



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

**Larvicultura de mexilhão *Perna perna* em sistema de  
recirculação de água**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-graduação em Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do Grau de Mestre em Aquicultura e Recurso Pesqueiros.

Orientador: Claudio Manoel Rodrigues de Melo

**Mariane Silveira**

Florianópolis,  
2015

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,  
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Silveira, Mariane

Larvicultura do mexilhão Perna perna em sistema de recirculação de água / Mariane Silveira ; orientador, Claudio Manoel Rodrigues de Melo - Florianópolis, SC, 2015. 52 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.

Inclui referências

1. Aquicultura. 2. Hatchery. 3. Sistema de recirculação marinho. 4. Molusco bivalve. 5. Densidade larval. I. Manoel Rodrigues de Melo, Claudio. II. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. III. Título.

**Larvicultura de mexilhão *Perna perna* em sistema de recirculação de água**

Por

MARIANE SILVEIRA

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

**MESTRE EM AQUICULTURA**

e aprovada em sua forma final pelo Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura.

---

Prof. Alex Pires de Oliveira Nuñez, Dr.  
Coordenador do Programa

Banca Examinadora:

---

Dr. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo – *Orientador*

---

Dr. Gilberto José Pereira Onofre de Andrade

---

Dr. Jaime Fernando Ferreira

---

Dr. Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque



## AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, os primeiros a me amar e me ensinar a viver. E aos meus irmãos e à minha irmã! Pelos momentos de descontração e pelo simples fato de fazerem parte da minha vida. São meus amigos para a vida inteira.

Aos meus sobrinhos! Toninho, Dudu, Duda, Augusto e Bê! E também para os que estão por vir! Por alegrar a minha vida e por fazer parte dela.

Ao meu namorado, pelos incentivos, em especial pela ajuda e por fazer parte do meu dia-a-dia. E para toda a sua família que estão sempre ao meu lado!

Ao meu orientador Claudio Manoel Rodrigues de Melo por esta oportunidade de realizar este trabalho.

Ao corpo técnico do LMM, grande Chico, Carlos Henrique (Tatu), Claudio Blacher, Marisa, Rico aos funcionários Duda, Sinão, Zezé, Alexandre e às minhas amigas Jaqueline Araújo e Bê. Sem eles nenhum trabalho seria realizado no laboratório. Ao querido amigo Itamar, por tornar os dias no Sambaqui mais divertidos e por toda ajuda!

Aos membros da banca professores Dr. Jaime Fernando Ferreira, Dr. Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque e ao Dr. Gilberto José Pereira Onofre de Andrade por terem aceitado prontamente nosso convite e por estarem dispostos a contribuir com nosso trabalho.

À minha amiga Renata Bezerra, ao Gabriel Nandi e ao Francisco Lagreze (Pancho) pela paciência e pela fundamental ajuda, sem eles esse trabalho não seria realizado. Aos queridos Patrick, Angela (Angelina) e Jefferson pela força nos momentos difíceis, pela companhia nesses dois anos e pelas horas de trabalho em equipe que me proporcionaram muito conhecimento.

À minha querida amiga Aline Thomasi que foi uma companheira nesses dois anos de mestrado, desde a graduação. A Mari, Jenny e Claudinha pela amizade e pelos momentos de descontração.

À todos os meus amigos que são importantes porque tornam meus dias mais alegres e fazem parte da minha vida.

Aos colegas do curso pela troca de ideias.

À Universidade Federal de Santa Catarina pelo ensino gratuito de qualidade, pelos livros dispostos e toda estrutura.

A CAPES por ter concedido a bolsa, foi de fundamental ajuda.

Muito obrigada.



