



LUIZ OTAVIO BONFIM WALDERRAMOS POLI

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO NO CENTRO
EXPERIMENTAL DE MARICULTURA (CEMar)**

**LAVRAS-MG
2019**

LUIZ OTAVIO BONFIM WALDERRAMOS POLI

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO NO CENTRO EXPERIMENTAL
DE MARICULTURA (CEMar)**

Trabalho de conclusão de curso
apresentado à Universidade Federal de
Lavras, como parte das exigências do
Curso de Zootecnia, para a obtenção do
título de Bacharel.

Prof(a). Dr(a). Priscila Vieira e Rosa
Orientadora

**LAVRAS-MG
2019**

LUIZ OTAVIO BONFIM WALDERRAMOS POLI

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO NO CENTRO EXPERIMENTAL
DE MARICULTURA (CEMar)**

Prof(a). Dr(a). Priscila Vieira e Rosa
Orientadora

**LAVRAS-MG
2019**

LUIZ OTAVIO BONFIM WALDERRAMOS POLI

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO NO CENTRO EXPERIMENTAL
DE MARICULTURA (CEMar)**

**SUPERVISED INTERNSHIP REPORT AT CENTRO EXPERIMENTAL DE DE
MARICULTURA (CEMar)**

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

APROVADO em 28 de Junho de 2019
Prof(a). Dr(a). Priscila Vieira e Rosa UFLA
Prof(a). Dr(a). Iraides Ferreira Furusho Garcia UFLA
M.^a Katia Rodrigues Batista de Oliveira UFLA

Prof(a). Dr(a). Priscila Vieira e Rosa
Orientadora

**LAVRAS-MG
2019**

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais Roseli e Luiz Carlos por todo o amor incondicional, apoio e incentivo.

Ao professor Gilberto Caetano Manzoni pela oportunidade de estágio e pelo acolhimento que recebi.

Ao Robson, ao Renato, ao Idalício, ao Gabriel, à Gi e à toda a equipe do CEMar por todo o conhecimento compartilhado, pelo café tomado, e pelo papo jogado fora.

À professora Iraides Ferreira Furusho Garcia por toda a orientação e todo o apoio que recebi durante a minha graduação.

À Adriane Duarte Coelho por me acolher super bem em sua casa sempre que preciso, por participar nas minhas loucuras e por me aturar até hoje. Sem sua ajuda eu já teria enlouquecido!

MUITÍSSIMO OBRIGADO!

RESUMO

O estágio foi realizado do período de Fevereiro a Maio de 2019 no Centro Experimental de Maricultura (CEMar), pertencente à Fundação Universidade Vale do Itajaí (UNIVALI) e localizado na Enseada da Armação do Itapocorói, no município de Penha, Santa Catarina. Durante o período de estágio, foram acompanhados manejos e experimentos nas áreas de: cultivo de sardinha-verdadeira (*Sardinella brasiliensis*), cultivo de ostras (*Crassostrea spp.*), cultivo de vieiras (*Nodipecten nodosus*), cultivo de mexilhões (*Perna perna*) e produção de microalgas (*Isochrysis galbana*, *Chaetoceros muelleri*, *Nannochloropsis oculata*, e *Pavlova lutheri*). As atividades realizadas com a sardinha-verdadeira foram focadas à produção dessa espécie em tanque-rede localizado na Enseada da Armação do Itapocorói. As atividades envolvendo os mexilhões foram voltadas à reprodução da espécie em laboratório (indução de desova, larvicultura e assentamento de sementes) e no ambiente marinho (coleta natural de sementes). As ostras foram trabalhadas visando a sua produção em lanternas e a avaliação de seu desempenho, sendo que dois experimentos foram iniciados durante o estágio com esse propósito. As vieiras foram trabalhadas visando a sua produção (manejo de lanternas) e foi iniciado um experimento visando o assentamento remoto de sementes de vieiras. A produção de microalgas foi realizada com o intuito de alimentar os animais que passavam pelo laboratório. O período de Fevereiro a Maio de 2019 foi atipicamente quente na região de Penha, Santa Catarina, fazendo com que mesmo em Maio, mantendo a temperatura da água marinha elevada e dificultando o desenvolvimento reprodutivo dos moluscos marinhos. O estágio foi realizado com o intuito de suplementar os conhecimentos obtidos durante a graduação em Zootecnia pela Universidade Federal de Lavras (UFLA), uma vez que essa não possui um setor de maricultura devido à sua localização geográfica.

Palavras-chave: Maricultura. Mexilhões. Vieiras. Ostras. Sardinha-verdadeira. Microalgas.

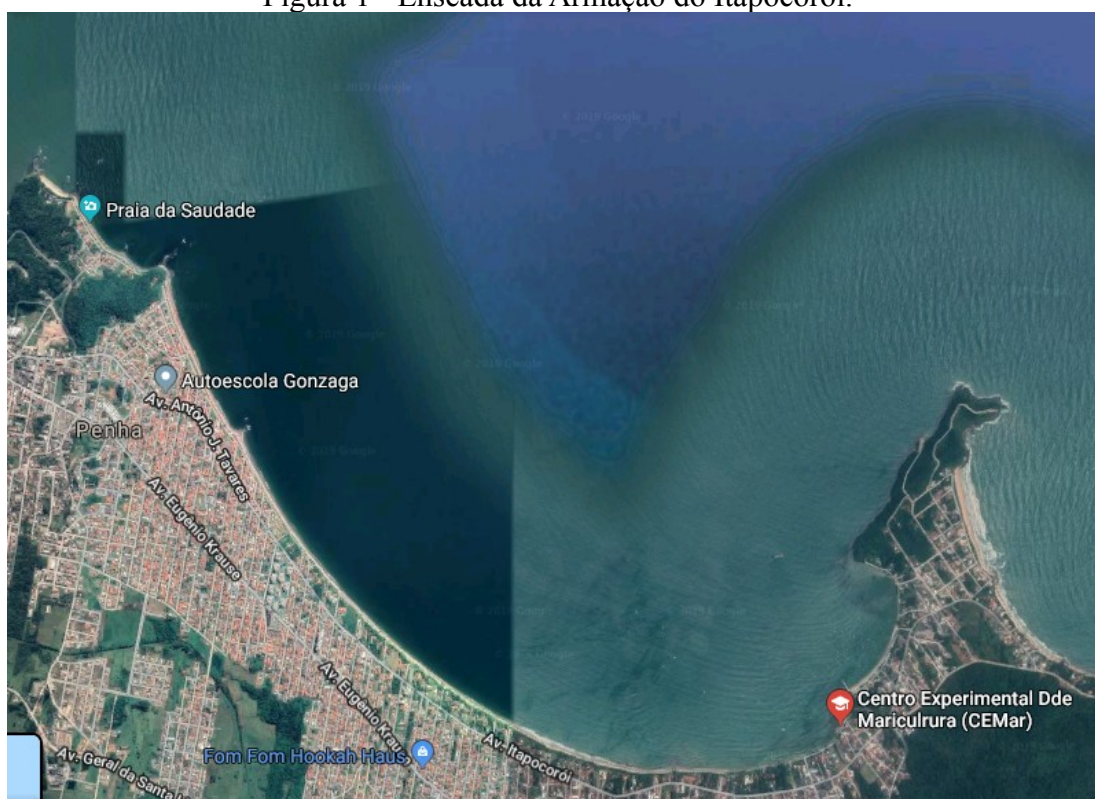
SUMÁRIO

1 LOCAL DE ESTÁGIO.....	7
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	9
2.1 Sardinha-verdadeira (<i>Sardinella brasiliensis</i>).....	9
2.2 Mexilhões (<i>Perna perna</i>).....	10
2.3 Vieiras (<i>Nodipecten nodosus</i>).....	13
2.4 Ostras (<i>Crassostrea spp.</i>).....	14
2.5 Microalgas.....	16
3 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	18
3.1 Cultivo de sardinha verdadeira (<i>Sardinella brasiliensis</i>).....	18
3.2 Produção de microalgas.....	19
3.3 Reprodução de moluscos bivalves em laboratório.....	19
3.3.1 Desova de mexilhões em laboratório.....	20
3.3.2 Desova de ostras em laboratório.....	20
3.3.3 Desova de vieiras em laboratório.....	21
3.4 Larvicultura e assentamento de moluscos bivalves.....	21
3.4.1 Larvicultura de mexilhões.....	21
3.4.2 Assentamento de vieiras.....	22
3.5 Manejo nas estruturas de cultivo no mar.....	24
3.6 Acompanhamento do crescimento de ostras nativas da espécie <i>C. gasar</i>	25
4 DESCRIÇÃO DOS PROCESSOS TÉCNICOS E OUTRAS PARTICULARIDADES TÉCNICAS OBSERVADAS.....	26
4.1 Repicagem de microalgas.....	26
4.2 Indução de desova de moluscos bivalves.....	27
4.2.1 Vieiras.....	27
4.2.2 Ostras.....	28
4.2.2.1 Raspagem gonadal.....	28
4.2.3 Mexilhões.....	29
4.3 Larvicultura de mexilhões.....	29
4.4 Assentamento de vieiras.....	30
4.4.1 Assentamento em laboratório de vieiras (<i>Nodipecten nodosus</i>).....	30
4.4.2 Assentamento remoto não convencional de vieiras (<i>Nodipecten nodosus</i>).....	31
4.4.3 Assentamento remoto convencional.....	32
4.5 Coleta de sementes de mexilhão (<i>Perna perna</i>).....	32
4.6 Manejo de caixas e lanternas de ostras (<i>Crassostrea spp.</i>) e vieiras (<i>N. nodosus</i>).....	33
4.7 Biometria de ostras.....	33
4.8 Manejo de sardinha-verdadeira (<i>Sardinella brasiliensis</i>).....	34
5 COMPARAÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS COM A REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	36
5.1 Mexilhões (<i>Perna perna</i>).....	36
5.2 Vieiras (<i>Nodipecten nodosus</i>).....	36
5.3 Ostras (<i>Crassostrea spp.</i>).....	36
6 CONCLUSÃO.....	37
REFERÊNCIAS.....	38

1 LOCAL DE ESTÁGIO

O estágio foi realizado no Centro Experimental de Maricultura (CEMar), pertencente à Fundação Universidade do Vale do Itajaí e localizado na cidade de Penha, no estado de Santa Catarina. O Centro Experimental de Maricultura (CEMar) é uma instituição sem fins lucrativos que presta assistência aos maricultores da região da enseada da Armação do Itapocorói (figura 1) e realiza pesquisas relacionadas ao cultivo de moluscos bivalves (mexilhão, ostras e vieiras), de microalgas e de peixes marinhos (sardinha e robalo), além de realizar testes de materiais anti-incrustantes em parceria com empresas privadas.

