



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
BACHARELADO EM ENGENHARIA DE PESCA

VIVÊNCIA NA FAZENDA PRIMAR AQUACULTURA: SISTEMA MULTITRÓFICO
INTEGRADO DE OSTRAS COM CAMARÃO

Magna dos Santos Silva

Serra talhada - PE, 2022



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
BACHARELADO EM ENGENHARIA DE PESCA

Magna dos Santos Silva

Relatório de estágio supervisionado obrigatório
apresentado ao curso de Engenharia de Pesca da
Universidade Federal Rural de Pernambuco,
Unidade Acadêmica de Serra Talhada como
requisito para obtenção do título de Engenheira de
Pesca.

Prof. Dr. Ugo Lima Silva

Orientador

Marcia Kafensztok

Supervisora

Serra talhada - PE, 2022



UFRPE

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
BACHARELADO EM ENGENHARIA DE PESCA
MAGNA DOS SANTOS SILVA

Parecer do relatório de Estágio Supervisionado Obrigatório de Curso de Graduação Bacharelado em Engenharia de Pesca de MAGNA DOS SANTOS SILVA.

Título: VIVÊNCIA NA FAZENDA PRIMAR AQUACULTURA: SISTEMA MULTITRÓFICO INTEGRADO DE OSTRAS COM CAMARÃO.

Orientador: Prof. Dr. Ugo Lima Silva

A banca examinadora composta pelo membro abaixo, sob a presidência do primeiro, considera a aluna, MAGNA DOS SANTOS SILVA, do Curso de Engenharia de Pesca, da Universidade Federal Rural de Pernambuco da Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como APROVADA.

Serra Talhada, PE, 19 de Setembro de 2022

Banca examinadora:

Prof. Dr. Ugo Lima Silva – Orientador

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho a Deus, por ter me dado força e coragem para seguir em frente ao longo do curso, a minha família que me apoiou e incentivo e acreditou em mim, ao meu namorado e amigos que me ajudaram desde o início apesar das dificuldades.

AGRADECIMENTOS

Agradeço,

Primeiramente à Deus por ter me dado força e coragem ao longo da graduação, principalmente nos dias mais difíceis.

Aos meus amigos Mayane Deyse, Fausto Henrique, e Maria Gabriela pelo companheirismo que sempre estiveram comigo me incentivando e apoiando.

Ao meu orientador Ugo Lima Silva pela paciência e contribuição na minha formação acadêmica, e por todo ensinamento repassado.

Ao Laboratório de Experimentação com Organismos Aquáticos (LEOA) e a toda equipe que faz parte do laboratório, pela força e o incentivo de todos os envolvidos.

À empresa Primar Aquacultura LTDA, pela oportunidade de realizar o estágio e confiança no meu trabalho à todos os funcionários, a minha supervisora Marcia Kafensztok, por todo apoio e conhecimento repassado, aos amigos que fiz na empresa, pelos ensinamentos que me permitiram vivenciar na prática os conhecimentos adquiridos em sala de aula.

À PRPPG pela ajuda de custo para realização do estágio.

À minha Família, meu namorado e principalmente minha mãe e meu pai, que sempre estiveram ao meu lado, com muita paciência e compreensão, fazendo o possível para que mais uma etapa da fosse concluída.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Planta geral da fazenda Primar Aquacultura na cidade de Tibau do Sul-RN.

Figura 2: **A** sementes de ostras *Crassostrea gasar* no UPWELLER, **B** vista dos travesseiros flutuantes no segundo estágio, viveiro 11.

Figura 3: **A** travesseiros flutuantes, **B** mesa classificadora, **C** banho de vinagre nas sementes, **D** banho com água corrente.

Figura 4: despesca dos camarões *Litopenaeus vannamei* com 68 dias de cultivo.

Figura 5: **A** retirada das microalgas, **B** nutriente e sílica, **C** caixa que armazena água para o manejo das torres.

Figura 6: Metodologia adotada para coleta de fitoplâncton, **A** filtragem da água na malha de 200 μ m, **B** filtragem da água na malha de 20 μ m, **C** concentração das amostras em recipientes de 100mL.

Figura 7: **A** potes de 100 ml para armazenar coleta de fitoplâncton, **B** fita para análise de pH.

Figura 8: **A** Microscópio ótico utilizado para contagem de microalgas, **B** microalgas verdes, **C** diatomáceas.

Figura 9: **A**, distribuição da comunidade fitoplânctonica disponível nos pontos de coleta, **B**, identificação das microalgas.

Figura 10: **A** sonda multiparâmetro, **B** refratômetro de salinidade, **C** disco de secchi.

LISTA DE TABELA

Tabela 1: Valores médios das variáveis físico-químicas de qualidade de água nos viveiros de cultivo de ostra e camarão.

RESUMO

O presente trabalho teve como objetivo descrever as experiências adquirida na fazenda Primar Aquacultura. O Estágio Supervisionado Obrigatório, componente necessário para a obtenção do título de Bacharelado em Engenharia de Pesca, realizado na fazenda Primar Aquacultura localizada na cidade de Tibau do Sul no estado do Rio grande do Norte durante o período de 27 de junho a 02 de setembro 2022. Durante esse período foi acompanhado algumas atividades como, manejo das ostras *Crassostrea gasar* e suas diferentes fases de cultivo sendo, 1º estágio das sementes no campo upweller, 2º estágio travesseiros flutuantes em malha de 4mm no viveiro 11 e 3º em malhas de 9mm no canal 3. As diferentes etapas no cultivo de camarão *Litopenaeus vannamei* sendo elas, a aquisição das pós-larva, aclimatação, alimentação, despesca e comercialização, bem como a produção e manejo de microalgas, qualidade de água e avaliação da comunidade fitoplanctônica nos viveiros de ostras e camarão. A vivência adquirida foi de fundamental importância para meu crescimento profissional, como Engenheira de Pesca, aliando prática a teoria.