## RESUMO

O cultivo de mexilhões é praticado globalmente e de diferentes formas. Novas tecnologias têm surgido para estabilizar a produção, tornando mais eficiente a produção de formas jovens. Este estudo tem por objetivo avaliar densidade de estocagem e concentração de alimento de larvas de *Perna perna* em sistema de recirculação de água. O experimento foi realizado em delineamento inteiramente ao acaso em esquema fatorial sendo um fator concentração de alimento com três níveis (1,26 a 2,19 cél.mL<sup>-1</sup>, 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup> e 5,03 a 7,29 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>) e o outro fator a densidade larval, também com três níveis (D20 = 20 larvas.mL<sup>-1</sup>, D80 = 80 larvas.mL<sup>-1</sup> e D200 = 200 larvas.mL<sup>-1</sup>), com 3 repetições de cada tratamento. O alimento foi composto pelas microalgas *Isochrysis galbana* e *Chaetoceros calcitrans* na proporção 70 e 30%. A temperatura se manteve em 27,8 ± 0,4°C e salinidade em 35. Quando alimentadas na concentração de 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>, o rendimento médio de larvas olhadas na densidade de D20, D80 e D200 foi de 21,8% ± 7,45, 27,4% ± 9,91 e 0,80% ± 0,26 respectivamente. As larvas cultivadas nas concentrações 1,26 a 2,19 cél.mL<sup>-1</sup> e 7,29 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup> apresentaram menor tamanho médio e menor rendimento do que as cultivadas na concentração 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>. As primeiras larvas olhadas foram observadas no 14<sup>a</sup> dia após a fertilização. Enquanto a maioria das larvas olhadas foram observadas no 16<sup>o</sup> dia. O tamanho médio das larvas foi de 215,48 µm ± 6,86 na densidade D20, 211,97 µm ± 5,57 em D80 e 187,72 µm ± 7,88 em D200. A diferença de tamanho foi significativa entre D200 e as outras densidades de estocagem, com D200 apresentando tamanho menor. Entre os tratamentos, os melhores resultados foram obtidos em D20 e D80 quando alimentadas na concentração 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>. Estas condições de cultivo nos permitiram obter de 21 a 27% de larvas com 235µm e aptas ao assentamento no 16<sup>o</sup> dia de cultivo.

Palavras-chaves: Aquicultura, Hatchery, Sistema de recirculação marinho, Molusco bivalve, Densidade larval.





## ABSTRACT

Mussel culture is practiced globally and in a variety of ways. New technologies are emerging to help stabilize production by more efficiently rearing seed to past the larval life-stage. This study aims to evaluate *Perna perna* larvae stocking densities and concentrations of food in a recirculating aquaculture system. The experiment was conducted in a completely randomized and full-factorial design of food concentration at three levels (1.26 to 2.19 cels.mL<sup>-1</sup>, 2.36 to 3,94x10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup> and 5,03 to 7.29 x 10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup>) and the factor of larval density, also at three levels (20 larvae.mL<sup>-1</sup> = D20, 80 larvae.mL<sup>-1</sup> = D80 and 200 larvae. mL<sup>-1</sup> = D200). Diets were composed of the microalgae *Isochrysis galbana* and *Chaetoceros calcitrans* at 70 and 30%, respectively. The temperature was maintained at 27.8 ± 0.4 °C and salinity 35. When fed a diet of 2.36 to 3.94 x 10<sup>4</sup> cells mL<sup>-1</sup>, the average yield of larvae capable of settlement at stocking densities of D20, D80, and D200 were 21,8 ± 7.45%, 27,4 ± 9,91% and 0,80 ± 0,26 %, respectively. Larvae reared under low and high food concentrations were smaller and less developed than those reared with a diet at 2,36 to 3,94x10<sup>4</sup> cels.ml<sup>-1</sup>. The first eyed larvae were observed on the 14<sup>th</sup> day after fertilization, while the majority of the larvae became eyed at the 16<sup>th</sup> day. The average shell length of eyed larvae held at D20, D80, and D200 was 215.48 ± 6.86 µm, 211.97 ± 5.57 µm, and 187.72 ± 7.88 µm, respectively. The size differences between D200 larvae and all other stocking density treatments were significantly smaller. Among treatments evaluated, we found the optimum stocking density for *P. perna* to be between 20 and 80 larvae.mL<sup>-1</sup> when fed at concentration of 2.36 to 3.94 x 10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup>. These rearing conditions allowed us to obtain larvae in which 21 to 27 % were 235 µm and capable of setting on the 16<sup>th</sup> day of culture.

Keywords: Aquaculture, Hatchery, marine recirculation system, bivalve mollusc, larval density.