Figura 1 - Enseada da Armação do Itapocorói.



Fonte: Google Maps.

O CEMar possui um laboratório onde são cultivadas microalgas e onde são realizados trabalhos de reprodução e assentamento de moluscos bivalves como: mexilhão ou marisco (*Perna perna*), vieira (*Nodipecten nodosus*), e ostras nativas (*Crassostrea gasar* e *Crassostrea rhizophorae*) e exóticas (*Crassostrea gigas*). Além do laboratório, o CEMar conta com balsas localizadas no mar aonde são feitos: os testes de materiais anti-incrustantes; a criação de peixes em tanques-rede; a criação de moluscos bivalves em caixas berçário e lanternas; e o assentamento remoto de moluscos bivalves.

O CEMar conta com um sistema de bombeamento, filtragem e esterilização de água marinha para uso no laboratório e ocasionais vendas a maricultores. A água só é captada quando a maré está alta, para evitar a sucção de lodo do fundo do mar. A ponta da mangueira que fica na água é presa a uma boia e fica com a boca virada para baixo. A água é sugada por uma bomba de três cavalos de potência, passa por dois filtros de areia consecutivos e depois é armazenada em duas caixas d'água de 10.000l cada.

A água nas caixas de 10.000 l é decantada e bombeada por uma bomba de 1,5cv de potência para uma bateria de 4 pares de filtros de fibra de vidro (de 75, 50, 25 e 5 micras, respectivamente) e, depois, para uma caixa d'água de 7.000 l localizada acima do laboratório. Essa bomba é acionada por uma boia eletrônica situada na caixa d'água de 7.000l. São utilizadas diferentes malhas de filtragem para evitar o entupimento dos filtros e permitir a filtragem de contaminantes cada vez menores.

A água dessa caixa desce por gravidade, passa por mais dois filtros (5 e 0,2 micras), e é esterilizada com o uso de luz ultravioleta (filtro UV) para chegar ao laboratório. Essa água é utilizada para a produção de microalgas e para os diversos trabalhos realizados com moluscos bivalves no laboratório.

As microalgas produzidas no laboratório do CEMar são utilizadas para a alimentação dos moluscos que estejam no laboratório, possibilita o controle nutricional dos trabalhos realizados no laboratório. As espécies de microalgas atualmente produzidas no CEMar são: *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros muelleri*, *Nannochloropsis oculata*, e *Pavlova lutheri*.

O CEMar conta com sete balsas de polietileno de alta densidade (PEAD), localizadas na enseada da Armação do Itapocorói, onde atualmente são mantidos: um tanque-rede para a criação de sardinhas (*Sardinella brasiliensis*); lanternas para o cultivo de moluscos bivalves; e coletores de sementes de mexilhão (*Perna perna*).

Além das balsas, o CEMar possui um barco de casco de alumínio que é utilizado para atividades simples e para embarcar no barco maior. O barco maior é utilizado para atividades que exigem espaço – como a troca de lanternas – para trabalhos que exigem maior tração – como mover uma balsa, ou transportar animais dentro de tanques de água salgada – e para atividades com grande número de pessoas.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Sardinha-verdadeira (*Sardinella brasiliensis*)

A sardinha-verdadeira (*Sardinella brasiliensis*) é uma espécie de peixes de pequeno porte, atingindo até 27cm de comprimento, que forma cardumes e habita águas costeiras (MATSUURA, 1997) e ocorre no Brasil desde o norte do Rio de Janeiro até o sul de Santa Catarina (WHITEHEAD, 1988). As sardinhas vivem aproximadamente três anos (CERGOLE & VALENTINI, 1994), atingindo a maturidade sexual com aproximadamente um ano e meio de vida (ROSSI-WONGTCHOWSKI, 1996).

A dieta natural da *S. brasiliensis* consiste de fitoplâncton e zooplâncton e a espécie é usada, no Brasil, para duas finalidades comerciais: a alimentação humana, na forma de enlatados; e a pesca do atum, como isca viva.

A pesca da sardinha-verdadeira foi iniciada nos anos 50 e, na década dos anos 2000, sofreu um colapso devido à pesca excessiva (CERGOLE et al., 2002; IBAMA, 2011). Após a criação de períodos de defeso, durante os quais a pesca da sardinha é proibida para que haja a reprodução da espécie, a população de sardinha-verdadeira se recuperou e a pesca responder positivamente. Em 2010, a *Sardinella brasiliensis* foi a espécie de peixe com maior volume de captura (BRASIL, 2012).

Segundo a Instrução Normativa IBAMA nº16, de 22 de maio de 2009, o tamanho mínimo das sardinhas capturadas como isca viva para a pesca de atum é de 50 mm e, segundo Occhialini (2013) o tamanho médio das sardinhas capturadas para esse propósito é de 64,1 mm e 1,8 g.

As variações das condições meteorológicas e oceanográficas influenciam diretamente a desova, a larvicultura e o recrutamento da sardinha-verdadeira (MATSUURA, 1996). Isso leva a flutuações na biomassa de sardinha-verdadeira disponível para a utilização como isca viva na pesca atuneira.

Para diminuir a dependência da sardinha-verdadeira capturada como isca viva na pesca atuneira é necessária a produção da espécie em cativeiro e/ou a utilização de outras espécies como isca viva. A ocorrência natural da *S. brasiliensis* no sudeste e no sul do Brasil, o seu hábito alimentar onívoro, e a disponibilidade de alimento natural nas enseadas de Santa Catarina são fatores que tornam possível a produção da espécie em tanques-rede no estado.

2.2 Mexilhões (*Perna perna*)

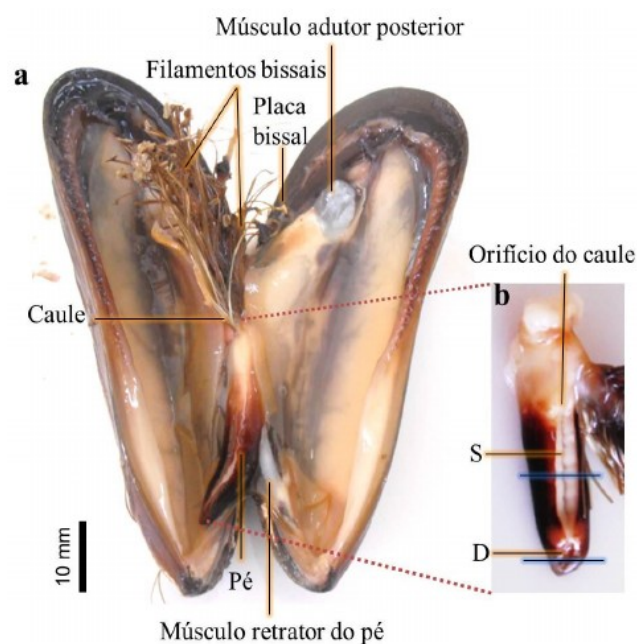
Os mexilhões da espécie *Perna perna* pertencem ao filo *Mollusca*, à classe *Bivalvia* e à família *Mytilidae*. Por esse motivo, a produção de mexilhões é denominada mitilicultura. Os mexilhões ocorrem naturalmente fixados aos costões rochosos de todo litoral brasileiro, na região de variação das marés.

A produção de filamentos para a sua fixação (bisso), a habilidade de se fechar conservando água no interior das valvas e o seu formato triangular permitem aos membros da família *Mytilidae* dominar os costões rochosos em todos os continentes, principalmente em locais expostos e em regiões tropicais e temperadas (FERREIRA; MAGALHÃES, 2010).

O cultivo comercial de mexilhões no Brasil começou em 1989, no estado de Santa Catarina, através dos esforços do Laboratório de Mexilhões da Universidade Federal de Santa Catarina, da Secretetaria de Agricultura do Estado de Santa Catarina e de pescadores artesanais (FERREIRA; MAGALHÃES, 2010).

A espécie de mexilhão *Perna perna* é a mais cultivada no Brasil é que atinge maior tamanho e que possui estoques naturais mais densos e extensos. O mexilhão *Perna perna* possui formato alongado, levemente triangular, com valvas lisas e de cor marrom-avermelhada. O *Perna perna* utiliza o órgão muscular cilíndrico denominado pé para a formação e fixação do bisso (figura 2).

Figura 2 - Visão interna de um mexilhão (*Perna perna*). Detalhes do pé: (S) sulco ventral; (D) depressão distal.



Fonte: PANINI, 2013.

Para isso, o pé consta com um sulco ventral (figura 2) por onde escorrem as proteínas que formam o fio do bisso e com uma depressão distal onde é formada a placa bissal (figura 2)(PANINI, 2013). A placa bissal contém as proteínas adesivas que prendem o molusco ao substrato. O fio bissal é formado por diversos tipos de colágenos pré formados e e outras proteínas que os envolvem (PANINI, 2013). O pé é exposto pela lateral das valvas, tateia o substrato em que o mexilhão se encontra, fixa as placas bissais no substrato e se retrai esticando o fio.

O *Perna perna*, assim como os demais bivalves, se alimenta através da filtração da água salgada pelas brânquias, selecionando com o manto as microalgas presentes na água por tamanho. As brânquias se movimentam coordenadamente, capturando e conduzindo partículas e células em suspensão pelo manto até a boca. As partículas de tamanho elevado são descartadas na forma de pseudo-fezes (conjunto de partículas que são reunidas pelo manto do animal e descartadas sem serem ingeridas), enquanto as partículas menores são ingeridas. Essa forma de alimentação é comum a todos os moluscos bivalves marinhos.

O mexilhão *Perna perna* é uma espécie dioica, com raros casos de hermafroditismo (GARCIA et al, 1991) e a distinção entre machos e fêmeas só é possível com a abertura dos animais sexualmente maduros. A coloração laranja-avermelhada das gônadas femininas distinguem as fêmeas dos machos, cujas gônadas possuem coloração branco-leitosa.

A fecundação é externa, com a liberação de alta quantidades de espermatozoides e ovócitos I na água. A forma mais eficaz de se estimular a eliminação de gametas (ou desova) é através de estresses ambientais como dessecação, aumento de temperatura e diminuição de salinidade da água devido a enxurradas e tempestades (ARAÚJO et al, 1993). A presença de gametas da espécie na água também serve de estímulo para a desova (FERREIRA et al, 2010).