Palavra-chave: Aquacultura, orgânico, alimento natural

ABSTRACT

The present work aimed to describe how experiences acquired on the Primar Aquacultura farm The Supervised Internship The necessary component for the maintenance of the Bachelor of Fisheries title, carried out at the Primar Aquacultura farm located in the city of Tibau do Sul in the state of Rio Grande do Norte during the period from June 27 to September 2, 2022 During this period, activities such as astra *Crassostrea gasar* management and their different stages of cultivation were monitored, being, 1st of the seeds in the well field, 2 nd stage of floating stages in a 4mm mesh in the ponds 11 and 3 in 11 and 3 channel meshes 3. As different stages in *Litopenaeus vannamei* shrimp cultivation, the acquisition of the post-larvae stages, acclimatization, feeding, harvesting and marketing community, as well as the production and cultivation of assessment microalgae, water quality and distribution community life, as well as the production and cultivation of assessment microalgae, water quality and community life of f itoplankton in oysters and shrimp. The experience acquired was of fundamental importance for my professional growth, as a Fishing Engineer, combining practice with theory.

Keywords: Aquaculture, organic, natural food.

SUMÁRIO

DEDICATÓRIA

AGRADECIMENTOS

LISTA DE FIGURAS

LISTA DE TABELAS

RESUMO

ABSTRACT

1. INTRODUÇÃO	11
2. OBJETIVOS	12
2.1 Objetivo geral	12
2.2 Objetivos específicos	12
3. LOCAL DE ESTUDO	12
4. ATIVIDADE DE CAMPO	13
4.1 Manejo das ostras	13
4.2 Comercialização	14
4.3 Despesca	15
5. LABORATÓRIO	16
6. COLETA DE FITOPLÂNCTON	18
6.1 Pontos de coleta	18
7. QUALIDADE DE ÁGUA	21
8. CONSIDERAÇÃO FINAL	22
9. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA	22

1. INTRODUÇÃO

A aquicultura é uma atividade que visa trabalhar com o cultivo controlado dos organismos aquáticos (FAO, 2016), sendo eles peixes, crustáceos, moluscos, plantas aquáticas e algas. Sendo assim a aquicultura de moluscos bivalves é uma importante indústria global em crescimento (WILLER & ALDRIDGE, 2019). A sua produção cresceu 3,4% ao ano na última década e 15,3 milhões de toneladas de bivalves foram produzidas no ano 2016 (FAO, 2018). De acordo com Seca et al (2010) a aquicultura orgânica desde os anos 90 teve um aumento no crescimento na Europa, com diversas entidades certificadoras, atendendo a exigências de consumidores por alimentos de alta qualidade e seguros. No Brasil a primeira experiência com produção orgânica de organismos aquáticos certificada foi a produção de ostras, no ano de 2003 pela fazenda Primar, no do Rio Grande do Norte.

Os ambientes estuarinos, são considerados os ecossistemas mais produtivos das regiões costeiras, devido sua capacidade de armazenamento e produção de nutrientes, constituem áreas de grande potencial para o desenvolvimento da atividade de maricultura, dando destaque a atividade de ostreicultura (MANN, 1992).

A comunidade planctônica presente nos ambientes aquáticos pode ser classificada de acordo com seu tamanho como: picoplâncton (0,2-2 μm); nanoplâncton (2-20 μm); microplâncton (20-200 μm) e macropilâncton (>200 μm) (SIERBURTH, 1978). São elementos de um grupo muito heterogêneo de organismos, predominantemente aquáticos, microscópicos unicelulares, procariontes ou eucariontes, que podem formar colônias, com pouca ou nenhuma diferenciação celular além de serem dotados de pigmentos, responsáveis por coloração variada e por metabolismo fotoautotrófico (RAVEN et al., 2007).

Segundo Bertoldi et al., (2008) as microalgas podem ser cultivadas em tanques abertos ou em fotobiorreatores com luz solar ou artificial e adição de nutrientes, porém, usualmente, o cultivo de microalgas ocorre em tanques abertos com pequena profundidade ou em tanques de formato alongado visando assegurar adequada incidência de luz solar. O cultivo de microalgas nos últimos anos tem sido realizado objetivando a produção de biomassa com vistas à elaboração de alimentos e também para a obtenção de compostos naturais com alto valor no mercado mundial (DENER et al., 2006). A sua produção tem restringido o crescimento industrial na aquicultura de moluscos bivalves, que depende cada vez mais de incubadoras (WILLER & ALDRIDGE, 2019). O alimento natural no cultivo também pode ser estimulado através da adubação dos tanques que tem como intenção aumentar a produtividade de

fitoplâncton e conseqüentemente aumentar a disponibilidade de alimento natural (FARIA et al., 2000; KNUD-HANSEN et al., 2003).

