 1979), Com a intensificação da atividade de piscicultura, o monitoramento da qualidade da água é imprescindível, visto que a água em condições inadequadas causará problemas no cultivo, como disseminação de doenças, ou levará os peixes à morte.

Outro impacto negativo causado pela aquicultura é a eutrofização, isso ocorre quando se adiciona nitrogênio e fósforo de maneira inadequada, causando o crescimento excessivo de plantas e algas aquáticas, comprometendo a qualidade da água, como por exemplo a disposição de oxigênio dissolvido no meio aquático (SIPAÚBA-TAVARES et al., 2003).

Os viveiros e tanques de criação de peixes são ecossistemas dinâmicos que apresentam baixa profundidade e fluxo contínuo de água, afetando diretamente as variáveis limnológicas ao longo do dia e resultando em um balanço contínuo entre os processos fotossintéticos e respiratórios das comunidades aquáticas presentes no meio segundo (SIPAÚBA-TAVARES et al., 1994).

Para maior entendimento da ecologia dos sistemas de criação de peixes é indispensável o estudo da qualidade da água e sua inter-relação com a produtividade aquática, a existência de flutuações da densidade de populações fitoplanctônicas em sistemas de criação de peixes indica a dependência desses organismos pelas condições físicas e químicas do meio, os quais, particularmente nesses ambientes, estão sujeitos a grandes oscilações determinadas pelo próprio dinamismo dos viveiros de acordo com SANTEIRO (2005).

A qualidade de água é de vital importância, então deve-se conhecer as características físicas, químicas e biológicas da água, pois os peixes dependem da água para realizar todas as suas funções, ou seja: respirar, se alimentar, reproduzir e excretar segundo OLIVEIRA (2001). A qualidade da água nos sistemas de criação de peixes está relacionada com a água de origem, manejo (calagem, adubação e limpeza), espécies cultivadas e quantidade e composição do alimento fornecido, a água que entra nos viveiros tem suas características químicas que podem ser mantidas ou modificadas, sendo frequentemente influenciadas, dentro do sistema, pelo aporte de matéria orgânica e nutriente segundo MERCANTE et al. (2004).

O conhecimento para se analisar e interpretar os resultados dos parâmetros da qualidade da água é de grande importância para os piscicultores, fatores como oxigênio dissolvido e temperatura, entre outros, estão diretamente relacionados com o desenvolvimento dos peixes (MALLASEN et al., 2008). Os parâmetros físicos são divididos em Temperatura e transparência (cor, turbidez e sólidos) e condutividade, os parâmetros químicos são, oxigênio dissolvido, pH, alcalinidade, amônia, dureza, nitratos, fosfatos, e salinidade e os parâmetros biológicos são coliformes e algas, os

peixes influenciam na qualidade da água por meio de processos como eliminação de dejetos e respiração (FERREIRA et al., 2005).

A importância de cada fator, o método de determinação e frequência do monitoramento dependem do tipo e intensidade do sistema de produção empregado pelo piscicultor (ROSS et al., 2011).

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo geral**

Este relatório tem como objetivo descrever todas as atividades que foram desenvolvidas durante o estágio curricular supervisionado em Aquicultura, no Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura na Universidade Federal do Pampa - *campus* Uruguaiana.

### **2.2 Objetivos Específicos**

- Analisar periodicamente os parâmetros físicos e químicos de qualidade da água dos viveiros e reservatório do CTPA;
- Auxiliar no manejo alimentar;
- Auxiliar no manejo de despesca;
- Auxiliar no manejo de seleção de reprodutores;
- Auxiliar no manejo alimentar do trabalho de experimento sobre a *Azolla caroliniana*.

### 3 LOCAL DO ESTÁGIO E INFRAESTRUTURA

O estágio curricular supervisionado foi realizado no Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura (Figura 1) da Universidade Federal do Pampa - *campus* Uruguaiana, no período de setembro a dezembro de 2018.

Figura 1. Imagem aérea do Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura da UNIPAMPA.



Fonte: <http://cursos.unipampa.edu.br/aquicultura>

O CTPA está localizado na BR 472 – km 585, no município de Uruguaiana (RS). É constituído por 52 viveiros e um reservatório, sendo dividido em quatro grupos (Figura 2):

- Grupo A, é composto por 10 viveiros mistos, com paredes de alvenaria e o fundo de terra, medindo o menor viveiro 180,4 m<sup>2</sup> e o maior 424,8 m<sup>2</sup> e profundidade na parte rasa 1m e na parte funda 2m;
- Grupo B, é composto por 16 tanques de alvenaria, medindo 2 por 2,5m<sup>2</sup> e profundidade média de 1m;
- Grupo C, é composto por 12 tanques de alvenaria, medindo entre 2m e 1 m<sup>2</sup> e profundidade média de 2m;

- Grupo D, é composto por 14 viveiros de terra, medindo o menor viveiro 331,75 m<sup>2</sup> e o maior 3318,80 m<sup>2</sup>.

Figura 2. Imagem de satélite da área dos viveiros do CTPA.



Autor: Cristiano Stefanello (2016).

Os viveiros são abastecidos com água de um reservatório de 5 ha, localizado acima do nível dos mesmos, utilizando uma bomba elétrica.

No CTPA são realizadas as aulas práticas dos componentes curriculares Curso Superior de Tecnologia em Aquicultura, com o propósito de apresentar ao aluno e auxiliá-lo a colocar em prática as atividades teóricas que foram ministradas em sala de aula, visando a capacitação para atuar na implantação e gestão em diversos setores aquícolas.

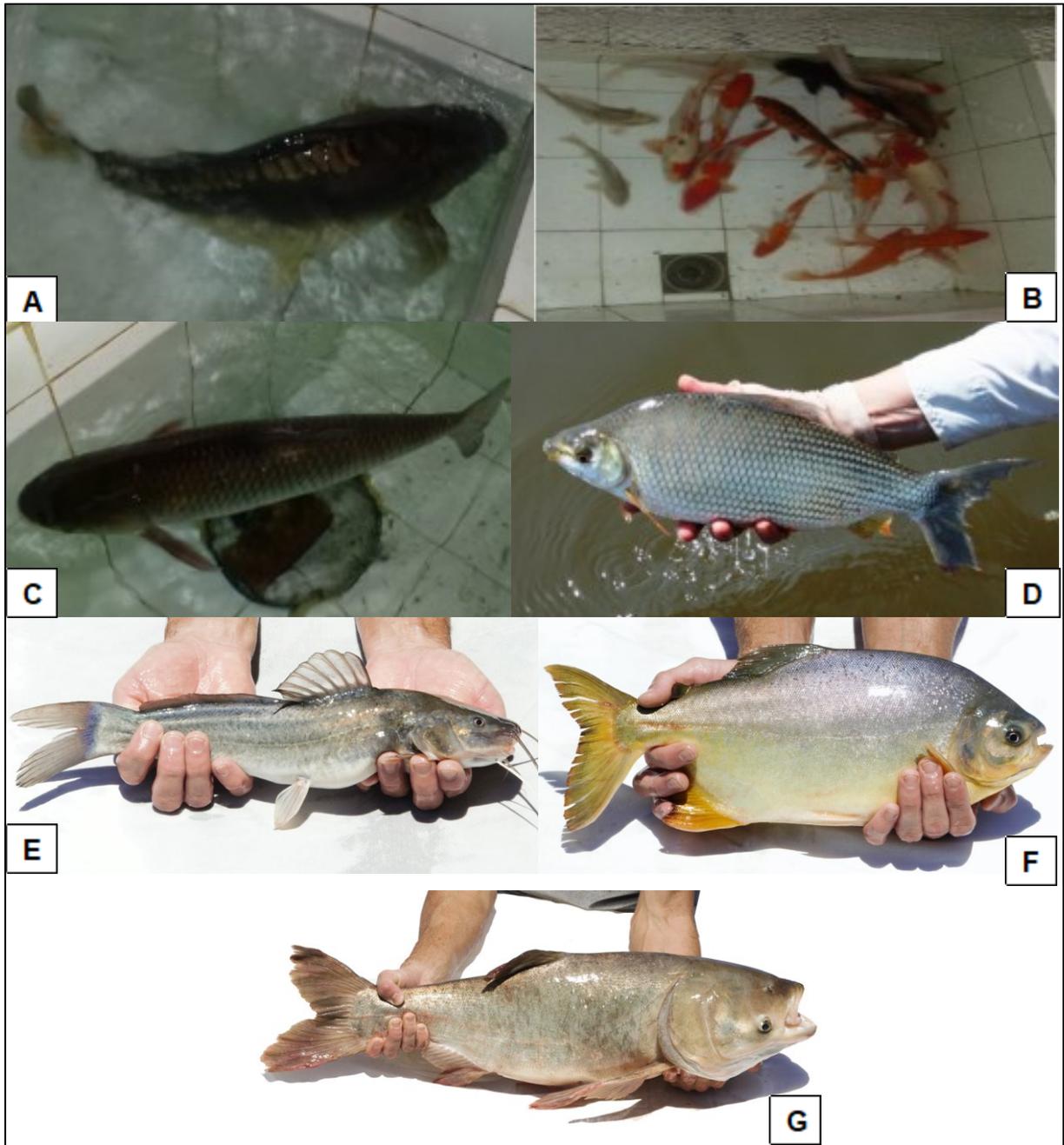
Também são desenvolvidos diversos projetos de ensino, pesquisa e extensão, visando a geração de novas tecnologias para produção de organismos aquáticos, especialmente na Fronteira Oeste do RS, além da divulgação da atividade.