Após meia hora da fecundação do ovócito, a primeira clivagem ocorre e, após 6 horas, é formada a larva trocófora (FERREIRA et al, 2010). Após 24 horas está formada a larva véliger, também conhecida como larva D devido ao seu formato característico (ARAÚJO et al, 1993). A larva D é a larva característica dos bivalves e já apresenta uma concha rudimentar. A partir da larva D, são formadas novas estruturas como o pé, que permite às larvas maior capacidade de locomoção e de busca ativa por substrato.

A fase larval dos moluscos bivalves é considerada planctônica e é nessa fase que ocorre a dispersão dos animais pelas correntes marinhas e ventos. Com aproximadamente 40 dias de vida, a fase planctônica das larvas acaba com a procura ativa dos mexilhões por substratos para fixação (fase plantigrada) (FERREIRA et al, 2010). A fixação dos mexilhões *Perna perna* pode ser dividida em duas fases: fixação primária e fixação secundária.

A fixação primária ocorre em substratos filamentosos e macios cobertos com uma camada de micro-organismos (biofilme). O substrato filamentoso pode ser orgânico (cordas vegetais, algas, briozoários e hidrozoários) ou inorgânico (cordas de plástico, garrafas PET desfiadas) sendo o biofilme o componente essencial para a atração química dos mexilhões e para a fixação inicial com muco.

Segundo Gonçalves (2005), a época ideal para a instalação de coletores artificiais de sementes de mexilhão (mexilhões jovens com até 2cm de comprimento) é de Julho a Outubro no Brasil. Essa época combina o tempo necessário para a formação do biofilme no coletor e a época em que começa a haver liberação de gametas na água. Ou seja, um coletor instalado em Julho terá tempo suficiente para que haja o crescimento do biofilme antes que ocorra a liberação dos gametas de mexilhão na água.

A fixação secundária ocorre em substratos duros e é mais duradoura, embora os mexilhões sejam capazes de se desprenderem do substrato para buscar um local mais favorável. Essa fixação é feita com o bisso, que é composto por proteínas adesivas e fibrosas instaladas no substrato pelo pé.

A produção de mexilhão no estado de Santa Catarina utiliza o sistema de cultivo suspenso flutuante em *long-line* ou espinhel, que consiste na utilização de longo cabos esticados, fixados ao fundo do mar por estacas ou poitas, que são mantidos na linha da água com o uso de boias. As cordas de cultivo são então penduradas nos *long-lines*. Esse sistema é muito utilizado ao redor do mundo, sendo ideal para áreas abrigadas (baías e enseadas) com profundidade de 4 (quatro) a 40 metros.

As cordas de cultivo de mexilhão consistem, na verdade, de duas redes cilíndricas com uma corda central. A rede interna é uma rede fechada, de algodão (similar a uma meia), aonde são colocadas as sementes de mexilhão. A rede externa pode ser feita de material reutilizado da pesca (redes velhas) e serve para a fixação definitiva dos mexilhões.

As sementes de mexilhão se fixam na corda central, no interior da rede interna, que as protege de predadores e que se rasga conforme elas crescem. Após o rompimento da rede interna, os mexilhões (agora com tamanho maior) podem se fixar à rede externa, em busca de mais espaço. O crescimento dos mexilhões faz necessária a diminuição da densidade animal nas cordas, permitindo o crescimento homogêneo dos indivíduos. Para isso é feito o desdobre.

O desdobre consiste na relocação de parte dos mexilhões em uma corda a fim de diminuir a densidade animal e, portanto, a competição por espaço e alimento entre os mexilhões. Além disso, o desdobre permite a remoção de organismos incrustantes e da fauna associada, e permite maior homogeneidade da produção pois os mexilhões são separados por

tamanho. O desdobre é feito após seis meses de cultivo ou quando os mexilhões atingem cerca de cinco centímetros de comprimento (FERREIRA et al, 2010).

No estado de Santa Catarina, as cordas de mexilhão são confeccionadas com 1,5 a 2,0 kg de sementes de mexilhão (indivíduos de até 2cm de comprimento) por metro de corda, o que gera uma densidade animal inicial de 700 a 800 sementes por metro de corda (FERREIRA et al, 2010). Essa densidade permite a produtividade de 13 a 17kg de mexilhões por metro linear de corda com 7 a 9 meses de cultivo (FERREIRA et al, 2010).

Essa produtividade varia de acordo com a qualidade da água, com a existência de boa qualidade e quantidade de fitoplâncton e com a densidade de produção (tanto de mexilhões por corda quanto de cordas por área). Em situações em que esses fatores não são favoráveis é esperado um aumento na mortalidade e queda na produtividade (FERREIRA et al, 2010).

Os manejos de enchimento das cordas, desdobramento e colheita, podem ser realizados em balsas de madeira próximas à área de cultivo ou em barcos de convés largo, como as taineiras. Após a colheita, os mexilhões são raspados e lavados com lavadora de alta pressão para remover incrustações como cracas e algas.

2.3 Vieiras (*Nodipecten nodosus*)

O cultivo de vieiras (*Nodipecten nodosus*) no Brasil ainda é relativamente pequeno, quando comparado ao cultivo de ostras e mexilhões. Na Enseada da Armação do Itapocorói, por exemplo, apenas dois das dezenas de maricultores produzem a espécie.

O maior motivo de resistência dos maricultores para adotar a produção da vieira é a fragilidade do animal e a maior necessidade de manejo. Essa fragilidade e a maior necessidade de manejo podem ser explicadas pelo formato das valvas da vieira.

A vieira possui duas valvas simétricas, de cor vermelho-alaranjada, de aspecto rugoso e ondulado. O formato ondulado das valvas dificulta o fechamento hermético das mesmas, o que impede que a vieira mantenha água dentro de sua concha quando retirada da água, sendo mais propensa a morte por ressecamento.

Já o aspecto rugoso das valvas é um facilitador para a instalação e incrustação de artrópodes que parasitam a vieira, como as cracas e outros artrópodes que perfuram a concha da vieira. Isso faz com que a vieira necessite ser limpa de tempos em tempos, para evitar a morte da lanterna.

Essa propensão a ser atacada por animais incrustantes é um dos motivos da vieira ter melhor desempenho nas épocas frias do ano, quando a pressão de incrustantes é muito menor se comparada às épocas quentes (NEPTUNE et al, 2000). Além da maior ação de organismos

incrustantes, o verão também pode levar a altas mortalidades de vieiras, uma vez que essa espécie *Nodipecten nodosus* não suporta temperaturas acima de 31°C (ROMA et al, 2009).

Essas dificuldades de produção fazem com que a produção de vieiras seja pouco realizada no Brasil. Os produtores que mantêm lanternas de vieiras o fazem devido ao seu alto valor comercial e geralmente produzem outras espécies de moluscos bivalves (como mexilhões e ostras) como fonte principal de renda.

O modo de produção da vieira (*Nodipecten nodosus*) é semelhante ao das ostras, utilizando-se, no Brasil, principalmente da técnica de produção em lanternas suspensas em *long-lines*.

As vieiras são animais hermafroditas funcionais, ou seja, produzem ao mesmo tempo gametas masculinos e femininos. (SÜHNEL, 2008). Os gametas são, assim como nos mexilhões, facilmente identificados a olho nu pela sua cor. Os gametas femininos apresentam cor vermelho-alaranjada e os gametas masculinos apresentam cor branco-leitosa.

As desovas naturais de vieiras da espécie *Nodipecten nodosus* ocorrem, no estado de Santa Catarina, no verão (de Dezembro a Janeiro) e no final do inverno e começo do outono (de Julho a Setembro) (SÜHNEL, 2008). A obtenção de sementes de *Nodipecten nodosus* na natureza é muito difícil e, por isso, o Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC produz e comercializa sementes da espécie.

2.4 Ostras (*Crassostrea spp.*)

A produção de ostras no estado de Santa Catarina utiliza principalmente a espécie exótica *Crassostrea gigas*, também conhecida como ostra japonesa ou ostra do Pacífico, e algumas espécies de ostras nativas como a *Crassostrea rhizophorae* e a *Crassostrea gasar*. Assim como as vieiras e os mexilhões, o Laboratório de Moluscos Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM-UFSC) exerce a função de produção e comercialização de sementes.

O tipo de produção é mais comum é o flutuante, em lanternas. Nesse modelo, as lanternas com ostras são penduradas nos *long-lines* e não é incomum, na Enseada da Armação do Itapocorói, a presença de lanternas de ostras ao meio de cordas de mexilhão.

A produção de ostras pelos produtores da enseada começa a partir da obtenção de sementes que, na maioria dos casos vêm do LMM-UFSC. As sementes compradas são acondicionadas nas caixas berçário, que são caixas de madeira com faces de tela para permitir a entrada de água para as sementes.

É ideal que as caixas sejam mantidas na linha da água, pois a agitação constante da superfície aumenta a oxigenação e o fluxo de água na caixa. O fluxo de água é importante para o crescimento dos bivalves pois está relacionado à oxigenação da água e à disponibilidade de alimento para os moluscos (BASTOS, 2003).

O número ideal de sementes por caixa varia de acordo com o tamanho da caixa, sendo necessário manter uma densidade animal que não permita que as sementes se amontoem e se esmaguem com o movimento da caixa no mar. A densidade de sementes utilizada é a medida volumétrica (mL de sementes) devido à sua facilidade de emprego. A densidade recomendada para caixas de 0,13m² de área é de 50 mL a 100 mL de sementes de ostras (BASTOS, 2003).

Após alcançarem em torno de 3cm, as ostras passam para as lanternas iniciais, onde permanecem até atingirem tamanho suficiente para serem colocadas nas lanternas intermediárias. Essa troca periódica de lanternas é importante para ajustar a densidade animal nas lanternas (que deve ser menor à medida que as ostras crescem) e para manter as lanternas limpas, permitindo o máximo de circulação de água.

Para se contar grandes quantidades de ostras é realizada três vezes a contagem de ostras em um volume conhecido. A média dessas contagens é então utilizada como a quantidade de indivíduos naquele volume, que pode ser usado para o povoamento das lanternas e para a avaliação rápida do tamanho do plantel.

O tamanho comercial das ostras pode variar de acordo com o produtor e com o consumidor. Existem produtores que vendem as ostras no tamanho comumente chamado de “baby” que são compradas tanto por restaurantes quanto por produtores de outras regiões que se especializam na “engorda” das ostras já adultas. Outros produtores criam as ostras desde sementes até o tamanho considerado “grande”.

O tamanho de compra e venda das ostras varia de acordo com os acordos que cada produtor possui com seus compradores. Aqueles que vendem seus produtos em bancas próprias ou peixarias, tendem a comercializar ostras maiores para chamar mais atenção do consumidor.