Onde conforme relato de MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ et al. (2004), expressivamente empregadas na aquicultura como fonte de alimento, especialmente para larvas de moluscos, em estágios juvenis de crustáceos e peixes dando destaque a algumas espécies como a *Nannochloropsis oculata*, *Bellerochea polymorpha*, *Isochrysis tahitiana*, *Tetraselmis tetrathele* e *Chatocerus gracilis*.

Dessa forma, o presente relatório descreve as atividades acompanhadas durante o período de estágio realizado na fazenda PRIMAR AQUACULTURA LTDA, em campo e no setor de laboratório, durante o período correspondente a 27 de junho a 02 de setembro de 2022. Com carga horária de 300h, a disciplina Estágio Supervisionado Obrigatório é um dos pré-requisitos para obtenção do título de Engenheira de Pesca na UAST. Sendo assim várias atividades foram desenvolvidas durante esse período de estágio, no laboratório como coletas em campos, aprofundando ainda mais o conhecimento na área com a prática, sob supervisão da Designer Marcia Kafensztok.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Descrever a experiência adquirida na fazenda Primar Aquicultura integradas com ostras e camarão. Cumprindo com os requisitos curriculares do curso Bacharelado em Engenharia de Pesca observando na prática as atividades realizadas na empresa PRIMAR AQUACULTURA LTDA, aprimorando todo o conhecimento adquirido no curso de forma prática e diária.

2.2 Objetivo específicos

Conhecer a comunidade fitoplanctônica presente nos viveiros de ostra e camarão;

Avaliar a qualidade de água nos viveiros integrados com ostras e camarão.

3. LOCAL DE ESTUDO

A Primar aquicultura LTDA, está localizada em Tibau do Sul- RN instalada no Sítio São Félix, no litoral sul do Estado do Rio Grande do Norte, (Latitude: 6° 11' 23", Longitude: 35° 5'

29”), possui cerca de 40 hectares de área de viveiros contando com 9 viveiros em produção, 1 viveiro como bacia de decantação, 1 canal de abastecimento (dividido em 3 parte), assim distribuídos. A fazenda apresenta condições ideais para aquacultura estuarina (Figura 1). A propriedade, cuidadosamente escolhida já possuía tradição em aquacultura e os primeiros viveiros datam do início da década de 50. Sendo a primeira fazenda de aquacultura orgânica certificada do Brasil.

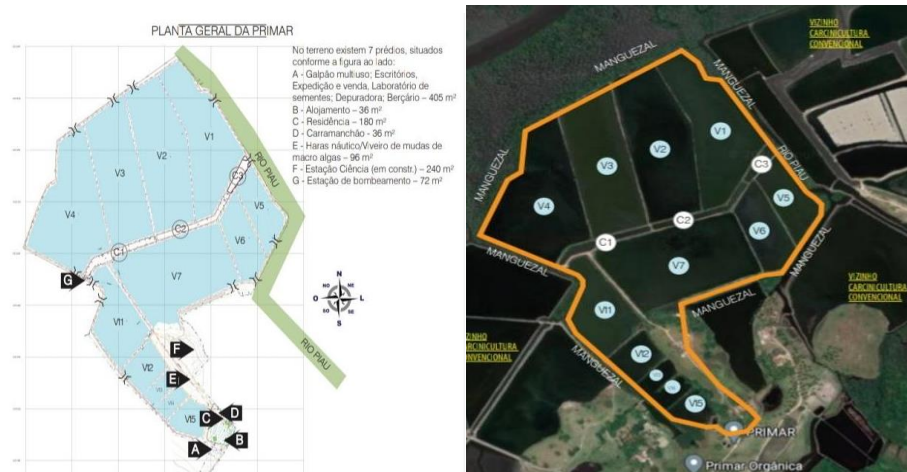


Figura 1: Planta geral da fazenda Primar Aquacultura na cidade de Tibau do Sul-RN.

4. ATIVIDADE DE CAMPO

4.1 Manejo das ostras

Durante o período de estágio foi possível acompanhar que as ostras passam por três estágios até serem comercializadas para fase de engorda. O 1º estágio nas sementes no campo é o UPWELLER que é uma estrutura flutuante com o fundo de tela que irá permitir que a água se movimente. Ele fica localizado na parte superior do V11, no 2º estágio elas são colocadas em travesseiros flutuantes de malha 4mm no viveiro 11 e no 3º estágio vão para o canal 3, em travesseiros flutuantes com malha de 9mm (Figura2).

A limpeza no UPWELLER era realizada todos os dias, no horário da manhã, as sementes ficam nesse local por um período de 30 dias até atingirem tamanho ideal para malha de 4mm, uma vez por mês é realizado o manejo nos travesseiros, onde é sacolejado os travesseiros dentro dos viveiros para que seja retirado a lama, matéria orgânica e as impurezas que se fixam nas sementes, então os travesseiros são retirados levados para uma sala específica onde tanto as ostras quando os travesseiros são lavados com água corrente retirados os animais mortos contados e identificados por data, malha e lote e retornam para os viveiros.