No CTPA está em andamento a construção de seis prédios, que servirão como laboratórios de ensino para aulas práticas para os alunos. Esta estrutura será de suma importância para o desenvolvimento de diversos trabalhos experimentais de ensino, pesquisa e extensão.

### 3.1 Estrutura dos viveiros e quantidade de peixes

Na Figura 3 estão apresentadas as espécies de peixes cultivadas no CTPA.

Figura 3. Espécies de peixes cultivadas no CTPA.



A. Carpa húngara (*Cyprinus carpio*); B. Carpa colorida (*Cyprinus carpio*); C. Carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*); D. Grumatã (*Prochilodus lineatus*); E. Jundiá (*Rhamdia quelen*); F. Pacu (*Piaractus mesopotamicus*); G. Carpa cabeça grande (*Hypophthalmichthys nobilis*)  
Fonte: Thaís Teixeira (A, B, C); Isabel Pellizzer (D); Piscicultura Panamá (E, F, G).

Na Tabela 1 consta a relação dos viveiros em funcionamento do CTPA, e quantidade de peixes em cada viveiro, além da biomassa total.

Tabela 1. Estrutura dos viveiros e quantidade de peixes.

VIVEIROS	ESPÉCIE	QUANTIDADE E TAMANHO	BIOMASSA TOTAL
<b>A1</b>	Carpa húngara	Alevinos	<b>26,200kg</b>
	Carpa colorida (tanque rede)	26	
<b>A2</b>	Carpa colorida pequenas	500	<b>100kg</b>
<b>A6</b>	Carpa capim	290 (250g)	72,500kg
	Carpa cabeça grande	35 (400g)	14,00kg = <b>86,500kg</b>
<b>A7</b>	Carpa colorida	43 (400g)	17,200kg
	Carpa capim	5 (1kg)	5,00kg
	Carpa capim	76 (250g)	19,00kg
	Carpa cabeça grande	32(400g)	12,800kg
	Grumatã	55 (200g)	11,00kg
	Jundiás	1300 (40g)	5,200kg = <b>70,200kg</b>
<b>A9</b>	Carpa comum	74(60g)	4,440kg
	Carpa comum	238 (60g)	14,280kg
	Carpa comum	50(30g)	1,500kg = <b>20,22kg</b>
<b>D4</b>	Carpa capim	15 (240g)	3,600kg
	Carpa cabeça grande	20	2,000kg = <b>5,600kg</b>
<b>D10</b>	Pacú	8 (1,5kg)	12,00kg
	Carpa húngara	2 (4kg)	8,00kg
	Carpa comum	1 (4kg)	4,00kg
	Carpa capim	9 (2kg)	18,00kg
	Carpa comum	6 (1,5kg)	9,00kg
	Carpa capim	5 (5kg)	25,00kg
	Grumatã	18 (0,5kg)	9,00kg
	Carpa capim	25 (4kg)	100,00kg
	Carpa capim	8 (6kg)	48,00kg
	Jundiá	33 (1,5kg)	49,500kg
	Carpa capim	52 (2kg)	104,00kg

	Carpa comum	4 (2kg)	8,00kg
	Carpa capim	37 (2kg)	74,00kg
	Carpa cabeça grande	18 (1kg)	18,00kg
	Carpa cabeça grande	20 (1kg)	20,00kg
	Grumatã	36 (0,5kg)	18,00kg = <b>524,500kg</b>
<hr/>			
<b>D12</b>	Carpa capim	12 (1,5kg)	18,00kg
	Carpa cabeça grande	32 (1kg)	32,00kg
	Carpa capim	43 (2kg)	86,00kg = <b>136,00kg</b>
<hr/>			
<b>D14</b>	Carpa húngara	9 (6kg)	54,00kg
	Grumatã	5 (2kg)	10,00kg
	Carpa capim	12 (5kg)	60,00kg
	Carpa comum	2 (6kg)	12,00kg
	Jundiá fêmea (reprodutores)	20 (1kg)	20,00kg
	Jundiá macho (reprodutores)	25 (1kg)	25,00kg = <b>181,00kg</b>
<hr/>			

## **4 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS**

A seguir, serão descritas as atividades que foram realizadas durante o período do estágio supervisionado em aquicultura.

### **4.1 Monitoramento da qualidade de água**

O monitoramento da água dos viveiros e reservatório foi realizado duas vezes por dia, ocorrendo de acordo com o funcionamento de cada viveiro, durante o período de estágio, os viveiros que estavam em funcionamento eram: A1, A2, A6, A7, A9, D10, D12 e D14, medindo-se temperatura e oxigênio dissolvido, além de análise laboratorial uma vez por semana, para determinação de amônia total, nitrito, fósforo, dureza, pH, alcalinidade total, turbidez e condutividade.

#### **4.1.1 Oxigênio**

O oxigênio é o gás mais abundante na água, e também o mais importante, já que nenhum peixe poderia viver sem ele (ARANA, 1997). A concentração do oxigênio pode ser expressa em partes por milhão (ppm) ou mg/L, bem como em porcentagem de saturação (ARANA, 1997).

A concentração de oxigênio presente na água vai variar de acordo com a pressão atmosférica (altitude) e com a temperatura do meio (CETESB, 2018).

Os tanques de cultivo possuem quatro fontes principais de oxigênio: fotossíntese realizada pelo fitoplâncton e plantas aquáticas; difusão direta do oxigênio atmosférico; renovação de água ou aeração mecânica (ARANA, 1997). A fotossíntese é a fonte mais importante de oxigênio para os organismos aquáticos, sendo responsável por 130 a 150%, da incorporação diária de oxigênio dissolvido (TUNDISI, 1995).

O oxigênio pode ser perdido ou consumido através da respiração biológica dos seres vivos (peixes, zooplâncton, fitoplâncton), e também pelo sedimento-água, podem ocorrer perdas substanciais de oxigênio da água, em razão da atividade bacteriana e da oxidação química da matéria orgânica, e por difusão para a atmosfera, (ARANA, 1997).

No período noturno, a respiração das algas, dos peixes, e dos microrganismos que estão nos viveiros e tanques consome o oxigênio excedente do final da tarde, isso

pode levar a déficits de oxigênio durante a madrugada e as primeiras horas da manhã (PANORAMA DA AQUICULTURA, 2017). As concentrações de oxigênio dissolvido devem ser mantidas o mais próximo possível da saturação, mas diminuições para 4-5 mg/L à noite e elevações para 12-18 mg/L na água de superfície durante o dia são aceitáveis (BALDISSEROTTO, 2004).

Quando os níveis de oxigênio dissolvido (OD), se encontram muito baixos, nos tanques de aquicultura, os organismos cultivados podem estressar-se e até mesmo morrer, para resolver esse problema de baixo oxigênio, especialmente durante a noite, é possível incorporar o oxigênio através de renovação da água ou aeração mecânica (ARANA, 1997).

O monitoramento do oxigênio dissolvido (OD) dos viveiros e reservatório do CTPA, foi realizado diariamente pela manhã e tarde, com o auxílio de um Oxímetro digital da marca Politerm (figura 3).

Figura 4. Oxímetro utilizado para as medições de oxigênio.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Os valores de oxigênio dissolvido observados durante o período de estágio curricular estão apresentados nas Tabelas 2 (manhã) e 3 (tarde).

Tabela 2. Valores de oxigênio dissolvido (mg/L) pela manhã dos viveiros do CTPA durante o período do estágio curricular supervisionado.