A duração do ciclo produtivo pode variar, dependendo das condições da água e da disponibilidade de alimento natural para as ostras. No verão, as ostras (*C. gigas*) produzidas na enseada da Armação do Itapocorói atingem o tamanho de 8,2 cm em 9 meses de cultivo, com sobrevivência esperada de 40% (MANZONI et al, 2006). No inverno, o tempo de cultivo cai para 6 meses e a sobrevivência esperada sobe para 50% (MANZONI et al, 2006).

A época recomendada para a indução em laboratório de desova de ostras (*C. gigas*) produzidas na enseada da Armação do Itapocorói é a primavera (MANZONI et al, 2006).

As ostras nativas, de forma geral, não atingem os tamanhos máximos da ostra japonesa (*C. gigas*), mas ainda assim são produzidas devido à sua maior tolerância a temperaturas altas da água e melhor desempenho no verão. A espécie nativa *C. gasar* está sendo estudada pelo CEMar para avaliar o seu crescimento na Enseada da Armação do Itapocorói.

Essa espécie de ostra possui três tipos prevaletentes de coloração: amarela, rajada e preta. Sendo que a coloração preta é pouco aceita pelos consumidores, pois têm a impressão de que a ostra está suja.

2.5 Microalgas

As microalgas compõe a alimentação dos moluscos bivalves e, por isso, a sua produção em laboratório é essencial para o sucesso da produção destes. Para que a produção dessas microalgas seja viável e constante são necessários cuidados com a nutrição e com a assepsia dos cultivos.

As produção de microalgas no CEMar é feita através do uso de culturas não contínuas, que exigem o uso da técnica de repicagem. “Nesse processo, uma subamostra (inóculo) de aproximadamente 10% do volume do cultivo é adicionada em 1/3 do volume total em um novo recipiente” (WOJCIECHOWSKI et al, 2019). Essa transferência para um volume maior de meio de cultivo estéril permite maior disponibilidade de luz e nutrientes para as algas, mantendo as condições favoráveis para o crescimento algal (WOJCIECHOWSKI et al, 2019).

Além disso, a repicagem permite a manutenção de uma mesma cepa de algas por um longo período de tempo, sem a necessidade de reposição com cepas isoladas em laboratório.

A repicagem deve ser feita na fase exponencial de crescimento da cultura, que varia de acordo com a espécie e as condições de cultivo, a fim de se maximizar a capacidade de crescimento das culturas. A curva de crescimento de cada espécie é necessária para a determinação do momento ideal para a repicagem que, em geral, gira em torno de 15 dias (WOJCIECHOWSKI et al, 2019).

A curva de crescimento de uma população algal pode ser determinada através da contagem diária da quantidade de células por ml de cultivo. Essa contagem é realizada com o uso de microscopia ótica e câmaras de Neubauer. As contagens são plotadas em um gráfico e, uma vez estabilizado o número de células por ml, é realizada a repicagem.

A repicagem exige a disponibilidade de meio de cultivo estéril contendo os nutrientes necessários para o crescimento algal. A transferência do inóculo para o novo meio de cultivo deve ser realizada de forma a evitar contaminações e, portanto, é feita em capela de fluxo laminar.

As culturas de microalgas são mantidas em uma sala com temperatura controlada, mantida constantemente a 21°C e com luz constante. Além disso, cada cultura recebe aeração constante que visa: manter a concentração de CO₂ na água adequada para a produção; e manter a agitação constante da cultura, para evitar a precipitação de microalgas e nutrientes.

3 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

3.1 Cultivo de sardinha verdadeira (*Sardinella brasiliensis*)

No primeiro dia de estágio (20/02/2019), foi recebido um lote de 3334 sardinhas (*Sardinella brasiliensis*) oriundas do laboratório de maricultura da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC). Foi separada uma amostra de 10 animais para a realização da biometria inicial e os demais animais foram alojados em um tanque-rede de 3,5 m³ localizado na enseada do Itapocorói. Nesse dia, as sardinhas não receberam ração, para evitar desperdício. Isso porque o estresse do transporte e da mudança de ambiente levam a uma queda de consumo de alimento e, nessa situação, a alimentação natural (fitoplâncton) é suficiente para manter os animais.

O crescimento das sardinhas foi acompanhado com a realização de biometrias (pesagem e medição) de amostras de 30 indivíduos retiradas durante o processo de troca de redes. O arraçoamento é realizado com o uso de alimentador automático e ajustado a cada biometria para que a oferta de ração fique sempre em torno de 3% a 5% da biomassa presente no tanque-rede durante todo o período produtivo. A ração utilizada foi a ração extrusada BIONIC para juvenis de tilápias, com 40% de proteína bruta, 8% de extrato etéreo e kibbles de 1,5mm de diâmetro.

Durante os primeiros dias de arraçoamento, o diâmetro dos kibbles da ração (1,5mm) era muito grande para as sardinhas, sendo necessária a moagem da ração antes do abastecimento do alimentador automático. O alimentador é abastecido semanalmente e programado para fornecer a ração aos animais três vezes ao dia.

A rede do tanque precisa ser trocada mensalmente, para evitar o fechamento da malha devido ao crescimento da fauna associada (briozoários, esponjas, ascídias, etc). A malha das redes utilizadas é aumentada mensalmente, acompanhando o crescimento dos animais, para diminuir o efeito de fechamento pela fauna associada e otimizar a passagem da água pela rede.

Uma vez retirada da água, a rede é amarrada na estrutura flutuante (balsa) onde se encontra o tanque-rede para que seque ao sol e, uma semana depois, é trazida à terra para ser limpa com lavadora de alta pressão. Essa espera de uma semana para secar serve para evitar cheiros desagradáveis na sede do CEMar.

3.2 Produção de microalgas

A produção de microalgas no CEMar é caracterizada pela manutenção de cepas comerciais através do processo de repicagem. A repicagem consiste na diluição de uma solução contendo uma alta concentração de algas em um volume maior de solução nutritiva para que a curva de crescimento seja reiniciada.

Para tal, é necessária a produção de soluções nutritivas contendo os minerais necessários para o crescimento das microalgas, um ambiente climatizado com fonte de luz para manter as condições de crescimento ideais, e diversas contagens do número de células por ml de cada recipiente.

As contagens das algas eram realizadas estrategicamente, de acordo com as curvas de crescimento previstas para cada população, ou a cada três dias (quando havia a necessidade de fornecimento para os animais no laboratório). Uma vez atingido o pico de crescimento da população de um frasco, é realizada a repicagem para um frasco de maior volume, diminuindo a concentração de células por ml e reiniciando a curva de crescimento daquela população.

Repicagens para frascos de volume menor que os originais também são realizadas, com a finalidade de se manter sempre uma amostra da cepa viva em caso de contaminações ou falhas nos equipamentos.

A contagem é feita com o uso de um microscópio ótico e câmara de Neubauer. São contadas as células em cinco campos (quatro extremidades e centro) de cada câmara, e o valor total das contagens é multiplicado por cinco para se calcular a concentração de células por ml de meio de cultivo.

3.3 Reprodução de moluscos bivalves em laboratório

O CEMar realiza trabalhos de reprodução em laboratório de mexilhões, vieiras e ostras. A técnica utilizada se baseia no comportamento r-estrategista dos moluscos bivalves, que resulta na liberação de gametas como resposta a estresses ambientais.

Os moluscos adultos são alojados em uma calha plástica com água salgada que é mantida a 28°C com o uso de dois termostatos e uma bomba de aquário para manter a temperatura homogênea com a circulação da água. Batidas na calha de desova também são eficazes em estimular a desova dos bivalves.

Durante o período de estágio, foram realizadas três desovas de mexilhões, sendo que uma delas não apresentou fêmeas, e as outras duas resultaram na produção de larvas.

3.3.1 Desova de mexilhões em laboratório

No caso dos mexilhões, que conseguem fechar totalmente as suas conchas, são realizadas duas limpezas (raspagem e escovada) com água doce, com um intervalo fora da água durante elas. Intervalos fora da água também podem ser utilizados na etapa de água salgada aquecida para acelerar a desova.

A desova de machos e de fêmeas são facilmente distinguíveis, devido à diferença de coloração dos gametas masculinos e femininos. Os gametas femininos de mexilhões são de cor laranja, enquanto os masculinos são de cor branca.

Cada indivíduo que desova é transferido para uma bacia (com água salgada sem aquecimento) com indivíduos do mesmo sexo, para que não haja fecundação descontrolada dos gametas. Os gametas presentes na água servem de estímulo para a desova dos demais indivíduos, acelerando o processo de desova dos indivíduos na calha e intensificando a desova dos que estão nas bacias separadas por sexo.

Após a desova de todos os indivíduos maduros, as concentrações de gametas femininos e masculinos são calculadas para a determinação do volume a ser utilizado de cada grupo. É importante que a relação de gametas femininos e masculinos não seja muito desproporcional, pois o excesso de espermatozoides pode levar a poliespermia e, conseqüentemente, menor número de larvas geradas.

3.3.2 Desova de ostras em laboratório

A indução da desova de ostras em laboratório por estresse é menos eficaz que a de mexilhões. Para contornar essa dificuldade, podem ser tomadas duas medidas: manter as ostras em uma lanterna em um tanque com água salgada para que elas desovem nele durante a noite (elimina a necessidade de vigilância direta); ou realizar a raspagem das gônadas.

A raspagem das gônadas de ostras é um procedimento que mata o indivíduo adulto, mas que permite melhor seleção dos indivíduos a serem reproduzidos. Isso porque a raspagem permite a microscopia das gônadas das ostras para avaliar o sexo dos indivíduos e o estado de maturação dos gametas.

Os gametas de ostras, diferentemente dos gametas de mexilhões e vieiras, não são distinguíveis a olho nu. Os gametas masculinos e femininos ambos possuem a mesma coloração branca. Apenas através de microscopia é possível diferenciar os tipos de gameta. A microscopia das gônadas permite também avaliar se o que está preenchendo as gônadas da ostra, dando o aspecto carnosos, são acúmulos de glicose ou gametas.

Isso faz com que, quando não há a necessidade de manutenção dos animais adultos, a raspagem das gônadas seja mais viável em questão de tempo e eficácia.

Durante o período de estágio foram realizadas quatro tentativas de desovas de ostras: duas com a espécie *C. Gigas* (uma raspagem e uma indução por estresse), uma com a espécie *C. gasar* (raspagem) e uma com a espécie *C. rhizophorae* (raspagem). Nenhuma das tentativas obteve sucesso, o que pode ser explicado pela época do ano em que foram realizadas, que não condiz com a época em que ocorre desova na natureza.