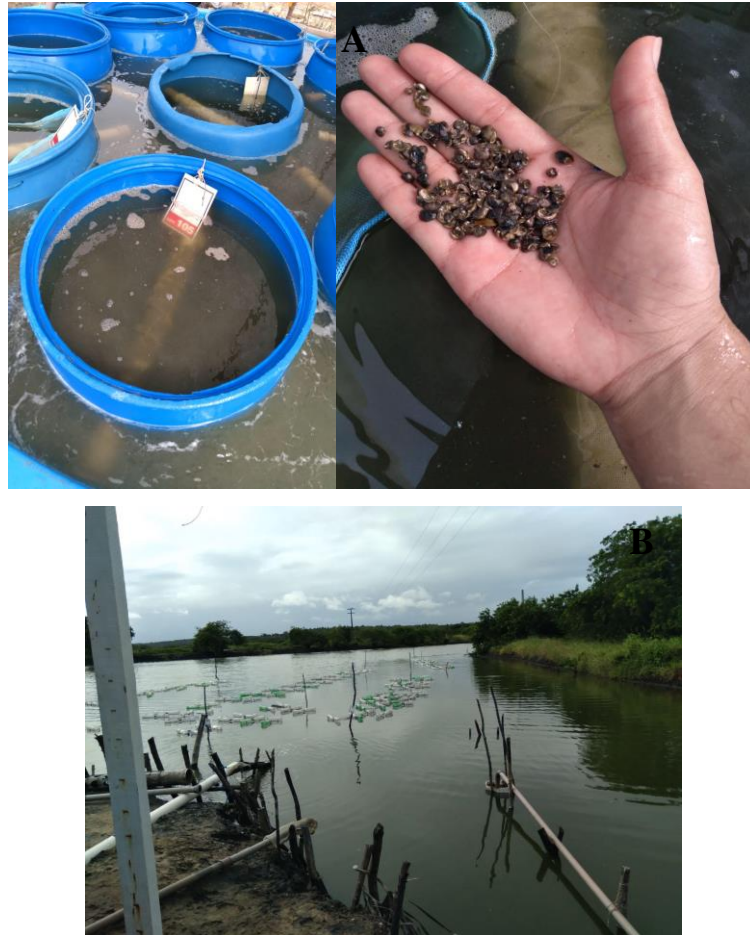


Figura 2: **A** sementes de ostras *Crassostrea gasar* no UPWELLER, **B** vista dos travesseiros flutuantes no segundo estágio, viveiro 11.

4.2 Comercialização

Quando as ostras *Crassostrea gasar* chegam ao seu último estágio e estão prontas para serem comercializadas para produtores e seguir para última fase de engorda, os travesseiros são retirados levados para sala de higienização, onde são colocadas em uma mesa classificadora lavadas com água corrente, colocadas por 15 minutos em água com vinagre para retirada das impurezas, lavadas novamente com água corrente, pesadas para saber o peso médio e comercializadas (Figura 3). As ostras que tiveram um bom crescimento e desenvolvimento são separadas e retornam para os viveiros para servirem como reprodutores. E as que não conseguiram se desenvolver são contadas, pesadas, colocadas nos travesseiros e retornam para os viveiros para obter um melhor desenvolvimento.



Figura 3: A travessieiros flutuantes, B mesa classificadora, C banho de vinagre nas sementes, D banho com água corrente.

4.3 Despesca

Na fazenda também possui cultivo de camarão, foi possível acompanhar uma despesca durante o estágio, as pós-larva são adquiridas na empresa Aquatec em estágio de pl 12, transportadas em sacos plásticos com oxigenação, quando chega na fazenda passa por o processo de aclimação no viveiro, sua primeira alimentação é a base de artemia que é disponibilizada pela Aquatec. Com aproximadamente 30 dias os animais tem atingido o peso médio de 9g estando bom para ser comercializado, a despesca ocorre de acordo com a maré, onde é colocado uma rede na comporta do viveiro os camarões são retirados e levados para uma caixa de 1000L com água e gelo, depois são retirados em uma basqueta, pesados e colocados em caixas com água e gelo para serem comercializados para atravessadores. Outra parte dos animais são colocados em caixa de isopor e levados para a indústria de beneficiamento, Peça Pescados, localizada na cidade de Canguaretama, para agregar valor ao produto e comercializado nos deliverys todas as quintas-feiras (Figura 4).

Essa despesca aconteceu com 68 dias de cultivo, foi despedido aproximadamente 1.602Kg de camarão, sendo 300Kg destinado a indústria de beneficiamento e o restante vendido a atravessadores, foi possível visualizar que os animais estavam com média de 15g, a sobrevivência atingiu 57%, e a densidade de estocagem foi de 4 camarões/m³.



Figura 4: despesca dos camarões *Litopenaeus vannamei* com 68 dias de cultivo.

5. LABORATÓRIO

O laboratório fica localizado dentro da fazenda sendo dividido em área seca, massivo, cepário e sala de larvicultura. Nele realiza-se o processo de produção de sementes e produção de microalgas para alimentação das pós-larva e das sementes de ostras, não foi possível vivenciar a reprodução das ostras e larvicultura, pois essas atividades não estavam sendo realizadas na fazenda durante o período de estágio.

A produção de microalgas é iniciada em garrafas pequenas e depois transferidas para torres. Durante a produção de microalgas é realizado o manejo das torres todos os dias no

horário da manhã, avaliado o pH e temperatura. O primeiro passo é a contagem das microalgas em microscópio adicionado 1mL da amostra na câmara de Neubauer para saber a quantidade de células por mL e assim saber a quantidade de microalgas que vai para o UPWELLER, para a alimentação das sementes.