Viveiros													
Data	A1	A2	A3 <sup>1</sup>	A6 <sup>5</sup>	A7 <sup>3</sup>	A9 <sup>4</sup>	D2 <sup>2</sup>	D3 <sup>2</sup>	D4	D9 <sup>2</sup>	D10	D12	D14
04/09/2018	7,7	8,1	-	7,1	6,2	8,1	-	-	-	-	8,1	-	7,8
05/09/2018	9,2	9,9	-	10,6	7,6	9,9	-	-	-	-	7,7	-	6,4
06/09/2018	7,6	7,3	-	7,2	6,6	8,3	-	-	-	-	8	-	6,2
10/09/2018	8,0	7,3	-	4,8	6,3	7,2	-	-	-	-	7,9	-	5,8
11/09/2018	7,5	6,7	-	5,3	6,6	7,6	-	-	-	-	7,9	-	5,5
12/09/2018	7,8	7,3	-	5,9	7,3	7,9	-	-	-	-	8,1	-	5,4
13/09/2018	7,5	7,4	-	7,5	7,7	7,3	-	-	-	-	5,4	-	7,4
17/09/2018	7,7	6,5	-	4,2	6,7	7,5	-	-	-	-	6,8	-	5,3
25/09/2018	5,6	5,5	-	4,4	5,4	6,5	-	-	-	-	7,4	-	5,5
27/09/2018	5,4	5,2	-	3,7	5,5	5,7	1,2	5,2	3,6	1	6,9	1,1	4,9
28/09/2018	5,6	6,2	-	5,1	7,1	7,0	2,6	8,7	6,4	3,2	6,8	2,3	5
01/10/2018	6,7	6,3	-	4,5	4,5	6,6	-	-	-	-	6,6	2,2	5,6
02/10/2018	7,2	7,1	-	5,5	5,1	6	0,9	6,9	6	3	7,9	1,2	6,2
03/10/2018	8,0	8,4	-	6,2	6,4	6,7	1,7	9,2	7,3	5,6	7,5	1,1	5
04/10/2018	6,7	6,6	-	5,0	4,0	3,9	-	-	-	-	7,4	3,0	0,7
05/10/2018	7,1	6,6	-	4,5	2,3	5,7	3,3	6,8	7,1	4,2	7,2	4,4	2,4
08/10/2018	5,1	7,6	-	5,6	-	7,1	3	7,9	7,5	-	7,6	2,5	4,7
09/10/2018	4,7	6,8	-	2,7	-	6,1	2,7	3,1	5,4	-	5,6	1,9	3,7
10/10/2018	4,8	6,9	-	3,0	-	5,8	2,3	6,1	6,5	5,1	7,5	1,9	4,0
11/10/2018	6,0	8,1	-	5,3	-	7,8	2,4	-	7,9	-	7,8	0,8	4,1
16/10/2018	5,7	7,8	6,0	5,1	-	6,3	2,3	5,8	6,4	4,9	7	1,1	3,4
17/10/2018	5,1	6,4	5,8	4,4	-	6,8	2,2	6,7	5,5	-	6,7	1,6	3,1
18/10/2018	3,8	6,9	5,2	3,3	-	4,5	1,6	4,9	3,1	-	5,5	0,7	2,6
19/10/2018	8,3	9,2	4,9	7,8	-	-	4	9	7,3	-	6,4	2,9	4,7
23/10/2018	5,7	6,1	3,7	4,2	-	-	1,2	6,8	6,4	7,2	7,6	1,0	4,2
24/10/2018	8,0	7,4	4,0	4,2	-	-	1,2	7,3	6,8	6,2	7,8	1,4	3,7
26/10/2018	5,4	6,6	4,2	-	-	-	1,4	6,8	6,7	4,5	7	1,8	4,3
30/10/2018	6,4	7,3	4,0	-	-	-	2,3	5,6	6,6	5,4	7,4	2,9	4,6
01/11/2018	6,4	6,9	4,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5,7
08/11/2018	-	-	7,8	-	-	-	0,5	6,0	5,9	-	-	1,3	-

<sup>1</sup> O viveiro A3 estava vazio até o dia 15 de outubro, sendo iniciado o abastecimento em 16 de outubro, pois a partir desse dia, foram colocados os tanques rede para o início do experimento da *Azolla caroliniana*, e assim o monitoramento de oxigênio dissolvido passou-se a ser realizado;

<sup>2</sup> Os viveiros D2, D3 e D9, estavam sem peixes, realizei o monitoramento de OD da água em alguns dias para verificar o teor de OD que tinha na água;

<sup>3</sup> O viveiro A7, no dia 05 de outubro teve a despesca na parte da tarde;

<sup>4</sup> O viveiro A9 no dia 19 de outubro teve a despesca;

<sup>5</sup> O viveiro A6 no dia 25 de outubro teve a despesca;

Tabela 3. Valores de oxigênio dissolvido (mg/L) pela tarde dos viveiros do CTPA durante o período do estágio curricular supervisionado.

DATA	Viveiros												
	A1 <sup>1</sup>	A2	A3	A6 <sup>5</sup>	A7 <sup>3</sup>	A9 <sup>4</sup>	D2 <sup>2</sup>	D3 <sup>2</sup>	D4	D9 <sup>2</sup>	D10	D12	D14
03/09/2018	8,0	9,2	-	8,9	8,0	9,9	-	-	-	-	8,8	-	8,6
04/09/2018	8,6	9,2	-	9,1	7,2	9,6	-	-	-	-	8,1	-	7,5
05/09/2018	9,6	9,1	-	9,8	9,6	8,9	-	-	-	-	8,5	-	7,2
06/09/2018	9,6	9,4	-	10,5	8,1	10,7	-	-	-	-	8,2	-	6,8
10/09/2018	9,3	9,0	-	8,4	8,4	9,5	-	-	-	-	8,1	-	6,3
11/09/2018	9,3	8,4	-	7,8	8,8	9,1	-	-	-	-	8,4	-	5,9
12/09/2018	9,0	8,9	-	8,3	8,1	8,5	-	-	-	-	8,8	-	6,9
24/09/2018	7,2	7,9	-	6,1	7,0	7,5	-	-	-	-	7,4	-	6,8
25/09/2018	7,4	7,9	-	5,6	7,0	7,6	-	-	-	-	7,4	-	6,1
27/09/2018	7,9	8,2	-	5,9	8,6	8,9	4,5	8,6	7,4	9,2	6,8	5,2	6,5
28/09/2018	7,4	8,6	-	7,0	8,8	8,5	3,7	13,0	8,2	4,7	7,2	4,5	5,8
01/10/2018	8,2	8,7	-	8,4	8,6	8,2	-	-	-	-	7,8	-	6,3
02/10/2018	9,8	10,2	-	9,0	8,9	8,6	2,5	13,0	8,6	12,5	8,1	4,0	7,3
03/10/2018	10,6	10,5	-	10,3	9,1	9,8	3,0	13,5	9,0	6,5	7,6	1,3	5,7
04/10/2018	8,8	8,7	-	8,4	8,5	8,6	2,8	8,3	7,9	-	7,3	1,8	6,2
08/10/2018	9,0	8,9	-	8,8	-	8,9	3,	7,9	7,5	-	7,5	2,5	7,5
09/10/2018	4,7	6,8	-	2,7	-	6,1	2,5	5,2	6,8	-	5,6	2,0	3,7
11/10/2018	8,6	10,4	-	8,9	-	10,0	5,2	9,7	9,9	-	8,5	7,8	5,7
16/10/2018	10,0	9,9	8,8	10,0	-	9,8	5,4	12,8	8,3	-	8,7	4,5	5,1
18/10/2018	9,0	10,7	5,3	7,6	-	9,6	4,0	9,5	6,7	-	5,8	2,0	3,8
19/10/2018	8,3	9,2	4,9	7,8	-	-	4,0	9,0	7,3	-	6,4	2,9	4,7
23/10/2018	10,0	9,1	5,4	7,4	-	-	3,7	9,5	9,1	-	7,8	2,8	5,6
24/10/2018	10,2	8,8	6,1	7,9	-	-	5,0	9,3	9,2	-	8,3	3,3	5,4
25/10/2018	11,7	8,9	6,6	-	-	-	4,9	8,8	9,0	-	8,6	3,6	5,7
26/10/2018	8,2	8,6	8,3	-	-	-	4,8	9,1	9,4	-	8,9	3,5	6,1
30/10/2018	8,7	8,5	8,1	-	-	-	5,2	8,8	9,1	-	8,6	3,7	6,3
01/11/2018	8,4	8,7	8,3	-	-	-	5,6	8,5	8,9	-	8,2	3,8	6,4
08/11/2018	8,8	8,6	8,0	-	-	-	5,8	8,3	8,6	-	7,8	4,0	6,1

<sup>1</sup> O viveiro A3 estava vazio até o dia 15 de outubro, sendo iniciado o abastecimento em 16 de outubro, pois a partir desse dia, foram colocados os tanques rede para o início do experimento da *Azolla caroliniana*, e assim o monitoramento de oxigênio dissolvido passou-se a ser realizado;

<sup>2</sup> Os viveiros D2, D3 e D9, estavam sem peixes, realizei o monitoramento de OD da água em alguns dias para verificar o teor de OD que tinha na água;

<sup>3</sup> O viveiro A7, no dia 05 de outubro teve a despesca na parte da tarde;

<sup>4</sup> O viveiro A9 no dia 19 de outubro teve a despesca;

<sup>5</sup> O viveiro A6 no dia 25 de outubro teve a despesca;

Pode-se observar que na maioria dos viveiros o nível de oxigênio dissolvido ficou acima de 5,0 mg/L, que é estabelecido pela Resolução CONAMA 357/05, e recomendado para atividade de piscicultura (CETESB, 2018). Existe variação na tolerância de espécie para espécie, as carpas, por exemplo, conseguem suportar concentrações de OD de 3,0 mg/L (CETESB,2018). Já para o jundiá o oxigênio dissolvido deve ficar acima de 5,2 mg/L (ou 65,6% de saturação), para não haver redução no crescimento, e abaixo de 1,6 mg/L ocorre mortalidade (BALDISSEROTTO & GOMES, 2010).

De maneira geral, valores de oxigênio dissolvido menores que 2 mg/L levam a uma condição perigosa, denominada hipóxia, ou seja, baixa concentração de Oxigênio dissolvido na água (CETESB, 2018).