3.3.3 Desova de vieiras em laboratório

A indução de desova de vieiras segue os mesmos princípios das induções de desova de ostras e mexilhões, mas exige maiores cuidados. O formato ondulado das valvas das vieiras impede que essas se fechem totalmente, deixando o animal mais suscetível à morte por ressecamento e choque osmótico.

Por isso, durante o preparo dos indivíduos adultos, eles não são lavados em água doce e não são mantidos fora da água salgada. Isso faz com que a única forma de estresse possível de ser utilizada na indução da desova seja o estresse térmico.

Devido ao hermafroditismo funcional das vieiras, é necessário o acompanhamento direto do processo de indução de desova, para impedir a mistura descontrolada dos gametas. É comum as vieiras liberarem primeiro todos os gametas masculinos para só então liberarem os gametas femininos. Sendo assim, os animais são movidos duas vezes no processo de desova: quando começam a desovar os gametas masculinos, e quando começam a desovar os gametas femininos.

Durante o período de estágio, foram feitas três tentativas de indução de desova de vieiras, mas nenhum delas teve sucesso, o que pode ser explicado pela época do ano em que foram realizadas, que não condiz com a época em que ocorre desova na natureza.

3.4 Larvicultura e assentamento de moluscos bivalves

3.4.1 Larvicultura de mexilhões

Durante o período do estágio foram realizadas duas larviculturas de mexilhões e um experimento de assentamento de vieiras.

A primeira larvicultura de mexilhões foi realizada em dois tanques cilíndricos de polietileno de alta densidade (PEAD) de 2000 litros de capacidade, com aeração constante. As larvas eram mantidas em uma densidade de 1 larva por ml, e eram trocadas de tanque diariamente para manter a qualidade da água. Após as trocas de tanque, as larvas eram

alimentadas com microalgas produzidas no CEMar e o tanque do qual elas saíram era lavado com água doce e cloro para evitar contaminações.

As trocas de tanque eram feitas com a drenagem da água do tanque de origem, com o uso de uma peneira de malha adequada para captar as larvas de mexilhão e deixar os restos de algas e possíveis contaminantes passarem. Após drenada a água, uma amostra das larvas era avaliada por microscopia ótica para conferir o estado de crescimento e saúde da larvicultura. Após a microscopia, as larvas eram depositadas no tanque novo, com água salgada filtrada e esterilizada com luz ultravioleta e, depois, eram alimentadas com microalgas.

No décimo dia, entretanto, houve a morte de todas as larvas no tanque. O motivo da morte das larvas não foi identificado, mas suspeita-se que tenha sido causada por resíduos de materiais desinfetantes utilizados nos tanques previamente à larvicultura e que se desprenderam do plástico dos tanques.

A segunda larvicultura de mexilhões foi realizada em tanques de fibra de vidro elevados e com fundo cônico, de 1500 litros de capacidade, com aeração constante. O manejo alimentar e de troca de tanques foi idêntico ao da primeira larvicultura. Dessa vez, aparentemente, uma falha no sistema de aeração devido a uma queda de energia durante o noite levou à mortalidade total das larvas de mexilhão.

Uma forma de evitar a troca diária da água durante a larvicultura seria a instalação de um sistema de recirculação de água. Além de diminuir a quantidade de água salgada utilizada, o sistema de recirculação permitiria maior controle dos fatores químicos e biológicos da água e diminuiria o estresse causado às larvas a cada troca de tanque.

3.4.2 Assentamento de vieiras

Durante o período do estágio, foi iniciado um experimento de assentamento remoto de sementes de vieiras, com o objetivo de avaliar a viabilidade de um novo método de assentamento remoto, utilizando estruturas metálicas para a colocação dos coletores de sementes.

Foram utilizadas larvas de vieira oriundas do laboratório de moluscos marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM-UFSC). As larvas foram divididas em três baldes contendo dois coletores de sementes em cada e três estruturas metálicas contendo quatro coletores de sementes em cada. Foi utilizada uma densidade de 1000 larvas para cada coletor, resultando em 2000 larvas de vieira por balde e 4000 larvas de vieira por estrutura metálica.

As estruturas metálicas eram cobertas por telas para evitar a perda das larvas e sementes. As telas eram escovadas semanalmente e trocadas a cada 10 dias por telas de malhas maiores para manter a entrada de água e alimentos nos coletores. As estruturas metálicas foram alojadas na mesma balsa em que está alojado o tanque-rede das sardinhas, a 1m de profundidade cada.

As sementes que foram assentadas remotamente (no mar) obtiveram apenas a alimentação natural a partir do fitoplâncton presente na água, enquanto as sementes que foram assentadas no laboratório eram alimentadas diariamente com as microalgas produzidas no CEMar.

Esse experimento foi realizado como uma tentativa de facilitar e otimizar a atual técnica de assentamento remoto de sementes de vieira, que consiste na alocação de coletores em caixas de madeira com telas para evitar a perda de sementes e pesos para mantê-las sob a água. Os principais problemas dessa técnica são a flutuabilidade da madeira das caixas e a circulação de água pelas telas.

A flutuabilidade da madeira torna necessário o uso de pesos para manter as caixas constantemente submersas, uma vez que as sementes de vieiras são muito sensíveis à exposição ao ar. Esses pesos dificultam a retirada das caixas da água e o manejo rotineiro das mesmas. Além disso, incrustações nos pesos geram pontas afiadas que podem rasgar as telas caso entrem em contato um com o outro.

As telas das caixas são mais trabalhosas de serem trocadas, pois precisam ser pregadas e despregadas a cada troca. Além disso, as telas ficam apenas nas partes superior e inferior da caixa, dificultando a circulação de água e exigindo limpeza (escovada) constante.

O material metálico das estruturas utilizadas no experimento permitem que os coletores fiquem abaixo da água sem o uso de pesos adicionais, ainda que a estrutura em si seja leve, o que facilita grandemente o manejo.

A forma com que as telas são colocadas ao redor das estruturas metálicas, com o uso de apenas duas braçadeiras metálicas e dois pedaços de cabo, facilita grandemente a troca das redes e otimiza a circulação de água. Isso porque a superfície telada agora é muito maior e permite a entrada e saída de água por qualquer lado da estrutura.

Ao final do estágio o experimento ainda não foi concluído, mas a diferença de tamanho entre as sementes assentadas remotamente e em laboratório, após 40 dias, era visualmente notável. Enquanto as sementes assentadas em laboratório apresentavam diâmetro médio semelhante ao das pré-sementes comercializadas pelo LMM-UFSC, as sementes assentadas remotamente apresentavam diâmetros maiores e formato bem definido.

3.5 Manejo nas estruturas de cultivo no mar

As estruturas de cultivo no mar, onde são mantidas as lanternas de moluscos bivalves, os coletores de sementes e o tanque-rede das sardinhas, são visitadas ao menos três vezes por semana para a realização de diversos manejos como: abastecimento do alimentador automático das sardinhas, troca de redes, limpeza, manejo e colocação de lanternas e caixas berçário.

O abastecimento do alimentador automático das sardinhas é realizado todas as sextas-feiras, com quantidade de ração suficiente para uma semana. A troca de rede das sardinhas é realizada mensalmente, passando manualmente (com o uso de peneiras e puçás) as sardinhas para a rede nova (e de malha maior) antes de retirar a rede antiga da água e mover a rede nova para a sua posição definitiva e fechá-la por cima com uma rede para evitar a predação por pássaros.

Como mencionado antigamente, a rede antiga é presa à balsa, fora da água, para que seque ao sol e não cause mau odor no laboratório.

As caixas berçário de sementes de ostras que eventualmente são fixadas à balsa são escovadas sempre que há algum manejo a ser realizado, para retirar o biofilme que se forma nas telas das caixas e que atrapalha a circulação de água, alimentos e oxigênio pelas caixas.

Os manejos das lanternas de ostras e vieiras são realizados conforme há necessidade. Os manejos consistem na troca de lanternas a fim de diminuir a densidade populacional em cada andar de cada lanterna conforme os bivalves crescem, além de permitir a limpeza das lanternas. Também é feita a mudança das ostras que estavam em caixas berçário para lanternas. A limpeza das lanternas é necessária pois, assim como as redes, elas permitem o crescimento da fauna associada que pode chegar a fechar completamente a malha das lanternas. Assim como as redes, as lanternas sujas ficam secando ao sol no mar por uma semana antes de serem levadas à terra.

Além do manejo das lanternas já presentes nas balsas, há também a colocação de lanternas com novos indivíduos para a realização de projetos de pesquisa, como foi o caso das cinco lanternas contendo ostras da espécie nativa *C. gasar* que serão utilizadas em trabalhos de avaliação de crescimento e coloração.

Além dos manejos citados acima, é necessária a limpeza periódica dos organismos que se fixam nas balsas. Essa limpeza é feita com o uso de cavadeiras ou de correntes e é necessária para evitar ferimentos em caso de queda de alguém que esteja nas balsas, bem como para evitar a perda dos materiais fixados às balsas pelo rompimento de cabos.

3.6 Acompanhamento do crescimento de ostras nativas da espécie *C. gasar*.

Durante o período de estágio foi iniciado um experimento para avaliar o crescimento de ostras nativas da espécie *C. gasar* e um experimento para avaliar a correlação entre a coloração das ostras dessa espécie e o seu crescimento. As ostras utilizadas foram retiradas de caixas berçário que estavam em uma das balsas do CEMar.

O primeiro experimento é mais simples e cumpre o propósito de aumentar a quantidade de informações básicas sobre as respostas das espécies nativas de ostras a diferentes condições ambientais como: latitude, época do ano, salinidade e temperatura da água). O segundo experimento é mais complexo e visa conferir se a aversão do mercado consumidor a ostras *C. gasar* de coloração mais escura é economicamente prejudicial aos maricultores que cultivam essa espécie.

O primeiro experimento consiste na avaliação quinzenal das medidas (peso, altura, largura e comprimento) de amostras de 30 indivíduos retiradas de lanternas fixadas nas balsas do CEMar. Os dados obtidos nesse experimento serão utilizados no trabalho de conclusão de curso de uma estudante de biologia da Universidade do Vale do Itajaí (UNIVALI).

O segundo consiste na avaliação de peso, largura, altura e comprimento de ostras separadas pelas cores: amarela, preta e rajada. Cada cor possui 15 amostras de 30 indivíduos cada, totalizando 45 amostras e 1350 indivíduos. As amostras foram separadas em 3 lanternas de 5 andares, sendo que em cada andar foram alojadas uma amostra de cada cor, totalizando 90 indivíduos por andar. Serão feitas avaliações a cada troca de lanterna necessária, dependendo então do grau de limpeza das lanternas no mar e do crescimento das ostras.