Em seguida é retirada uma quantidade específica de microalgas que varia de 40 a 100 L, dependendo da concentração de microalga em cada torre, depois de retirado é adicionado nutriente e sílica nas torres que varia de acordo com a quantidade que foi retirado onde para cada litro retirado é adicionado 1mL de nutriente. Em seguida as microalgas são transferidas para um tambor através de uma bomba sapo e levadas para o UPWELLER a trator, quando chegam é novamente transferida para outro tambor de 200L, onde vai sendo disponibilizado no UPWELLER para a alimentação das sementes aos poucos através de um sistema de mangueiras, para que a água fique em movimento.

Então é declorado o sistema que manda água para o massivo com tiosulfato e vitamina C para repor a quantidade que foi tirado das torres. Após repor a água das torres, a caixa que armazena a água é higienizada com água corrente e cloro, feito as correções de sal e cloro para que possa clorar todo o sistema que manda água para o massivo.

A água que abastece o massivo é do viveiro 4 e viveiro 11, que vai para o piscinão onde passa por um período de 48 a 72 horas passando por um processo de filtragem para retirada da matéria orgânica, depois segue para os reservatórios R1e R2, onde passa 24 horas sendo clorada para ir para caixa do massivo, da caixa do massivo para as torres a água ainda passa por filtros UV e filtros de ($5\mu m$).

O preparo da solução nutriente de 4L utilizado no manejo das torres, é feito da seguinte forma: adicionado água destilada em uma garrafa levado para a autoclave, para esquentar, pesados os químicos em uma balança de precisão (cloreto de ferro, cloreto de manganês, ácido bórico, EDTA, fosfato de hidrogênio e sódio, nitrato de sódio em (g) e soluções de vitaminas em mL), adicionado em ordem no recipiente. Depois a garrafa é colocada novamente na autoclave por 30 minutos e quando retirada é adicionada às soluções de vitamina.



Figura 5: **A** retirando microalgas das torres, **B** nutriente e sílica, **C** caixa que armazena água para o manejo das torres.

6. COLETA DE FITOPLÂNCTON

6.1 Pontos de coleta

Foi analisada amostras de água coletadas durante todas as semanas dos seguintes reservatórios, canal 1, canal 2, canal 3, V4, V11 e UPWELLER. No local de amostragem em cada ponto de coleta foram coletadas três amostras, totalizando 21 amostras. As coletas foram realizadas três vezes na semana, nas segundas, quartas e sexta-feira durante o período de (04/07/2022 a 10/08/2022) no horário da manhã, onde era utilizado um balde com um volume conhecido correspondente a 20L, rede com malha de $200\mu\text{m}$ para filtrar a água e reter as partículas maiores posteriormente filtrado na malha de $20\mu\text{m}$ e concentrados em um recipiente de aproximadamente 100mL (Figura 6).

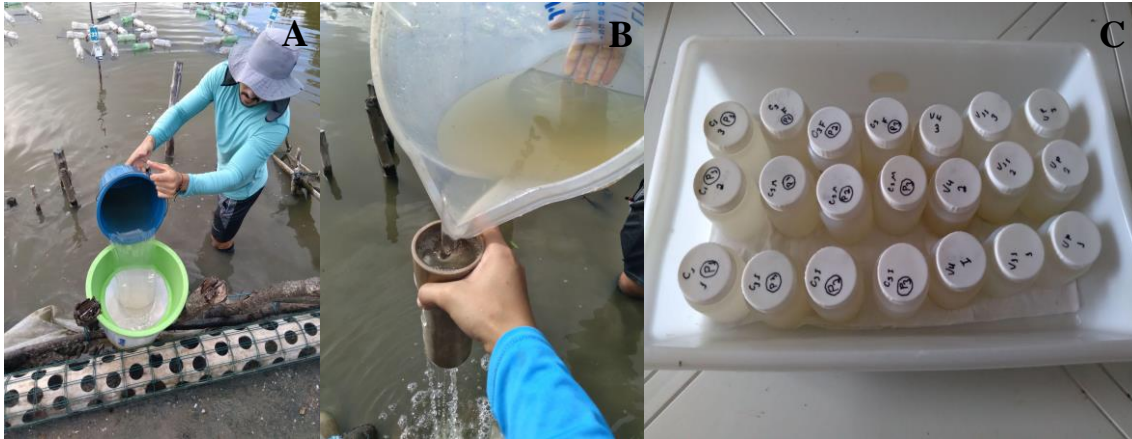


Figura 6: Metodologia adotada para coleta de fitoplâncton, **A** filtragem da água na malha de 200µm, **B** filtragem da água na malha de 20µm, **C** concentração das amostras em recipientes de 100mL.

Antes de entrar no laboratório as amostras era transferida para um pote de vidro correspondente a 100mL para serem analisadas e avaliado o pH através do kit de fita de pH, onde era retirado uma fita colocada na amostra e após 15 segundo tinha o resultado (Figura 7). As contagens foram realizadas na câmara de Neubauer, sendo retirado uma amostra correspondente a 1mL e analisadas em microscópio ótico, a metodologia de contagem foi feita nos quadrantes específicos e depois realizou-se o cálculo para saber a quantidade de organismos encontrado por mL e assim avaliar a disponibilidade de alimento durante o cultivo das ostras.



Figura 7: **A** potes de 100 ml para armazenar coleta de fitoplâncton, **B** fita para análise de pH.