Em alguns viveiros foram detectados problemas de baixa disponibilidade de oxigênio dissolvido. Isso ocorreu porque a água de abastecimento do reservatório teve uma alta produtividade de plantas aquáticas, que acabou alterando a qualidade de água em relação ao oxigênio dissolvido. Foram realizados manejos de limpeza do reservatório, utilizando uma rede para retirada dessas plantas aquáticas, e assim tendo melhoria do oxigênio dissolvido na água.

No viveiro D12 a disponibilidade de oxigênio dissolvido na água era baixa, porque havia muita proliferação de plantas aquáticas, além do problema que ocorreu na água de abastecimento. Apesar do OD baixo, não foram observados problemas em relação aos peixes que estavam ali, pois a densidade era de na base de 20 animais.

No viveiro D14 ocorreu uma queda brusca de oxigênio dissolvido no dia 04 de outubro de 2018, porque no reservatório tinha uma alta proliferação de macrófitas flutuantes obstruindo a luz e ocorrendo a decomposição da matéria orgânica assim consumindo o oxigênio dissolvido na água pela parte da noite, isso causou um déficit de OD pela parte da manhã na água de abastecimento para os viveiros e também nesse viveiro a densidade de estocagem era maior pois ali tinha os peixes reprodutores, assim comprometendo a condição dos peixes, se observou que os animais procuraram a captar para a sua respiração, a água junto à superfície, na tentativa de obter mais oxigênio, esse comportamento nos levou a observar o problema de hipóxia que estava acontecendo no viveiro (Figura 5). Para solucionar o problema, um aerador do tipo “chafariz” foi instalado no viveiro (Figura 6), além de aumentar a renovação de água. Houve mortalidade de um exemplar de carpa capim,

mas em algumas horas o nível de oxigênio dissolvido retornou à normalidade numa concentração de 3 mg/L.

Figura 5. Peixes na superfície da água pela busca de oxigênio.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Figura 6. Aerador em funcionamento para melhora do OD na água no viveiro D14.



Autor: Thais Teixeira (2018).

#### 4.1.2 Temperatura

A temperatura da água é um dos fatores mais importantes nos fenômenos biológicos de um viveiro, uma vez os peixes são animais peclotérmicos, então a temperatura ambiente tem efeito sobre o crescimento, taxa de alimentação, respiração, digestão, excreção e movimento desses animais (ARANA, 1997). O

animal resiste a uma determinada temperatura durante um curto período de tempo, geralmente a tolerância térmica dos peixes está relacionada às variações de temperatura as quais as espécies são submetidas em seus habitats naturais (BALDISSEROTTO, 2009).

Sob esses aspectos, a determinação da tolerância térmica de certas espécies pode providenciar informações importantes sobre a distribuição e a ecologia, tais como a habilidade de adaptação em outras condições térmicas, a tolerância térmica pode ser alterada durante o curso do crescimento e desenvolvimento, havendo diferenças marcantes nos limites de tolerância nos distintos estágios do ciclo de vida dos peixes, que são mais sensíveis principalmente durante os estágios iniciais do desenvolvimento (BALDISSEROTTO, 2009).

Os limites de tolerância térmica dos peixes não são valores fixos, pois quando expostos próximos às temperaturas letais, eles frequentemente adquirem certo grau de adaptação. Esse processo de mudança na tolerância térmica ocasionada devido a alterações climáticas na natureza é denominada de aclimatização, um exemplo disso é a diferença na tolerância térmica de algumas espécies de peixes no inverno e no verão (BALDISSEROTTO, 2009).

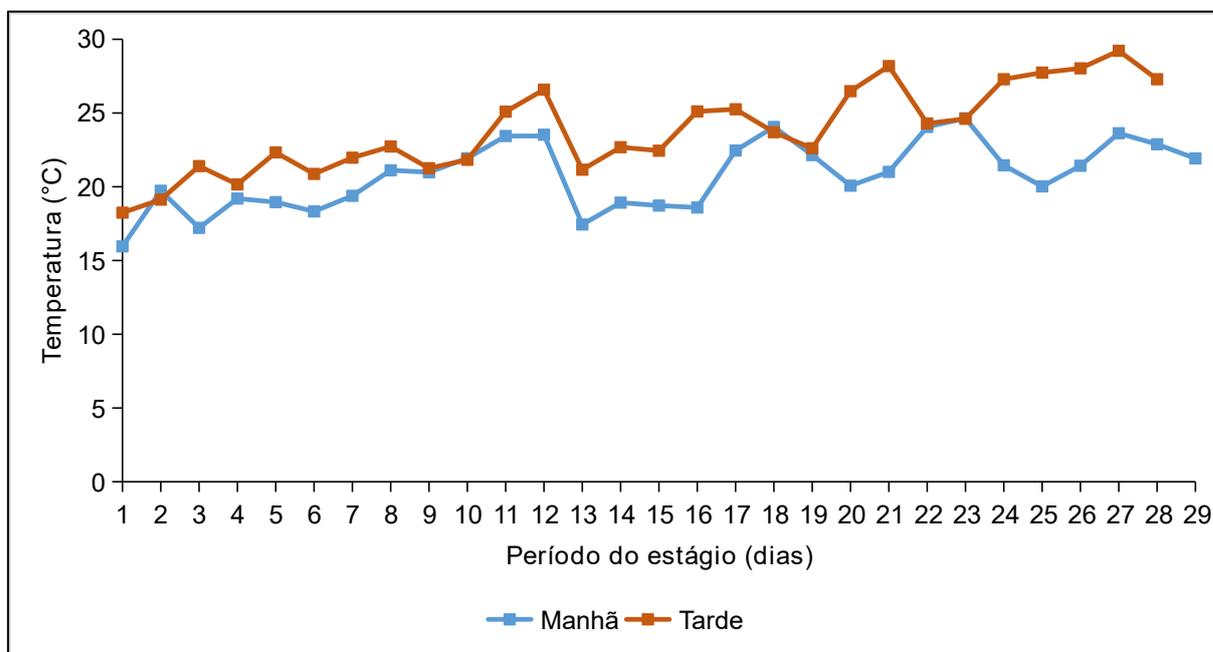
Em relação a todos esses fatores, é importante o monitoramento, da temperatura da água diariamente, nos sistemas de cultivos. O monitoramento da temperatura da água nos viveiros e reservatório do CTPA foi realizado duas vezes ao dia, com o auxílio de um Oxímetro digital de marca Politerm (Figura 7), e os resultados das médias de temperatura das medições realizadas pela parte da manhã e tarde está na (Figura 8) da água dos viveiros.

Figura 7. Oxímetro digital utilizado para as medições de temperatura.



Autor: Thais Teixeira ( 2018)

Figura 8. Valores médios de temperatura observados pela manhã e tarde dos viveiros do CTPA durante o estágio curricular.



As médias de temperatura de mínima e máxima dos viveiros pela parte da manhã foram de 15,96°C e 24,06°C, e pela parte da tarde foi de 18,24°C e 29,22°C. Todos os organismos que vivem na água são adaptados para uma determinada faixa de conforto de temperatura e resiste a uma determinada temperatura durante um curto período de tempo, geralmente a tolerância térmica dos peixes está relacionada às variações de temperatura as quais as espécies são submetidas em seus habitats naturais (BALDISSEROTTO, 2009).

Como temperatura máxima é considerado, por exemplo, 37,5°C para as carpas (*Cyprinus carpio* L.) (PIEDRAS, 1989), já a aclimação do jundiá a temperaturas mais baixas proporciona uma maior tolerância à redução de temperatura, as temperaturas letais inferiores e superiores são 3 e 32°C respectivamente, a temperatura que proporciona melhor crescimento para os jundiás em média é 23,7°C (BALDISSEROTTO & GOMES, 2010).

Pode-se observar que as médias de temperaturas ficaram nas faixas recomendadas pelas exigências das espécies que são criadas nos viveiros do CTPA, com isso os animais conseguem se desenvolver de maneira adequada.

#### 4.1.3 Potencial hidrogênio (pH)

O potencial hidrogênio (pH) representa a intensidade das condições ácidas ou alcalinas do meio líquido, por meio da medição da presença de íons hidrogênio (H<sup>+</sup>) (FUNASA, 2014).

Foram realizadas análises uma vez por semana e a coleta da água dos viveiros e reservatório do CTPA foi feita sempre no mesmo horário e uma vez por dia, no laboratório de qualidade de água, com o auxílio de um medidor de pH marca Servylab (Figura 9), calibrado com soluções tampão pH 4,0 e 7,0, e os resultados das análises da água dos viveiros estão representados na Tabela 4.