Durante o período do estágio, foram acompanhadas três medições do primeiro experimento e a primeira medição do segundo. Todas as medições foram realizadas com o uso de paquímetro digital e balança de precisão.

4 DESCRIÇÃO DOS PROCESSOS TÉCNICOS E OUTRAS PARTICULARIDADES TÉCNICAS OBSERVADAS

4.1 Repicagem de microalgas

A repicagem de microalgas é feita com o intuito de se preservar ou aumentar uma população de microalgas. As microalgas são mantidas em uma sala com temperatura constante a 21°C com aeração e iluminação constantes.

O crescimento das microalgas é monitorado através de contagens realizadas a cada três dias, aproximadamente. Ao atingir o pico da curva de crescimento, a cultura de microalga é repicada. Essa repicagem pode ser feita para um volume maior, se o intuito for aumentar a quantidade de microalgas disponíveis para a alimentação de moluscos, ou para um volume menor, se o intuito for apenas manter a população viva.

A contagem de células é feita com o uso de uma câmara de Neubauer e de um microscópio ótico. Uma amostra da cultura é coletada e fixada com algumas gotas de formaldeído, para facilitar a contagem. Em seguida, um volume de 1ml é pipetado na câmara de Neubauer e fechado com uma lamínula de vidro.

A câmara é então observado sob aumento de 40 vezes no microscópio ótico e são contadas (com o auxílio de um contador mecânico) as células dentro dos quadrados que compõe os quatro cantos e o centro da região central da região de contagem. Cada câmara de Neubauer possui duas regiões de contagens e o procedimento acima descrito é aplicado a ambas.

Os valores obtidos em cada região são somados e divididos pela metade, para se obter a média das regiões. Essa média é então multiplicada por cinco, para se obter o número de células presente em um ml de cultura.

A repicagem é iniciada com o preparo do meio de cultivo, que consiste na mistura (em vidraria autoclavável) de soluções com concentrações conhecidas de cada nutriente necessário para o crescimento das algas. Essa mistura é então diluída com água salgada filtrada e depois é esterilizada por uma autoclave para garantir a assepsia do meio de cultivo.

Para a confecção dos meios de cultivo eram utilizadas: solução de nitrato (contendo a solução de metais traços), solução de fosfato (contendo as soluções de biotina e cianocobalamina) e solução de silicato. As soluções de minerais traço, de biotina e de cobalamina eram adicionadas às soluções de nitrato e de fosfato para facilitar a confecção do

meio de cultivo, uma vez que as quantidades utilizadas dessas soluções para um meio de cultivo seriam muito pequenas e exigiriam o uso de pipetas de precisão.

Uma vez autoclavado, o meio de cultivo é mantido tampado dentro de uma capela de fluxo laminar. Antes de serem utilizados, os meios de cultivos passam em torno de 10 minutos sob a luz ultravioleta da capela de fluxo laminar para garantir novamente a ausência de microrganismos contaminantes.

Com os meios de cultivo prontos para uso, as culturas das quais sairão os inóculos são levados à câmara de fluxo laminar. O volume de inóculo utilizado é empírico, sendo que a transferência entre meios de cultivo é feita sem o uso de vidrarias extras. É evitada a utilização de grumos de algas que se formam e se precipitam, pois estes contém grande número de células mortas.

Após a repicagem, a nova cultura recebe uma pipeta de vidro utilizada para a aeração, é tampada com papel alumínio e é levada para a sala de algacultura, onde passará a receber aeração e iluminação constante. Já a cultura de início, pode receber três destinos: retornar para a sala de algacultura para ser utilizada na alimentação de moluscos posteriormente; ser repicada novamente; ou ser descartada.

4.2 Indução de desova de moluscos bivalves

A indução de desova de moluscos bivalves é realizada no CEMar sempre que há a disponibilidade de indivíduos adultos e de equipamentos (calhas e tanques limpos e desocupados).

4.2.1 Vieiras

A indução de desova de vieiras tenta equilibrar o estresse necessário para a estimulação da liberação dos gametas e a sobrevivência dos animais adultos. Devido ao formato da concha das vieiras, que não permite o fechamento hermético das valvas e ainda as torna altamente suscetíveis à ação de parasitas que perfuram as conchas, esses animais não sobrevivem muito tempo se retirados da água ou em baixas salinidades.

Por esse motivo, o processo de limpeza (raspagem e escovada) das vieiras deve ser feito totalmente dentro da água salgada. A única forma de estresse ambiental que não arrisca a morte dos adultos, portanto, é o aquecimento da água.

As vieiras são postas na calha de plástico contendo água salgada, dois termostatos e uma bomba de aquário para a circulação da água. Os animais são observados para que aqueles que desovarem sejam separados.

Essa separação é necessária pois as vieiras são hermafroditas, apresentando simultaneamente gônadas masculinas e femininas. Os primeiros gametas a serem liberados por uma vieiras são os masculinos (de coloração branco-leitosa) e, após todos esses serem liberados na água, os gametas femininos (de coloração vermelha-alaranjada) são liberados. A separação permite que o indivíduo termine de liberar seus gametas masculinos e femininos em bacias separadas, evitando a autofecundação.

4.2.2 Ostras

A indução da desova de ostras é menos arriscada e mais eficaz que a das vieiras, devido à sua melhor capacidade de fechamento das valvas. As ostras são mais resistentes à dessecação e a quedas de salinidade que as vieiras, o que permite que sejam lavadas e escovadas sob água doce corrente já iniciando a indução de estresse.

Além da água aquecida, é possível que seja acrescentado um volume de água doce à calha de desova para que a salinidade da água caia levemente. A utilização de dois fatores estressantes faz com que a indução da desova seja mais rápida e eficaz.

A separação de indivíduos também é necessária para as ostras, devido à incapacidade de distinção a olho nu dos gametas femininos e masculinos. Assim que uma ostra começa a desovar, essa é separada em uma bacia enquanto seus gametas são avaliados no microscópio.

Uma vez determinado o sexo do indivíduo, ele e seus gametas são levados a uma bacia maior contendo indivíduos do mesmo sexo.

4.2.2.1 Raspagem gonadal

Além da indução da desova, nas ostras também é possível a realização da raspagem das gônadas. A raspagem leva à morte do indivíduo adulto, pois este precisa ser aberto e ter as suas gônadas raspadas com um bisturi. Para isso não é utilizado qualquer método de insensibilização.

A raspagem consiste na utilização de um bisturi para remover camadas finas de tecido gonadal a fim de liberar os gametas do indivíduo. A primeira raspagem é utilizada para a identificação do tipo de gameta produzido e do seu grau de maturação. A amostra é colocada em uma lâmina de vidro e analisada no microscópio ótico.

Aqueles indivíduos que apresentarem gametas maduros têm as suas gonadas raspadas totalmente com um bisturi e lavadas em água salgada que é, posteriormente, passada por uma peneira para recuperar os gametas e descartar impurezas. Os indivíduos que não estiverem aptos à reprodução são descartados.

4.2.3 Mexilhões

A indução de desova dos mexilhões é uma técnica facilmente dominada pelos laboratórios que trabalham com a produção de moluscos marinhos. A facilidade dessa técnica consiste na alta resistência dos mexilhões a diversos tipos de estresses ambientais.

É comum que os mexilhões sejam mantidos fora da água por longos períodos após a colheita e lavados com água doce, sem que haja mortalidade. Isso porque as valvas dos mexilhões dificilmente são furadas por parasitas e permitem um fechamento hermético que mantém o animal em contato com água salgada.

Após o processo de limpeza dos animais com água doce, os mexilhões são colocados na calha de desova com água aquecida e de salinidade levemente baixa (assim como as ostras) e, de tempos em tempos, são mantidos fora da água por cinco minutos.

As diferentes fontes de estresse são eficazes na indução da desova desses animais e em pouco tempo já é possível observar as primeiras liberações de gametas. Como os mexilhões não são hermafroditas e seus gametas são facilmente distinguíveis a olho nu, a separação de machos e fêmeas é rápida e fácil, sem necessidade de microscopia ou de futura observação.

4.3 Larvicultura de mexilhões

Após a indução da desova dos mexilhões é iniciada a larvicultura, que começa com a fecundação dos ovócitos liberados pelas fêmeas ao serem juntados aos espermatozoides liberados pelos machos.

A concentração de espermatozoides na água não pode ser muito superior à concentração de ovócitos, para que não ocorra a poliespermia. Os gametas femininos são adicionados em um balde com água salgada filtrada e então é adicionado um pequeno volume de gametas masculinos ao balde. A água é então agitada suavemente para permitir a dispersão dos gametas pelo balde.

Após 24 horas, já é esperada a presença de larvas tocóferas, que apresentam diâmetro maior que o dos gametas. A água é então passada por uma peneira de 72 micras para que os gametas sobressalentes sejam descartados e para que possa ser iniciada a alimentação das larvas de mexilhão.

As larvas são contadas e alocadas em um tanque de 2.000l de capacidade, com aeração e água suficiente para que a concentração de larvas no tanque seja de 1 por ml. As larvas passam então a receber uma mistura diária de microalgas produzidas no CEMar.

A quantidade de algas a ser ofertada é determinada de acordo com o estágio de desenvolvimento das larvas pelo técnico responsável pelo CEMar. A partir do valor

estipulado, são calculados os volumes de cada meio de cultivo a serem utilizados, com base no número de larvas e na contagem de células por ml de cada meio de cultivo.

As larvas recebem alimentos ao final de cada tarde e, no início da tarde seguinte, é realizada a troca de tanques. Essa troca é importante para manter a larvicultura livre de patógenos e consiste na drenagem da água do tanque com o uso de uma peneira para recuperar as larvas e descartar as algas que sobraram da alimentação anterior e quaisquer possíveis patógenos presentes na água.

Enquanto um tanque é drenado, outro tanque é enchido com água salgada filtrada e, após inspeção no microscópio para avaliar o seu desenvolvimento, as larvas são transferidas para o novo tanque. O tanque drenado é então lavado com água doce e escovado com uma vassoura e solução de hipoclorito de sódio.

Após a troca de tanques, as larvas são alimentadas novamente. O intervalo entre usos de um tanque é suficiente para que o cloro presente no hipoclorito de sódio evapore sem causar danos às larvas. Mesmo assim, por precaução, antes de ser enchido, o tanque é rigorosamente enxaguado com água salgada filtrada.

4.4 Assentamento de vieiras

O assentamento de vieiras foi realizado de três formas: em laboratório, remotamente de modo convencional e remotamente de modo não convencional.