Os grupos de algas identificados no laboratório são conhecidos como: CC, FLA, MIX, ISSO e NA. Nas coletas realizadas em campo foram identificadas VE para algas verde, FLA

para flageladas e DIAT para as diatomáceas. De acordo com o período de coleta foi possível perceber que o grupo de algas com maior abundância foi as algas verdes (*Cyanophyceae* e *Chlorophyceae*) distribuídas em grandes concentrações em todos os pontos analisados seguido pelo grupo de *Bacillariophyceae* e *Dinophyceae*, encontrado em menores concentrações.

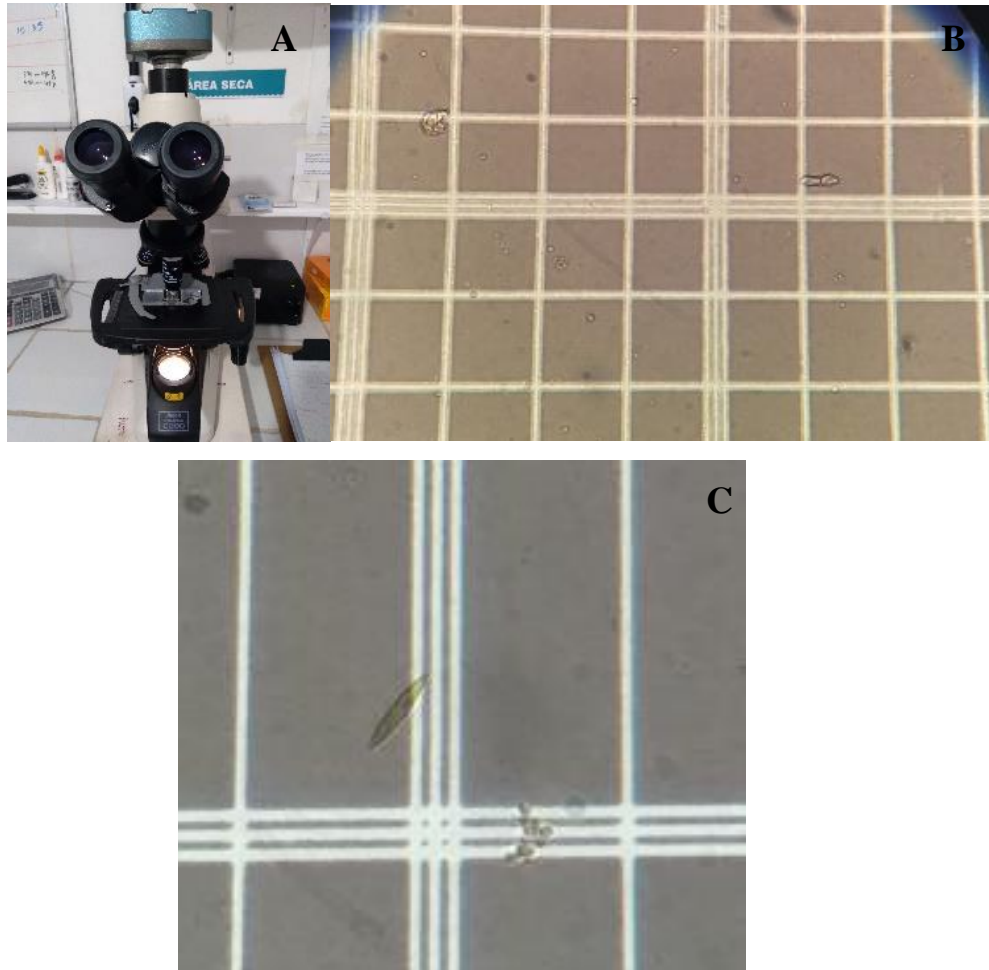


Figura 8: A Microscópio ótico utilizado para contagem de microalgas, B microalgas verdes, C diatomáceas.

Foi possível vivenciar ao longo do estágio e durante o período de coleta que o grupo de microalgas verdes estiveram dominando em todos os pontos. As flageladas só foram encontradas em maior quantidade no V11 e UPWELLER, isso aconteceu devido a inoculação de microalgas todos os dias nesse ambiente. Pode-se perceber que a concentração de microalgas esteve variando em alguns tratamentos, isso aconteceu devido os dias de chuva na região que influenciou na disponibilidade de alimento natural nos viveiros (Figura 9).