Figura 9. Medidor de pH no laboratório



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 4. Resultado das análises de pH dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Potencial Hidrogênioônico	
	Média	Desvio padrão
A1	7,47	0,22
A2	7,43	0,13
A3	7,28	0,21
A6	6,9	0,12
A7	7,22	0,08
A9	7,38	0,16
B10 (jundiá)	7,64	0,38
D2	6,84	0,10
D3	7,55	0,24
D4	7,61	0,02
D9	7,0	0
D10	7,21	0,27
D12	6,88	0,18
D14	6,49	0,69
Reservatório	6,75	0,52

De acordo com a literatura (BALDISSEROTTO, 2009), a faixa de pH para a produção de peixes é de 6,5 a 9,0, mas cada espécie tem suas exigências. Por exemplo, para juvenis de jundiá o melhor crescimento ocorre em pH 7,5 (BALDISSEROTTO, 2009), já para a para carpa comum a faixa ideal é de 6,8 a 7,5 (BALDISSEROTTO, 2009). Pode-se concluir, portanto, que durante o período de estágio os valores de pH dos viveiros do CTPA não oscilaram muito porque as coletas foram realizadas no mesmo horário uma vez ao dia, sendo assim não sabendo qual era a flutuação e a concentração exata do pH na água, assim estando de acordo com a faixa recomendada para a produção de peixes.

#### 4.1.4 Alcalinidade

A medida da alcalinidade total indica a quantidade de íons na água que reagem para neutralizar os íons hidrogênio, expressando a capacidade de tamponamento da água, isto é, sua condição de resistir a mudanças do pH (FUNASA, 2014). Ambientes aquáticos com altos valores de alcalinidade podem, assim, manter aproximadamente os mesmos teores de pH, mesmo com o recebimento de contribuições fortemente ácidas ou alcalinas (FUNASA, 2014). Os principais constituintes da alcalinidade são os bicarbonatos ( $\text{HCO}_3^-$ ), carbonatos ( $\text{CO}_3^{2+}$ ) e hidróxidos ( $\text{OH}^-$ ), a distribuição entre as três formas de alcalinidade na água (bicarbonatos, carbonatos e hidróxidos) é função do seu pH: pH > 9,4 (hidróxidos e carbonatos); pH entre 8,3 e 9,4 (carbonatos e bicarbonatos); pH entre 4,4 e 8,3 (apenas bicarbonatos), verifica-se, assim, que na maior parte dos ambientes aquáticos a alcalinidade é devida exclusivamente à presença de bicarbonatos (FUNASA, 2014).

As análises de alcalinidade da água dos viveiros e reservatório foram realizadas uma vez por semana no laboratório de qualidade de água, e os resultados estão disponíveis na Tabela 5. A técnica utilizada foi a de titulação potenciométrica, de acordo com BOYD & TUCKER (1992), utilizando solução de ácido sulfúrico 0,01 M até atingir pH 4,0 (Figura 10).

Figura 10. Imagem no laboratório, da titulação para determinação de alcalinidade.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 5. Resultado das análises de alcalinidade da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Alcalinidade (mg/L CaCO <sub>3</sub> )	
	Média	Desvio padrão
A1	19,00	9,69
A2	17,30	6,67
A3	34,00	2,38
A6	12,60	6,83
A7	6,00	1,00
A9	16,00	12,03
B10 (jundiá)	20,50	4,09
D2	25,30	4,60
D3	24,50	0,71
D4	44,80	0,35
D9	26,00	0,50
D10	11,33	6,83
D12	18,33	0,76
D14	12,50	9,48
Reservatório	9,33	10,15

Para viveiros de piscicultura a quantidade ideal de alcalinidade da água de um viveiro deve oscilar entre 20 a 100 mg/L de Carbonato de Cálcio, pois funciona como um tampão regulador do pH da água (COLPANI, 2018). A faixa que se recomenda para os jundiás é entre 30 e 60 mg/L de CaCO<sub>3</sub> (Tavares, 1994).

Pode-se observar que a concentração de alcalinidade na água de quase todos os viveiros foi baixa, isso indica que a quantidade de íons bicarbonatos (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>), carbonatos (CO<sub>3</sub><sup>2+</sup>) e hidróxidos (OH<sup>-</sup>) era baixa e as reações para neutralizar os íons hidrogênio ocorria com menos frequência, conseqüentemente podendo ocorrer variação do pH ao longo do dia.

De acordo com QUEIROZ et al. (2004), para resolver esse problema de alcalinidade baixa nos viveiros deveria ser adicionado calcário agrícola, que deve ser lançado sobre a superfície total do viveiro, e após 2 - 3 semanas, a alcalinidade total deveria ser medida para determinar se a alcalinidade almejada foi atingida. A calagem irá aumentar o pH do sedimento do fundo dos viveiros, tornando o fósforo mais

disponível e aumentando a disponibilidade de carbono para a fotossíntese através da elevação da concentração do íon de bicarbonato na água (QUEIROZ et al., 2004).

Apesar da concentração de alcalinidade estar baixa os valores ficaram na faixa recomendada para as espécies que são criadas nos viveiros do CTPA, por isso que não foi realizado o manejo de calagem nos viveiros.

#### 4.1.5 Dureza

A dureza da água é determinada pelo conteúdo de sais de cálcio e de magnésio, estreitamente ligados com íons carbonato ( $\text{CO}_3$ ) e bicarbonato ( $\text{HCO}_3$ ), e com íons sulfato, cloretos e outros ânions de acidez mineral (ARANA, 1997). O  $\text{Ca}^{2+}$  e o  $\text{Mg}^{2+}$  são essenciais para vários processos biológicos dos peixes (formação do esqueleto, coagulação do sangue, e outras reações metabólicas) (BALDISSEROTTO, 2009).

Dependendo da concentração de  $\text{Ca}^{2+}$  e  $\text{Mg}^{2+}$  as águas são classificadas em mole (0-75 mg/L), moderadamente dura (75-150 mg/L), dura (150-300 mg/L) e muito dura (mais de 300 mg/L  $\text{CaCO}_3$ ).

A técnica utilizada foi a de titulação colorimétrica (Figura 11), de acordo com ADAD (1982), e os resultados das análises estão representados na Tabela 6.

Figura 11. Imagem no laboratório, da titulação para determinação de dureza.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 6. Resultados das análises de dureza da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Dureza (mg/L CaCO <sub>3</sub> )	
	Média	Desvio padrão
A1	166	48,94
A2	133	111,87
A3	167	136,61
A6	176	44,00
A7	100	0
A9	68	12
B10 (jundiá)	260	0
D2	48	0
D3	56	0
D4	96	0
D9	148	0
D10	94	31,11
D12	180	96,17
D14	148	111,50
Reservatório	70	70,71

O nível de dureza para piscicultura deve ser acima de 20 mg/L, para que possa ocorrer a produção primária o fitoplâncton, e a manutenção do pH da água (ARANA, 1997). A média de dureza da água dos viveiros do CTPA foi entre 48 a 260 mg/L CaCO<sub>3</sub>, sendo assim podendo afirmar que os níveis de dureza são adequados para a produção de fitoplâncton e zooplâncton.

Nos viveiros A1, A3, A6, B10, D12 a concentração de dureza está na faixa de 150-300 mg/L, sendo classificada como água dura. Com baixa alcalinidade (Tabela 5) e alta dureza (Tabela 6), o Ca<sup>2+</sup> e o Mg<sup>2+</sup> estão associados a outros ânions (não bicarbonatos e carbonatos) (BALDISSEROTTO, 2009). Neste caso, o excesso de Ca<sup>2+</sup> na água pode ser prejudicial porque esse composto se combina com fosfatos e os peixes e as plantas não conseguem quebrar esse complexo (BALDISSEROTTO, 2009). Neste caso, seria necessário adicionar alguma substância alcalinizante nos viveiros (como calcário agrícola, cal hidratada ou bicarbonato de sódio), para elevar o nível de alcalinidade na água pelo aumento na quantidade de carbonato. A reação do Ca<sup>2+</sup> e do Mg<sup>2+</sup> do calcário com a argila de fundo libera outros nutrientes pelo processo

de substituição e torna maior a distância entre as camadas de argila, facilitando a extração de nutrientes e animais bentônicos (BALDISSEROTTO, 2009).

O manejo de adicionar calcário não foi realizado porque os peixes não apresentaram problemas, e nesses viveiros a densidade de estocagem é baixa, e o fornecimento de ração ocorre duas vezes ao dia mas a quantidade é suficiente apenas para a manutenção dos animais.

#### 4.1.6 Fósforo

No ambiente aquático, o fósforo pode ser encontrado sob várias formas: orgânico, na forma solúvel (matéria orgânica dissolvida) ou particulado (biomassa de micro-organismos), ou inorgânico, solúvel (sais de fósforo) ou particulado (compostos minerais, como apatita). A fração mais significativa no estudo do fósforo é a inorgânica solúvel, que pode ser diretamente assimilada para o crescimento de algas e macrófitas. A presença de fósforo na água está relacionada a processos naturais (dissolução de rochas, carreamento do solo, decomposição de matéria orgânica, chuva) ou antropogênicos (lançamento de esgotos, detergentes, fertilizantes, pesticidas, adição de ração) (FUNASA, 2014).

As análises de fósforo da água dos viveiros e reservatório do CTPA, ocorreram uma vez por semana, no laboratório de qualidade da água (figura 12), e os resultados estão representados na Tabela 7.