4.4.1 Assentamento em laboratório de vieiras (*Nodipecten nodosus*)

O assentamento de vieiras em laboratório foi realizado a partir de larvas recebidas do Laboratório de Cultivo de Moluscos Marinhos da UFSC, em baldes de 20 litros com aeração e dois coletores de plástico dentro de cada balde. Esse método foi utilizado para comparação ao novo método de assentamento remoto que foi testado.

Cada balde possuía 20.000 larvas de vieira, de modo a manter a densidade padrão de 1 larva por ml. As larvas eram alimentadas diariamente, após a troca de água dos baldes. A água dos baldes era drenada com o uso de uma peneira para evitar a perda de sementes, que eram devolvidas ao balde. Essa troca de água era importante para eliminar restos de algas da alimentação do dia seguinte e para manter a qualidade da água.

Esse manejo foi mantido por quarenta dias, após os quais, as (agora) sementes foram levadas ao mar, para seguir o ciclo produtivo.

4.4.2 Assentamento remoto não convencional de vieiras (*Nodipecten nodosus*)

O assentamento remoto não convencional foi testado para tentar sanar as dificuldades do assentamento remoto tradicional, que já foram citadas anteriormente.

Foram utilizadas três armações metálicas que foram adaptadas a partir de antigas sondas marinhas. As armações tinham o propósito de manter os coletores com as larvas e sementes sempre abaixo d'água sem a necessidade de pesos e com maior capacidade de circulação de água.

O volume interno calculado das armações era de 40 litros e, portanto, cada uma recebeu 4 coletores e 40.000 larvas de vieira para se manter a mesma densidade do laboratório. O exterior das armações foi revestido com uma rede de malha de 72 micras de abertura (a mesma utilizada nas peneiras do laboratório), para impedir a perda das amostras e a entrada de predadores e organismos incrustantes.

As telas foram presas firmemente, com o uso de cabos e braçadeiras metálicas, às duas extremidades de cada armação. Após o fechamento de uma extremidade, foram colocados os coletores e as larvas de vieiras antes de se fechar a outra extremidade.

Em seguida, as armações foram levadas ao mar dentro de uma caixa com água salgada filtrada para evitar a mortalidade das larvas. As armações foram então amarradas à balsa em que se encontra o tanque-rede das sardinhas, com um metro de profundidade e um metro de distância entre cada uma.

Semanalmente, as telas eram escovadas para permitir a circulação da água pelo interior das armações e, a cada dez dias, as telas eram trocadas por telas de abertura maior. Essa troca era realizada para acompanhar o desenvolvimento das sementes e para permitir o máximo possível de circulação de água sem que houvesse perda de sementes.

Para a troca das telas, as armações eram retiradas do mar e colocadas no barco maior da Univali, dentro de uma caixa com água do mar para evitar a mortalidade das sementes. As armações eram então apoiadas sobre uma mesa de plástico e lavadas com água do mar sugada com uma bomba a bordo para que uma das extremidades da tela pudesse ser aberta sem a perda de sementes.

Após a abertura de uma extremidade, uma pessoa removia cuidadosamente os coletores do interior da armação e os colocava em uma bacia enquanto outra pessoa abria a outra extremidade da tela. Após a retirada dos coletores e a abertura da tela, essa era removida e enxaguada com água do mar e um pincel para que as sementes ali presentes caíssem na

mesma bacia onde estavam os coletores. Esse processo era realizado para as três armações e só então era iniciada a reposição das telas, da mesma forma previamente descrita.

Após 40 dias no mar, as armações foram levadas ao laboratório para que as sementes fossem removidas dos coletores e, assim como as assentadas em laboratório, seguissem o ciclo produtivo.

Amostras das sementes assentadas em armações e em laboratório foram coletadas para posterior análise de peso e tamanho. Era visível, entretanto, a diferença de tamanho entre os dois grupos, sendo que as sementes assentadas remotamente apresentavam o dobro do tamanho aparente das assentadas em laboratório.

4.4.3 Assentamento remoto convencional

As sementes de *Nodipecten nodosus* assentadas remotamente de forma convencional foram obtidas produzidas pelo Laboratório de Cultivo de Moluscos Marinhos da UFSC e chegaram ao CEMar durante a última semana de estágio. Por esse motivo, foi acompanhada apenas a instalação inicial das sementes.

As sementes chegaram em sacos de tela plástica verde com dois coletores dentro de cada. Os coletores (e as sementes soltas) foram removidos dos sacos e colocados dentro de uma caixa berçário de madeira.

A caixa berçário foi então fechada, com o uso de uma tela, pedaços de madeira e pregos. Após fechada, a caixa foi levada ao mar em uma caixa com água salgada filtrada para evitar a mortalidade das sementes, e foi amarrada à balsa onde se encontra o tanque-rede das sardinhas,

Após amarrada à balsa, foram amarrados à caixa de madeira quatro pesos de cimento em canos de PVC para mantê-la sob a linha d'água.

4.5 Coleta de sementes de mexilhão (*Perna perna*)

Foram amarrados cinco coletores de sementes à balsa em que se encontra o tanque-rede das sardinhas durante a primeira semana de estágio, em fevereiro.

Os coletores permaneceram no mar para que houvesse a formação de biofilme e fauna associada e, em Abril, dois meses após a sua colocação, os coletores foram recolhidos para avaliar a presença de sementes de mexilhão *Perna perna*. Os coletores foram levados ao laboratório e debulhados sobre uma calha de plástico com água salgada filtrada.

Ao final de cada coletor, a água da calha foi drenada e peneirada para coletar qualquer possível semente. Os conteúdos das peneiras foram acondicionados em bacias plásticas e congelados enquanto aguardavam ser analisados.

A análise dos conteúdos dos coletores foi feita a olho nu, buscando sementes entre 10 e 20 mm de comprimento, e com o uso de uma lupa, para encontrar sementes menores que 10mm. Após dois dias de análise, foi constatada a ausência total de sementes de mexilhão *Perna perna* nos coletores, ou seja, não houve sucesso na coleta de sementes de mexilhão durante o período de estágio.

4.6 Manejo de caixas e lanternas de ostras (*Crassostrea spp.*) e vieiras (*N. nodosus*)

O manejo de caixas de ostras consistiu na remoção das caixas que estavam no mar para o laboratório, para que as ostras fossem contadas e transferidas para uma lanterna. Além disso, as caixas no mar eram escovadas para a remoção de algas e da fauna associada sempre que havia a necessidade realização de manejo na mesma balsa.

O manejo de lanternas de ostras e vieiras foi exatamente o mesmo. Quando era necessária a abertura de uma lanterna para dividir novamente os animais, ela era retirada da água e aberta no convés do barco maior. Os animais eram então separados por tamanho (sem medição, apenas ao olho) e realocados a lanternas limpas.

As lanternas esvaziadas eram amarradas nas balsas, onde permaneciam por uma semana até que estivessem secas e sem odor. Após essa secagem, as lanternas eram levadas a terra, onde eram lavadas com lavadora de alta pressão. Essa limpeza é importante para manter as aberturas das telas, permitindo o maior fluxo de água possível.

As lanternas que eram povoadas no barco eram costuradas e prontamente amarradas às balsas.

Além de permitir a diminuição da densidade animal, a troca de lanternas também permite a remoção de animais que se instalam no interior das lanternas e se alimentam das ostras e vieiras (como os siris) ou que as parasitam (como as cracas e os búzios).

4.7 Biometria de ostras

A biometria de ostras foi realizada como parte dos trabalhos de pesquisa com a espécie *Crassostrea gasar*. As medidas tomadas foram: altura, largura, profundidade e peso.

As medidas de altura, comprimento e largura foram obtidas com o uso de paquímetro digital. O peso foi obtido com o uso de balança de precisão, pesando os grupos de 30 ostras e estimando o peso médio de cada grupo.

4.8 Manejo de sardinha-verdadeira (*Sardinella brasiliensis*)

O manejo das sardinhas durante o período do estágio consistiu em: recebimento das sardinhas; ajuste de arraçoamento; biometria das sardinhas; troca de redes; e contagem das sardinhas.

O recebimento das sardinhas foi realizado no primeiro dia de estágio. As sardinhas vieram da Universidade Federal de Santa Catarina, localizada em Florianópolis, Santa Catarina. Os animais foram transportados em um tanque fechado com oxigenação e chegaram ao CEMar por volta das 13 horas.

Embora o horário não fosse ideal para o manuseio das sardinhas (devido à temperatura elevada e ao estresse do transporte que os animais já estavam sofrendo), elas foram alojadas no tanque-rede assim que chegaram por falta de alternativa. As sardinhas foram colocadas em barris com água do próprio tanque de transporte e foram levadas de barco até o tanque-rede. A contagem do número de animais não foi realizada nesse dia devido ao estresse já elevado dos mesmos.

Uma amostra de dez animais foi retirada para a realização da biometria inicial e determinação da quantidade de ração a ser oferecida a partir do dia seguinte. Foi medido com régua o comprimento dos animais amostrados e cada um deles foi pesado individualmente .

A partir do peso médio calculado com os animais amostrados e da estimativa do número de animais enviados pela UFSC, foi estimada a biomassa no tanque-rede e foi determinada a quantidade diária de ração ofertada (5% da biomassa).

A ração não foi fornecida no primeiro dia dos animais devido ao estresse em que se encontravam, pois haveria grande desperdício de ração e baixo aproveitamento. O hábito alimentar das sardinhas também minimiza os efeitos de um dia sem ração, uma vez que elas podem se alimentar do plâncton presente na água.

A ração utilizada para a alimentação das sardinhas é uma ração extrusada para juvenis de tilápia, produzida e fornecida pela empresa Nicoluzzi, localizada no município de Penha, Santa Catarina. A ração utilizada contém 40% de proteína bruta, 8% de extrato etéreo e 1,5mm de diâmetro.

Devido ao tamanho diminuto das sardinhas nas primeiras semanas, a ração foi moída para que elas conseguissem ingeri-la. A ração é ofertada três vezes ao dia por um alimentador automático posicionado acima do tanque-rede e acionado por timer.

Para calibrar o número de lançamentos que o alimentador realiza, assim como a duração de cada um deles, são realizadas amostragens periódicas da ração liberada. Essas

amostras são pesadas no laboratório e são feitos os cálculos da quantidade e da duração dos lançamentos feitos pelo alimentador.

O alimentador é abastecido semanalmente, às sextas-feiras para que nunca falte alimento durante o final de semana.