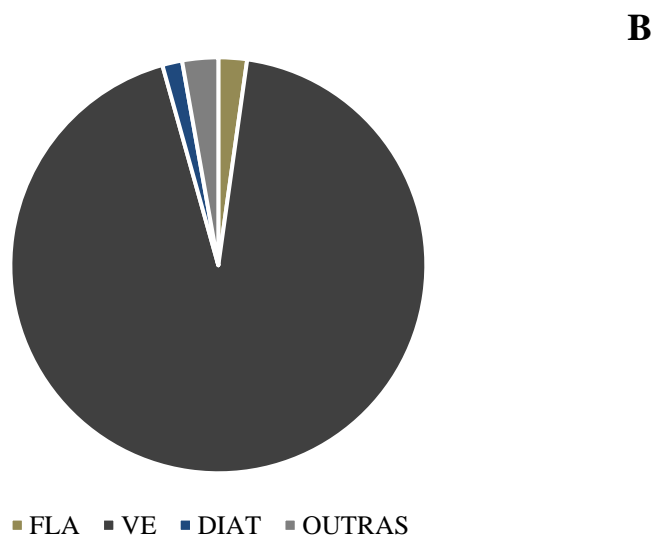
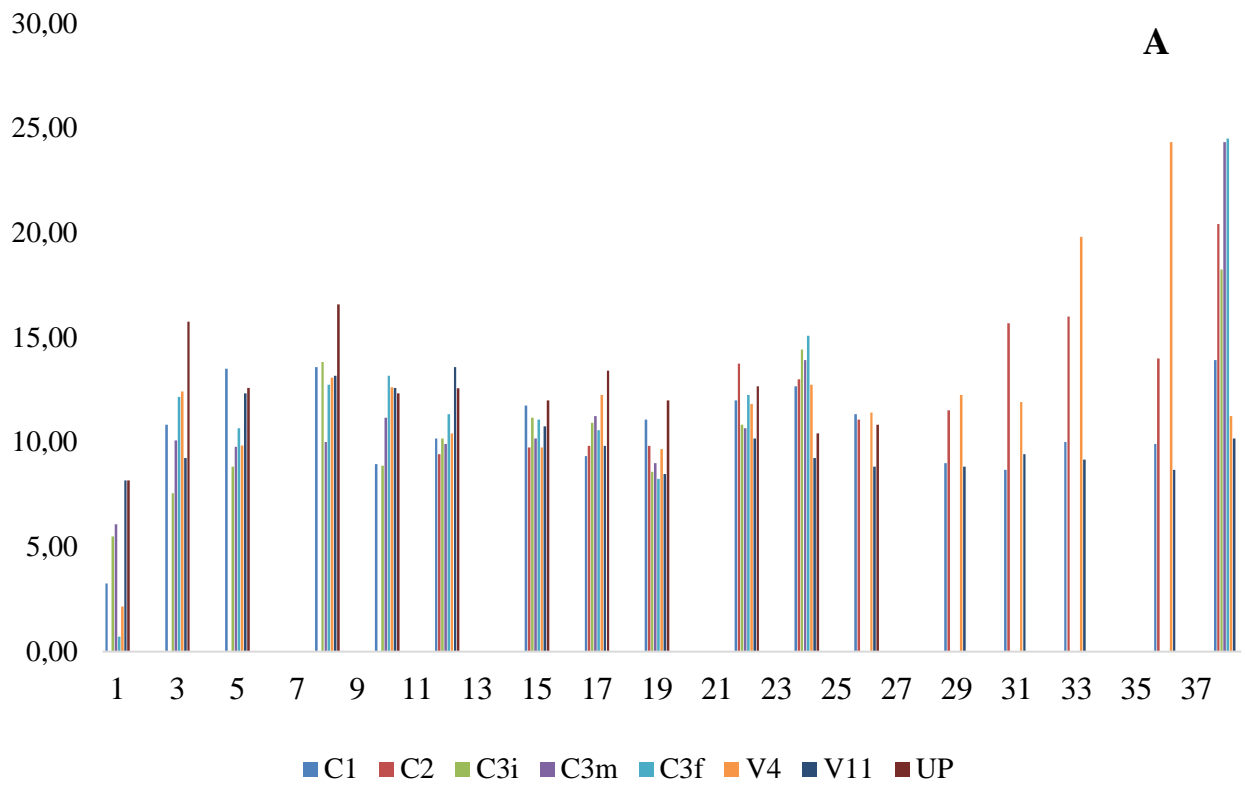


Figura 9: **A**, distribuição da comunidade fitoplânctonica disponível nos pontos de coleta, **B**, identificação das microalgas.

7. QUALIDADE DE ÁGUA

No ambiente natural, os moluscos sofrem simultaneamente efeitos de vários fatores, físicos e biológicos, os quais diferem de acordo com o estágio de desenvolvimento e condições fisiológicas (LUCAS, 2008).

Durante todos os dias no período da manhã era aferido as variáveis de qualidade de água dos viveiros através da sonda multiparâmetro e refratômetro de salinidade (Figura 10) valores de temperatura, salinidade, oxigênio dissolvido e transparência através do disco de secchi estão apresentados na (Tabela 1).

Durante o período de estágio foi coletado dados da qualidade de água dos viveiros nos dias que tinha coleta fitoplâncton.



Figura 10: **A** sonda multiparâmetro, **B** refratômetro de salinidade, **C** disco de secchi.

Tabela 1: Valores médios das variáveis físico-químicas de qualidade de água nos viveiros de cultivo de ostra e camarão.

Variáveis	Viveiros				
	C1	C3	V4	V11	UP
Temperatura °C	25,43	24,91	24,95	24,62	24,79
OD (mg/L)	4,09	5,17	4,24	3,85	4,29
Salinidade (g/L)	13,78	10,66	11,28	12,28	10,9
Transparência (cm)	38,33	-----	27,50	27,50	30,0

Conhecer as características físico-químicas e biológicas da qualidade de água é de fundamental importância, pois os organismos aquáticos dependem da água para realizar todas as suas funções, como: respirar, se alimentar, reproduzir e excretar. Para um bom desenvolvimento dos organismos aquáticos e uma produção economicamente viável, tem que ter o controle da água dos viveiros onde são analisados todos os seus parâmetros de qualidade de água (ALVES DE OLIVEIRA, 2001). Estudos mostra que as condições ambientais influenciam no crescimento e a sobrevivência de moluscos bivalves durante distintas fases do

seu ciclo de vida. Essas condições estão relacionadas aos fatores temperatura, salinidade, pH, dióxido de carbono, presença de microalgas e composição do material particulado em suspensão (PATERSON et al., 2003; GIREESH e GOPINATHAN, 2004; RIVERO-RODRÍGUEZ et al., 2007; CÁCERES-PUIG et al., 2007; DICKINSON et al., 2012; GUZMÁN-AGÜERO et al., 2013)

8. CONSIDERAÇÃO FINAL

O estágio supervisionado obrigatório é de fundamental importância para meu crescimento profissional, onde foi possível vivenciar as diferentes fases do cultivo das ostras, cultivo de camarão em sistema extensivo e produção de microalgas. Tornando uma experiência de fundamental importância na minha vida profissional como Engenheira de Pesca, aliando prática a teoria.

9. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

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

BERTOLDI, F. C.; SANTANNA, E.; OLIVEIRA, J. L.B. Revisão: Biotecnologia de Microalgas. **Boletim CEPPA**, v.26, n. 1, p. 9-20, 2008.

CÁCERES-PUIG, J.I.; ABASOLO-PACHECO, F.; MAZÓN-SUASTEGUI, J.M.; MAEDA-MARTÍNEZ, A.N; SAUCEDO, P.E. Effect of temperature on growth and survival of *Crassostrea corteziensis* during late-nursey culturing at the hatchery. **Aquaculture**, v.272(1): p.417-422, 2007.

DERNER, R. B.; OHSE, S.; VILLELA, M.; CARVALHO, S. M. de; FETT, R. Microalgas, produtos e aplicações. **Ciência Rural**, v.36, n. 6, p. 1959-1967, 2006.

DICKINSON, G.H.; IVANINA, A.V.; MATOO, O.B.; PÖRTNER, H.O.; BOCK, C.; BENIASH, E.; SOKOLOVA, I. M. Interactive effects of salinity and elevated CO₂ levels on

juvenile eastern oysters, *Crassostrea virginica*. **The Journal of Experimental Biology**, v.215(1): p.29-43,2012.

FAO. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Probiotics in animal nutrition—Production, impact and regulation. FAO Animal Production and Health. Paper No. v.179. Rome. p.108, 2016.

FARIA A.C.E.A., C. HAVASHI, C.M. SOARES, G.S. GONÇALVES. Avaliação dos grupos zooplânctônicos em tanques experimentais submetidos a adubação com diferentes substratos orgânicos. **Acta Scientiarum**, v.22(3). p.375-381, 2000.

GIREESH, R. e GOPINATHAN, C.P. Effect of salinity and pH on the larval development and spat production of *Paphia mdabarica*. **Biological Association of India**, v.46 (2): p.146-153, 2004.

GUZMÁN-AGÜERO, J.E.; NIEVES-SOTO, M.; HURTADO, M.A.; PIÑA-VALDEZ, P.; GARZA-AGUIRRE, M.C. Feeding physiology and scope for growth of the oyster *Crassostrea corteziensis*(Hertlein, 1951) acclimated to different conditions of temperature and salinity. **Aquaculture International**, v.21(2): p.283-297, 2013.

KNUD-HANSEN, C.F., K.D. HOPKINS e H. GUTTMAN. A comparative analysis of the fixed-input, computer modeling, and algal bioassay approaches for identifying pond fertilization requirements for semi-intensive aquaculture. **Aquaculture**, v.228(1). p.189–214, 2003.

LUCAS, J.S. Environmental Influences. In: SOUTHGATE P.C. e LUCAS J.S. The Pearl Oyster. Oxford: **Elsevier**. p.187-228, 2008.

MANN, R. **Ecology of coastal waters: a System Approach**. University of California Press. Verkeley, CA. p.322,1982.

MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ, E.; ACOSTA-SALMÓN, H.; RANGEL-DÁVLOS, C. Ingestion and digestion of 10 species of microalgae by winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) larvae. **Aquaculture**, v.230, p.417–423, 2004.

PATERSON, K.J.; SCHREIDER, M.J.; ZIMMERMAN, K.D. Anthropogenic effects on seston quality and quantity and the growth and survival of Sydney rock oyster (*Saccostrea glomerata*) in two estuaries in NSW, Australia. **Aquaculture**, v.221(1): p.407-423, 2003.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia Vegetal**. 7ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p. 906, 2007.

RIVERO-RODRÍGUEZ, S.; BEAUMONT, A.R.; LORA-VILCHIS, M.C. The effect of microalgal diets on growth, biochemical composition, and fatty acid profile of *Crassostrea corteziensis* (Hertlein) juveniles. **Aquaculture**, v.263 (1): p.199-210, 2007.

SECA, F.W.S.; LOPES, A.F.; SOARES, M.C.F. Criação de ostras: modelo experimental de aquicultura orgânica na Fazenda Primar, Rio Grande do Norte. In: **JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO**, 10. 2010. Recife. Anais. Recife: JEPEX. CD-ROM. 2010.

SIEBURTH, J. M.; SMETACEK, V.; LENZ, J. Pelagic Ecosystem Structure: Heterotrophic Compartments of the Plankton and Their Relationship to Plankton Size Fractions. **Limnol. Oceanogr.**, v. 23, p. 1256-1263, 1978.

WILLER, D.F., ALDRIDGE, D.C. Microencapsulated diets to improve bivalve shellfish aquaculture for global food security. **Global Food Secur.** v.23, p.64–73, 2019.