Figura 12. Imagem das amostras prontas, para leitura no espectrofotômetro e determinação de fosfato.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 7. Resultado das análises de fósforo da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Fósforo (mg/L)	
	Média	Desvio padrão
A1	0,06	0,04
A2	0,01	0,01
A3	0,04	0,020
A6	0,05	0,02
A7	0,01	0,01
A9	0,02	0,024
B10 (jundiá)	0,03	0,006
D2	0,06	0
D3	0,07	0
D4	0,02	0
D9	0,02	0
D10	0,09	0,049
D12	0,02	0,006
D14	0,11	0,075
Reservatório	0,08	0,045

Na maioria dos viveiros as concentrações de fósforo na água foram baixas, pois a alimentação dos animais ocorria duas vezes ao dia em quantidade apenas para manter os animais, e a densidade de estocagem nos viveiros era baixa. Em águas naturais não poluídas, as concentrações de fósforo situam-se na faixa de 0,01 mg/L a 0,05 mg/L de acordo com FUNASA (2014).

Pode-se observar que no viveiro D14 a concentração de fósforo está mais alta, pois nesse viveiro estavam os reprodutores e eles eram alimentados duas vezes ao dia, então o fósforo era disponibilizado através da ração, mas possivelmente o fósforo era absorvido pelos microrganismos presente na água, porque não se observou problemas nos peixes em relação ao fósforo.

#### 4.1.7 Amônia

O principal produto de excreção dos organismos aquáticos é a amônia, composto resultante do catabolismo das proteínas (ARANA, 1997). A amônia excretada pelos organismos aquáticos é oxidada em nitrato pela ação das bactérias quimioautotróficas, *Nitrosomas* e *Nitrobacter*, que transformam  $\text{NH}_4^+$  em  $\text{NO}_2^-$  e  $\text{NO}_2^-$  em  $\text{NO}_3^-$ , respectivamente. Estas reações de nitrificação são mais rápidas com pH entre 7 e 8, e temperaturas de 25 a 35°C (ARANA, 1997).

As análises de amônia da água dos viveiros e reservatório do CTPA ocorreram uma vez por semana e foram realizadas no laboratório de qualidade de água (figuras 13 e 14). A determinação de amônia total foi feita conforme a metodologia da formação de indofenol, de acordo com VERDOUW et al. (1978), com leitura em espectrofotômetro a 595 nm. Os resultados estão na Tabela 8.

Tabela 8. Resultado da análise de amônia da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Amônia total (mg/L $\text{NH}_4^+$ )	
	Média	Desvio padrão
A1	0,378	0,45
A2	0,329	0,40
A3	0,350	0,46
A6	0,233	0,29
A7	0,032	0,03
A9	0,116	0,16
B10 (jundiá)	0,460	0,55
D2	0,120	0
D3	0,090	0
D4	0,080	0
D9	0,800	0
D10	0,443	0,49
D12	0,424	0,39
D14	0,587	0,62
Reservatório	0,646	0,97

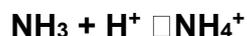
Figuras 13 (A e B). Imagem no laboratório das amostras sendo preparadas para análise de amônia.



Autor: Thais Teixeira (2018).

A transformação de amônia é importante para reduzir sua concentração, mas pode reduzir o pH devido a liberação de  $H^+$  e reduz os níveis de oxigênio, pois o mesmo é necessário para os processos de oxidação. A amônia está presente na água nas formas ionizada ( $NH_4^+$  ou amônio) e não ionizada ( $NH_3^-$  ou amônia), a quantidade dessas duas formas no ambiente depende principalmente do pH e, em menor escala, da temperatura e da concentração de íons na água (BALDISSEROTTO, 2009).

A porcentagem de  $NH_3^-$  (amônia tóxica) aumenta na água, quando o pH fica entre 8,5 e 10,0 e temperatura entre 20 e 30°C, em água pH alcalino a concentração de  $H^+$  diminui e a reação desloca-se para a esquerda, o equilíbrio entre as duas formas de amônia é importante para entender os efeitos da amônia nos peixes, pois a forma não ionizável é mais tóxica e livremente difusível através das membranas biológicas (BALDISSEROTTO, 2009):



A título de exemplo, serão utilizados os dados do viveiro D14 e do reservatório para calcular a concentração de amônia tóxica na água. Durante o período de estágio, a temperatura observada pela manhã variou de 15,96 a 24,06°C, e o pH variou de 6,49 a 7,64. Considerando que a concentração média de amônia total do viveiro D14 foi de 0,5872mg/L, podemos calcular qual é a porcentagem de amônia não ionizada ( $NH_3$ ) na água:

- Viveiro D14
  - pH 6,49 / 24,06°C □ 0,167% da amônia é não ionizada
  - Amônia total= 0,5872 \* 0,167% = 0,00098 mg/L  $NH_3$

- Reservatório
  - pH 6,75 / 24,06°C □ 0,527% da amônia é não ionizada
  - Amônia total= 0,6757 \* 0,527% = 0,0035 mg/L NH<sub>3</sub>

Esses dados de porcentagem de amônia, e a relação do pH e temperatura foram consultados de acordo com a literatura (ARANA, 1997).

Pode-se observar que a concentração de amônia não ionizada (NH<sub>3</sub>), é baixa na água do viveiro D14, e na água do reservatório, porque a fonte disponibilizada de nitrogênio é via ração, sendo que a alimentação para os animais ocorre duas vezes ao dia, e a densidade de estocagem é baixa nos viveiros, com isso o nitrogênio é absorvido pelos animais, e pelas reações dos microrganismos, assim não havendo problemas de toxidez em relação a amônia.

#### 4.1.8 Nitrito

É o composto intermediário do processo de nitrificação, em que a amônia é transformada (oxidada) por bactérias para nitrito e logo para nitrato (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) em sistemas de aquicultura (ARANA, 1997). O nitrito existe na água em duas formas: ácido nítrico (HNO<sub>2</sub>) e nitrito ionizado (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) (BALDISSEROTTO, 2009).

O pH determina o equilíbrio entre as duas formas na água, em pH 2,5 cerca de 90% do total está na forma de ácido nítrico, aumentando o pH, eleva-se a porcentagem de nitrito na água. Acima de pH 5,5 encontra-se apenas nitrito na água, portanto, é a forma a ser considerada em termos de efeitos nos peixes (BALDISSEROTTO, 2009).

O ácido nítrico se difunde livremente nas brânquias, enquanto o nitrito é transportado através da membrana brânquial pelo antiporte Cl/HCO<sub>3</sub>, competindo com o Cl. Como há uma competição entre o nitrito e o Cl pelo mesmo transportador, altas concentrações de Cl reduzem a toxicidade do nitrito, isso ocorre porque o Cl em altas concentrações ocupa o antiporte Cl/HCO<sub>3</sub> e impede a entrada do nitrito (BALDISSEROTTO, 2009).

O efeito mais importante do nitrito em peixes refere-se à capacidade que este composto tem de oxidar a hemoglobina do sangue, convertendo-a em meta-

hemoglobina (molécula incapaz de transportar oxigênio), provocando, assim a morte dos organismos por asfixia segundo (ARANA, 1997).

As análises de nitrito da água dos viveiros e reservatório do CTPA foram realizadas uma vez por semana no Laboratório de análise de água, utilizando a técnica proposta por BOYD & TUCKER (1992). Os resultados estão representados na Tabela 9.

Tabela 9. Resultado das análises de nitrito da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Nitrito (mg/L)	
	Média	Desvio padrão
A1	0,104	0,02
A2	0,153	0,22
A3	0,030	0,01
A6	0,153	0,06
A7	0,087	0,00
A9	0,087	0,03
B10 (jundiá)	0,040	0,01
D2	0,030	0
D3	0,040	0
D4	0,020	0
D9	0,010	0
D10	0,284	0,13
D12	0,044	0,03
D14	0,429	0,31
Reservatório	0,075	0,04

Em água doce e em função da espécie, concentrações de nitrito de 0,7 a 200 mg/L pode causar massiva mortandade de peixes, exposição contínua a níveis subletais de nitrito (0,3 a 0,5mg/L) pode causar redução no crescimento e na resistência dos peixes às doenças (PANORAMA DA AQUICULTURA, 1998). Toxidez por nitrito pode ser identificada pela presença de meta-hemoglobina (composto formado pela combinação do nitrito com a hemoglobina), que confere uma coloração

marrom ao sangue, o que pode ser observado é examinando as brânquias dos peixes (PANORAMA DA AQUICULTURA, 1998).

Pode-se observar que as concentrações de nitrito na água dos viveiros do CTPA ficaram na faixa recomendada para a criação de peixes que é até 0,5 mg/L de  $\text{NO}_2^-$  presente na água (PANORAMA DA AQUICULTURA, 1998).

Outro fator importante a ser analisado, é a quantidade de nitrogênio que é disponibilizado via ração, considerando que os animais são alimentados duas vezes ao dia em quantidade suficiente para a manutenção, e a densidade de estocagem de peixes nos viveiros é baixa. Observou-se também que as concentrações de amônia foram baixas, como o nitrito é o composto intermediário do processo de nitrificação, em que a amônia é transformada (oxidada) por bactérias para nitrito em sistemas de aquicultura (ARANA, 1997), conseqüentemente os níveis de nitrito foram baixos, e não foi preciso realizar nenhum manejo na água dos viveiros.