A cada mês é realizada a troca de redes das sardinhas, para evitar o fechamento da rede pela fauna associada. A troca é feita a partir da instalação provisória da rede nova ao lado da rede antiga, com a retirada dos pesos de cimento da rede antiga e amarração deles na rede nova. Essa troca dos pesos permite melhor manuseio da rede antiga e impede que as sardinhas sejam esmagadas pela rede nova.

Após a instalação da rede nova, são utilizados puçás e peneiras de cabos compridos para a captura e soltura das sardinhas de um tanque para o outro. Após todas as sardinhas serem movidas, a rede antiga é removida e esticada, enquanto a rede nova é instalada definitivamente no local dela. A rede nova, após instalada, é fechada por uma rede na parte superior para evitar a predação dos peixes por pássaros.

Durante a troca de redes é realizada a retirada de amostras para a biometria e a contagem do número de animais. Entretanto, a contagem do número de animais foi realizada apenas na segunda troca de rede devido ao mar agitado durante a primeira troca. O mar agitado e a troca de rede já são fatores estressantes para as sardinhas, a demora da contagem iria apenas estressá-las mais.

A contagem, na segunda troca de rede, foi realizada enquanto as sardinhas eram liberadas no tanque novo. Enquanto duas pessoas capturavam, contavam e liberavam as sardinhas, outra pessoa anotava os valores e, ao final do processo, o número alcançado foi de 2703 indivíduos. Considerando as amostras de 10 e de 30 indivíduos retiradas na recepção das sardinhas e na primeira troca de rede, respectivamente, o número de indivíduos recebidos foi de 2743 sardinhas.

5 COMPARAÇÃO DAS ATIVIDADES REALIZADAS COM A REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

5.1 Mexilhões (*Perna perna*)

O recrutamento natural de sementes de mexilhão *Perna perna* durante o período de estágio não foi bem sucedido, como era esperado. Isso porque a melhor época do ano para se instalar os coletores de sementes no Brasil é de Julho a Outubro (GONÇALVES, 2005).

As mortalidades totais nas duas tentativas de larvicultura da espécie podem ter sido causadas pelo estresse da troca diária da água dos tanques. Essa troca de água abre a possibilidade de choques térmicos, microbiológicos e de pH. A instalação de um sistema de recirculação de água para a larvicultura poderia resolver esse problema (SILVEIRA, 2015).

5.2 Vieiras (*Nodipecten nodosus*)

O melhor desempenho aparente das sementes de vieiras assentadas remotamente (nas estruturas metálicas) sobre o das sementes assentadas em laboratório pode ter sido causado por dois fatores: água e alimentação.

A troca diária da água dos baldes pode causar choque térmico e de pH, que são fatores estressantes que podem ter limitado o crescimento das sementes assentadas em laboratório. As sementes assentadas remotamente, por outro lado, passavam por variações menos bruscas das propriedades físico-químicas da água, devido à sua profundidade no mar.

As sementes assentadas remotamente tinham acesso a uma maior diversidade de alimentos (todas as microalgas presentes na água da enseada) do que as sementes assentadas em laboratório (apenas quatro espécies de microalgas). Essa diversidade pode ter influenciado positivamente o crescimento das sementes assentadas no mar.

O insucesso das tentativas de indução de desova das vieiras pode ter sido causado pela ocorrência de desovas recentes, uma vez que as desovas na natureza ocorrem de Dezembro a Janeiro e de Julho a Setembro (SÜHNEL, 2008).

5.3 Ostras (*Crassostrea spp.*)

O insucesso das tentativas de indução de desova e de raspagem gonadal das ostras realizadas durante o período de estágio condizem com os estudos realizados por Manzoni et al (2006) na enseada do Itapocorói, que constataram ser a primavera a época ideal para a reprodução de ostras em laboratório.

6 CONCLUSÃO

O estágio realizado no Centro Experimental de Maricultura permitiu a obtenção de conhecimentos teóricos e práticos que seriam quase impossíveis de se conseguir no estado de Minas Gerais e na Universidade Federal de Lavras, devido à distância do oceano.

O cultivo de vieiras (*Nodipecten nodosus*) no Brasil ainda tem técnicas a serem desenvolvidas e aprimoradas, como mostra o resultado aparente do experimento de assentamento remoto com armações metálicas.

A reprodução de moluscos marinhos no Sul do Brasil se concentra na época de inverno, devido às menores temperaturas da água. Essa é a época ideal para a instalação de coletores de sementes de mexilhão (*Perna perna*).

A larvicultura de mexilhões, embora simples, é uma produção que exige extremo cuidado por se tratar de uma fase muito vulnerável da vida do molusco.

A indução de desova em laboratório de vieiras e ostras ainda é um gargalo na produção de sementes e larvas dessas espécies, sendo que poucos laboratórios dominaram as técnicas envolvidas.

REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, C.M.M, FERREIRA, J.F. & MAGALHÃES, A.R.M. Respostas do mexilhão *Perna perna* (Linnaeus,1758) (*Mollusca: Bivalvia*), proveniente de sistema de cultivo, à indução de eliminação de gametas através do método de “castigo”. Resumos do XIII Encontro Brasileiro de Malacologia, p.70, 1993.
- ARAÚJO, C.M.M, FERREIRA, J.F. & MAGALHÃES, A.R.M. Desenvolvimento embrionário do mexilhão *Perna perna* (*Mollusca: Bivalvia*). I Dados preliminares. Revista Brasileira de Genética, v. 16, n.3, p. 280, 1993.
- BASTOS, D S. Novo sistema de berçário para aumentar a eficiência e rendimento no cultivo de sementes de *Crassostrea gigas*. Dissertação de Mestrado em Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, SC. 2003.
- CERGOLE, M.C. VALENTINI, H. Growth and mortality estimates of *Sardinella brasiliensis* in the southeastern brazilian bight. Boletim Instituto Oceanográfico. São Paulo, v. 42, n. 1, 1994.
- CERGOLE, M.C.; SACCARDO, S.A. & ROSSI-WONGTSCHOWSKI,C.L.D.B. Fluctuations in the spawning stock biomass and recruitment of the brazilian sardine (*Sardinella brasiliensis*): 1977-1997.Rev.bras.oceanogr., 50 (único):13-26. 2002.
- CONOVER, RJ. Assimilation of organic matter by zooplankton. Limnol. Oceanogr. 11:338-345. 1966.
- DICK, Jeferson Luis et al. Efeito de diferentes dietas no desempenho zootécnico de juvenis de sardinha-verdadeira, *Sardinella brasiliensis*, criados em tanque-rede. 2014.
- EPAGRI & UFSC. Manual de Cultivo do Mexilhão *Perna perna*. Editora da EPAGRI. 1994
- FERREIRA, J. F.; MAGALHÃES, A. R. M. Cultivo de Mexilhões. Laboratório de Cultivo de Moluscos Marinhos (LCMM). Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC). Disponível em: <https://bgnaescola.files.wordpress.com/2010/09/cultivo_mexilhoes.pdf>. Acessado em 10 de Junho de 2019.
- GARCIA, P.; MAGALHÃES, A. R. M. & FERREIRA, J. F. Ocorrência de hermafroditismo no mexilhão *Perna perna* (Linné, 1758) (*Bivalvia, Mytilidae*). Resumo do XII Encontro Brasileiro de Malacologia. p. 66, 1991
- GONÇALVES, A. F. Avaliação do Assentamento de Sementes de Mexilhão *Perna perna* (Linnaeus, 1758) em Substratos Artificiais na Enseada da Armação do Itapocoroy, Município de Penha – SC. Universidade Do Vale do Itajaí. 2005.
- MANZONI, G. C.; SCHMITT, J. F. Cultivo de ostras japonesas *Crassostrea gigas* (*Mollusca: Bivalvia*), na Armação do Itapocoroy, Penha, SC. BRANCO, JO; MARENZI, AWC Bases ecológicas para um desenvolvimento sustentável: estudos de caso em Penha, SC. Itajaí. Editora da UNIVALI. Pp. 245-252. 2006

MATSUURA, Y. O ciclo de vida da sardinha-verdadeira (introdução à oceanografia pesqueira). Publicação especial do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo. São Paulo, v. 4, 1977a.

NEPTUNE, Y. M. B.; POLI, C. R.; FERREIRA, J. F. Dados ecológicos sobre poliqueta *Polydora websteri* (Hartman)(Fam. Spionidae) em cultivo da ostra do Pacífico *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) em Florianópolis. Encontro brasileiro de patologistas de organismos aquáticos, 2. Florianópolis, p. 31. 2000.

OCCHIALINI, D. S., Diagnóstico da pesca de isca-viva empregada pela frota atuneira no sudeste e sul do Brasil. 171p. Dissertação de Mestrado em Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, SC. 2013.

PANINI, R. L. Caracterização morfológica, extração e identificação das proteínas do pé do mexilhão *Perna perna* responsáveis pela formação do bisso. Dissertação de Mestrado em Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, SC. 2013.

ROMA, R. P. C. R.; MARQUES, H. L. A.; BUENO, R. S. Controle biológico de organismos incrustantes em um cultivo de vieiras *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) em Ubatuba, SP, Brasil. Biotemas. v. 22. n. 4. pp 107-115. 2009

ROSSI-WONGTSCHOWSKI, C.L.D.B.; SACCARDO, S.A.; CERGOLE, M.C. Are fluctuations in Brazilian sardine catches related to global-scale climate changes? Anais da Academia brasileira de Ciências. Rio de Janeiro, v. 68, sup. 1, 1996.

SILVA, Luiz Augusto Reis da et al. Crescimento de juvenis, maturação sexual, reprodução e larvicultura da sardinha-verdadeira (*Sardinella brasiliensis*) em cativeiro. 2013.

SILVEIRA, M. Larvicultura de mexilhão *Perna perna* em sistema de recirculação de água. Dissertação de Mestrado em Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, SC. 2015.

SÜHNEL, S. Utilização de diferentes dietas em reprodutores da vieira *Nodipecten nodosus* (L. 1758) em laboratório e seu efeito na maturação, no rendimento larval e na produção de pré-sementes. Tese de Doutorado em Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, SC. 2008.

WHITEHEAD, P.J.P. FAO species catalogue. Vol. 7. Part I, Pt.1:303 p. 1988.

WOJCIECHOWSKI, J.; STRAUBE, A; CAVALCANTE, K. P.; MIRANDA, F. E. Isolamento e cultivo de microalgas.. Disponível em: <https://www.researchgate.net/profile/Juliana_Wojciechowski/publication/270452268_Isolamento_e_cultivo_de_microalgas/links/54aae0cf25c4c472f6ed8/Isolamento-e-cultivo-de-microalgas.pdf>. Acesso em 10 de Junho de 2019.