#### **4.1.9 Turbidez**

A turbidez está relacionada com a quantidade de material insolúvel e em suspensão existente na água e que impede a passagem da luz, esse material pode ser composto de material inorgânico (argila, por exemplo) ou fitoplâncton, a turbidez pode ser expressa em mg/L ou em NTU (unidade nefelométrica de turbidez) (BALDISSEROTTO, 2009).

Se a turbidez for em razão da presença de fitoplâncton, pode haver um aumento no crescimento pela presença de mais alimento na água, principalmente se for o caso de peixes planctívoros (larvas ou adultos), se a turbidez for causada predominantemente por argila, ocorre uma redução na quantidade de plâncton disponível devido à redução da penetração de luz na água. Além disso, a argila pode dificultar a respiração dos peixes, por obstruir as brânquias ou cobrir os ovos, impedindo suas trocas com o meio (BALDISSEROTTO, 2009).

As análises de turbidez da água dos viveiros e reservatório do CTPA foram realizadas uma vez por semana no laboratório de Qualidade de Água, com o auxílio de um turbidímetro (Figura 14). Os resultados estão disponíveis na Tabela 10.

Figura 14. Imagem do aparelho Turbidímetro.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 10. Resultados das análises de turbidez da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Turbidez (NTU)	
	Média	Desvio padrão
A1	107,34	11,23
A2	60,66	31,25
A3	5,18	3,51
A6	114,16	59,57
A7	94,10	55,01
A9	95,76	20,48
B10 (jundiá)	20,80	15,49
D2	4,77	0
D3	15,60	0
D4	4,38	0
D9	2,90	0
D10	187,66	65,53
D12	9,83	0,37
D14	181,25	97,71
Reservatório	45,38	36,94

Pode-se observar que nos viveiros D10 e D14 apresentaram maiores concentrações de turbidez, mas a coloração da água era marrom, tendo o predomínio de argila em suspensão na água. Isso ocorreu nesses viveiros porque a maior

proporção de espécies era de carpas húngaras e comum, e estes animais tem o hábito de revolver o fundo à procura de alimento, causando a turbidez da água.

Para resolver esse problema de turbidez na água dos viveiros do CTPA, deveria ser adicionado Calcário ( $\text{CaCO}_3$ ) 2.000 a 5.000 Kg/ha (OSTRENSKY & BOEGER, 1998). Mas esse manejo de aplicação de calcário, não foi realizado, porque não se observou nenhum problema nos viveiros em relação a turbidez.

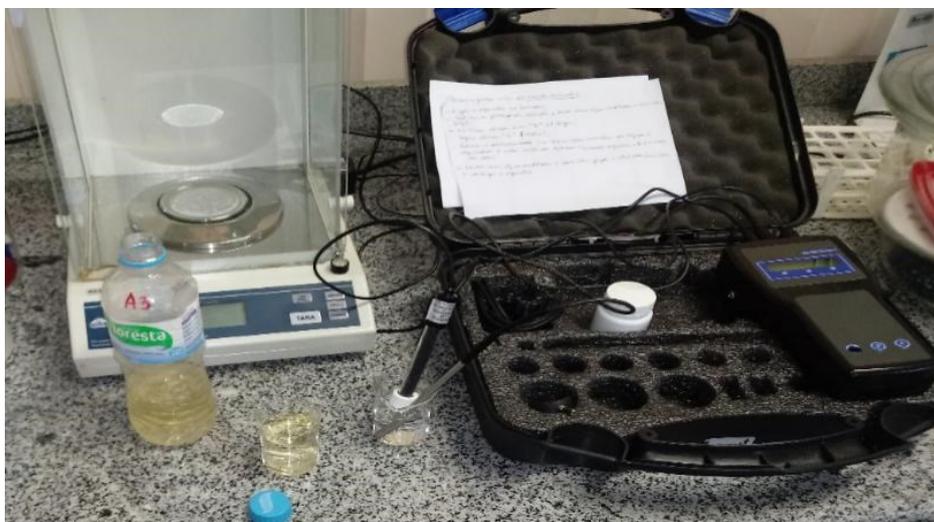
#### 4.1.10 Condutividade Elétrica

A condutividade elétrica da água indica a sua capacidade de transmitir a corrente elétrica em função da presença de substâncias dissolvidas, que se dissociam em ânions e cátions. Quanto maior a concentração iônica da solução, maior é a oportunidade para ação eletrolítica e, portanto, maior a capacidade em conduzir corrente elétrica. A condutividade elétrica da água deve ser expressa em unidades de resistência (mho ou S) por unidade de comprimento (geralmente cm ou m) (FUNASA, 2014).

Altos valores de condutividade significam altas taxas de decomposição de matéria orgânica, e isso é um parâmetro para a quantidade de nutrientes disponíveis, ou mesmo indício de problemas com poluição da água (CRIAR e PLANTAR, 2013).

As análises da água dos viveiros e reservatório do CTPA foram realizadas uma vez por semana no laboratório de qualidade de água, com o auxílio de um Condutímetro (Figura 15), e os resultados estão disponíveis na Tabela 11.

Figura 15. Imagem da análise de condutividade elétrica.



Autor: Thais Teixeira (2018).

Tabela 11. Resultados das análises de condutividade da água dos viveiros do CTPA.

Viveiros	Condutividade ( $\mu\text{S/cm}$ )	
	Média	Desvio padrão
A1	87,83	10,02
A2	78,82	6,23
A3	118	21,20
A6	92,80	19,48
A7	95,57	4,48
A9	118,90	13,52
B10 (Jundiá)	60,00	3,1
D2	85,50	0
D3	86,20	0
D4	169,00	0
D9	85	0
D10	63,01	1,02
D12	50,46	1,94
D14	69,12	9,19
Reservatório	66,29	20,91

Pode-se observar que na maioria dos viveiros a concentração de condutividade elétrica foi de acordo com a faixa que é de 20 a 100 mS/cm recomendada para a produção de peixes (CRIAR e PLANTAR, 2013).

Nos viveiros A3, A9 e D4 as concentrações foram maiores que as recomendadas, isso indica que a taxa de decomposição na água possivelmente estava alta, e também maior a disponibilidade de nutrientes, apesar que se deve ter cuidado porque alta concentração de condutividade indica problemas de poluição na água (CRIAR e PLANTAR, 2013). Contudo não se observou problemas de poluição na água desses viveiros, e os peixes observou-se que se alimentavam de maneira adequada não havendo sobra de ração nos viveiros.

## **5 Atividades Complementares**

Além do monitoramento de qualidade de água dos viveiros do CTPA, foram realizadas outras atividades como, manejos de limpeza, despesca, captura e seleção dos animais.

### **5.1 Manejo de Limpeza**

Foi realizado o manejo de limpeza semanalmente dos tanques do grupo B, onde eles servem como tanques para trabalhos experimentais, então sempre devem estar limpos e prontos para o uso e recepção dos animais.

### **5.2 Manejo de Despesca**

No dia 05 de outubro de 2018, ocorreu o manejo e despesca do viveiro A7, onde foi passada uma rede de arrasto (Figura 16), para a captura e seleção dos animais, foram separados por espécie e tamanho. As espécies existentes neste viveiro eram jundiá (*Ramdia quellen*), carpa colorida (*Cyprinus carpio*), carpa húngara (*Cyprinus carpio*), e carpa capim (*Ctenopharyngodon idella*). Estes animais foram distribuídos para os outros viveiros, sendo os juvenis de jundiás alocados no tanque B10, os jundiás reprodutores e as carpas húngaras no viveiro D14, as carpas capim no viveiro D12, e as carpas coloridas em tanque-rede no viveiro A1.

No dia 19 de outubro de 2018, ocorreu o manejo do viveiro A9, onde foi passada uma rede de arrasto (Figura 17), para a captura e seleção dos animais, para uso no trabalho experimental sobre a *Azolla caroliniana*, foram selecionadas as carpas comuns.

Figura 16. Passagem da rede de arrasto, para captura dos animais no viveiro A7.



Autor: Rosalva Rodrigues Pelizzaro (2018)

Figura 17. Captura e seleção das carpas comuns.



Autor: Thais Teixeira (2018).

### 5.3 Manejo de seleção de reprodutores

No dia 11 de outubro de 2018, ocorreu a seleção das carpas coloridas (*Cyprinus carpio*), onde os animais que estavam no tanque rede, foram levados para os tanques de recepção, foram escolhidos os animais com as melhores características para ser realizada a reprodução (Figura 18).

Figura 18. Carpas coloridas no tanque de recepção.



Autor: Thais Teixeira (2018).

### 5.4 Manejo de biometria

No dia 22 de outubro de 2018, realizamos a biometria dos animais de espécie *Cyprinus carpio* (carpa comum), onde pesamos e medimos o comprimento padrão, foram distribuídos oito animais por cada tanque rede de tamanho 1m de altura e 0,80m de largura, que foram colocados no viveiro A3 (figura 19);

Figura 19. Imagem dos tanques rede no viveiro A3.



Autor: Thais Teixeira (2018).

## 5.5 Manejo alimentar

Os jundiás jovens começaram a receber ração a partir do dia 06 de outubro de 2018, para melhorar o crescimento e desenvolvimento dos animais, para que se atinge tamanho desejado, eles serão utilizados em projeto de pesquisa.

No dia 22 de outubro de 2018 iniciou-se a alimentação dos animais do trabalho de experimento sobre a *Azolla caroliniana*, que tem por objetivo conhecer as propriedades nutricionais da *Azolla caroliniana* e verificar o seu potencial para alimentação da carpa comum. O manejo alimentar ocorria duas vezes ao dia, às 9 horas e às 16 horas Figuras 20(A e B). A alimentação era realizada com quatro tipos de rações diferentes, em quatro tratamentos, onde as rações são: Farelo de arroz desengordurado, farelo de trigo, *Azolla caroliniana* 5% ou *Azolla caroliniana* 10%.

Figuras 20 (A e B). Alimentação para as carpas da espécie *Cyprinus carpio*.



Autor: Kimberly Costa Dias (2018).

## **6 CONSIDERAÇÕES FINAIS**

O estágio curricular supervisionado possibilitou maior conhecimento sobre o que foi ministrado em sala de aula, colocando em prática variadas atividades desenvolvidas no Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura, desde o monitoramento da qualidade de água dos viveiros, auxílio no manejo alimentar, auxílio no manejo de limpeza dos viveiros, despesca, seleção de reprodutores, e de biometria.

Nesse período de estágio foi de suma importância a interação com os demais colegas e professores, porque quando houvesse alguma dificuldade as dúvidas eram sanadas pelos responsáveis técnicos ou professores.

Se observou que o Centro de Tecnologia em Pesca e Aquicultura é um setor que tem grande potencial para ser desenvolvido vários cursos complementares, principalmente relacionado a qualidade de água, é a área de maior importância, porque é onde os animais realizam todas as suas funções fisiológicas, visando a capacitação a curto prazo para os alunos, e permitindo-lhes abranger seus conhecimentos para poder trabalhar nas diversas áreas.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVES DE OLIVEIRA, R. C. **Monitoramento de fatores físicoquímicos de represas utilizadas para criação de *Colossoma macropomum* no Município de Carlinda, Mato Grosso**. Ciências Agrárias. Universidade do Estado de Mato Grosso, Alta Floresta, Mato Grosso, 2001

ARANA, L. V. **Princípios químicos de qualidade de água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões**; tradução de Marlene Alano Coelho. Florianópolis: Ed. da UFSC, 1997. 166 p.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DA PISCICULTURA Peixe BR. **Estatísticas da aquicultura no Brasil**. Disponível em: <<https://www.peixebr.com.br/>> Acesso:15/11/2018.

BALDISSEROTTO, B.; RANDUNZ NETO, J. **Criação de jundiá**. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. 232 p.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. 2. Ed. Santa Maria: Ed da UFSM, 2009. 352.

BALDISSEROTTO, B.; GOMES. L. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. 2. Ed. rev. e ampl. Santa Maria: Ed. da UFSM, 2010. 608 p.

BOYD, C.E.; TUCKER, C.S. **Water quality and pond soil analysis for aquaculture**. Alabama, USA: Alabama Agricultural Experiment Station, 1992. 183 p.

BORGHETTI, J.R.; OSTRENSKY, A. **Pesca e aquicultura de água doce no Brasil**. In: REBOUÇAS, A. da C. e TUNDISI, J.G. (eds.) **Águas doces no Brasil: Capital ecológico, uso e conservação**. São Paulo: Escrituras Editora. p.451-474, 1999.

CETESB. **Mortandade de peixes**. Disponível em: <<https://cetesb.sp.gov.br/mortandade-peixes/alteracoes-fisicas-e-quimicas/oxigenio-dissolvido/>> Acesso: 01/12/2018.

CRIAR E PLANTAR: **Piscicultura (água)**. Disponível em: <<http://www.criareplantar.com.br/aquicultura/lerTexto.php?categoria=52&id=140>> Acesso: 27/11/2018.

COLPANI. **Alcalinidade**. Disponível em: <<https://www.grupoaguasclaras.com.br/aguas-um-dos-fatores-principais-na-piscicultura>> Acesso: 20/11/2018.

CONTE, F.S. Stress and the welfare of cultured fish. **Applied Animal Behaviour Science**, v.86, p.205-223, 2004.

CURSO DE AQUICULTURA. **Imagem do CTPA**. Disponível em: <[cursos.unipampa.edu.br/aquicultura](https://cursos.unipampa.edu.br/aquicultura)> Acesso em:17/12/2018.

FAO 2018. **El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018**. Disponível em: <[www.fao.org/3/I9540ES/i9540es.pdf](http://www.fao.org/3/I9540ES/i9540es.pdf)> Acesso: 01/12/2018.

FERREIRA, R. R. et al. Monitoramento de fitoplâncton e microcistina no Reservatório da UHE Americana. **Planta Daninha**, v. 23, p. 203-214, 2005.

ISABEL PELLIZER- PESCADORA. **Espécies de peixes**. Disponível em: <[isabellpellizzer.com.br](http://isabellpellizzer.com.br)> Acesso em:18/12/2018.

LIND, O. T. **Handbook of Common Methods in Limnology**. 2nd Ed. St. Louis, EUA: The C.V. Mosby Co., 1979.

MALLASEN, M., BARROS, H. P. YAMASHITA, E. Y. Produção de peixes em tanques-rede e a qualidade da água. **Revista Tecnologia & Inovação Agropecuária**, v. 1, p. 47-51, 2008.

**Manual de controle da qualidade da água para técnicos que trabalham em ETAS** / Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde. – Brasília : Funasa, 2014. 112 p.

MERCANTE, C.T.J; CABIANCA, M.A; SILVA, V; COSTA, S.V.; ESTEVES, K.E. **Waterquality in fee-fishing ponds located in the São Paulo metropolitan region, Brazil: analysis of the eutrophication process**. Acta Limnologica Brasiliensia, Botucatu, 16(1): 95-102, 2004.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. **Piscicultura: Fundamentos e técnicas de manejo** – Guaíba: Agropecuaria, 1998, 211 p.

PANORAMA DA AQUICULTURA. **Oxigênio dissolvido**. Parte 1, 2017. Disponível em: <<https://panoramadaaquicultura.com.br/a-agua-na-aquicultura-parte-i-oxigenio-dissolvido-e-sua-importancia-para-o-desempenho-e-saude-dos-peixes-e-camaroes/>> Acesso: 19/11/2018.

PANORAMA DA AQUICULTURA. **Qualidade de água**. Parte 2, 1998. Disponível em: <<https://www.ebah.com.br/content/ABAAAFyZEAA/panorama-aquicultura-qualidade-gua-parte-2>> Acesso: 23/11/2018.

PIEDRAS, S.R.N. **Manual prático para o cultivo do Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*)**. Pelotas: EDUCAT, 1989. 74p.

PISCICULTURA PANAMA. **Espécies de peixes**. Disponível em: <[pisciculturapanama.com.br](http://pisciculturapanama.com.br)> Acesso em:17/12/2018

ROSS, L. G. et al. Spatial modelling for freshwater cage location in the Presa Adolfo Mateos Lopez (El Infiernillo), Michoacán, México. **Aquaculture Research**, v. 42, p. 797-807, 2011.

QUEIROZ, J. F.; NICOLELLA, G.; WOOD, C. W.; BOYD, C. E. **Lime application methods, water and bottom soil acidity in fresh water fish ponds**. Scientia Agricola, Piracicaba, v. 6, n. 5, p. 469-475, 2004.

SANTEIRO, R.M. **Impacto ambiental da piscicultura na qualidade da água e na comunidade planctônica.** Tese (Doutorado), Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal. 93 p. 2005.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H et al.; **Estudo do crescimento populacional de três espécies zooplanctônicas em laboratório e o uso de plâncton na alimentação de alevinos de *Oreochromis niloticus* (tilapia) e *Astyanax scabripinis*.** 1994.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; GOMES, J.P.F.; BRAGA, F.M. de S. Effect of liming management on the water quality in *Colossoma macropomum* ("Tambaqui") ponds. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 15, n. 3, p. 95-103, 2003.

TAVARES, L.H.S. **Limnologia aplicada à aqüicultura.** Jaboticabal: FUNEP, 1994. 70p.

TUNDISI, J. G.; TUNDISI, T. M. **Limnologia.** Soils and Sediments, 2, 216-222, 2008.

TUNDISI, J. G.; BICUDO, C. F. M. & MATSUMURA TUNDISI, T. The Lobo-Broa Ecosystem Research. In: (Eds.). **Limnology in Brazil**, p. 219 – 244. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de ciências, Sociedade Brasileira de Limnologia, 1995.

VERDOUW, H.; VAN ECHELD, C.J.A.; DEKKERS, E.M.J. Ammonia determination based on indophenol foramtion with sodium salicylate. **Water Research**, v.12, p.399-402, 1978.