## **ABREVIATURAS E SIGLAS**

LMM – Laboratório de Moluscos Marinhos

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

CCA – Centro de Ciências Agrárias

IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

µm – Micrômetro

mL - Mililitro

L – Litro

mg - Miligramas

h – Hora

min - minuto

pH – Potencial Hidrogeniônico

UV – Ultravioleta

W – Watt

p.s.u - Unidade de Salinidade Prática

Cél - Células



SUMÁRIO	
INTRODUÇÃO .....	15
ARTIGO CIENTÍFICO (Acta Scientiarum) .....	19
RESUMO .....	20
ABSTRACT .....	21
INTRODUÇÃO .....	22
METODOLOGIA .....	24
<b>Local e Material Biológico</b> .....	24
<b>Obtenção de larva D</b> .....	25
<b>Sistema contínuo de larvicultura em recirculação</b> .....	25
<b>Delineamento experimental</b> .....	27
<b>Cálculo do alimento</b> .....	28
<b>Crescimento e rendimento</b> .....	29
<b>Parâmetros físico-químicos</b> .....	29
<b>Consumo de alimento</b> .....	29
<b>Análises Estatísticas</b> .....	30
RESULTADOS .....	30
<b>Parâmetros físico-químicos</b> .....	30
<b>Rendimento</b> .....	30
<b>Crescimento</b> .....	30
<b>Consumo de alimento</b> .....	31
DISCUSSÃO.....	34
CONCLUSÃO .....	36
REFERÊNCIAS .....	37
REFERENCIAS INTRODUÇÃO GERAL .....	43
ANEXOS.....	47



## INTRODUÇÃO

O aumento da população mundial e a crescente preocupação com o meio ambiente tornam de grande importância a busca constante por formas de produção sustentável de alimentos. Neste cenário destaca-se a aquicultura, que, na produção mundial de pescados contribuiu com 66,6 milhões de toneladas no ano de 2012 (excluindo-se as plantas aquáticas), logo atrás da pesca, com 91,3 milhões de toneladas. O continente com a maior produção é a Ásia, correspondendo a 88,39% da produção aquícola, seguida pelo continente americano, com 4,78 % e pela Europa, com 4,32% (FAO, 2014).

Um importante ramo da aquicultura é a produção de moluscos, ou malacocultura, que corresponde a aproximadamente 22,8% do volume global produzido, com cerca de 15 milhões de toneladas. A produção de moluscos se divide em quatro grupos principais: ostras, mexilhões, vieiras e “clams”, que é como são conhecidos os moluscos de areia. Destes grupos se destaca a ostra *Crassostrea gigas*, considerada a espécie mais produzida no mundo (FAO, 2014).

No Brasil, a produção aquícola vem se consolidando cada vez mais. Em 2011 foram produzidas cerca de 628.704 toneladas, com a maior parcela desta produção, 86%, referente aos cultivos continentais. A porção restante, 14%, identificada como maricultura, é representada pelo cultivo de camarões marinhos (carcinicultura) e pelo cultivo de moluscos (malacocultura). Do total da aquicultura brasileira, a malacocultura representou cerca de 2,95% da produção, com 18.541,7 toneladas, sendo a maior parte da produção oriunda do Estado de Santa Catarina. As principais espécies de moluscos cultivadas no Brasil são o mexilhão *Perna perna* (Linnaeus, 1758), a ostra *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793), a vieira *Nodipecten nodosus* (Linné, 1758) e, em menor escala, as ostras nativas do gênero *Crassostrea* sp. Destas espécies, o mexilhão *P. perna* é o mais produzido, com 15.989,9 toneladas em 2011, 86,24% da produção da maricultura e 2,54% da produção total em aquicultura (MPA, 2011) .

No estado de Santa Catarina, o cultivo de moluscos se estabeleceu como atividade comercial em 1989. Sendo que a parceria entre a Universidade Federal de Santa Catarina e a ACARPESC (Associação de Crédito e Assistência pesqueira de Santa Catarina), atual EPAGRI (Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina), juntamente com famílias de pescadores artesanais, foi de

fundamental importância para implantação da atividade, possibilitando o desenvolvimento do cultivo de moluscos no estado. Esta parceria torna possível a interação entre a pesquisa, a extensão e a produção, beneficiando todas as partes envolvidas (ARANA, 1999).

O cultivo de mexilhões apresenta baixo custo de implantação, manejo simples e, rápido retorno de capital, e por isso consolidou-se como atividade familiar (FERREIRA; MAGALHÃES, 2004). Popularmente conhecidos no Brasil como “marisco”, “mexilhão”, “sururu” e “ostra de pobre”. Estas denominações populares podem variar de uma região para outra ou até mesmo dentro de uma mesma região (MAGALHÃES, 1985). Os mexilhões são moluscos bivalves que vivem aderidos a substratos consolidados, tendo como seu principal habitat os costões rochosos. Todas as espécies de mexilhões são sésseis e filtradoras, alimentando-se de fitoplâncton, micro-zooplâncton e de matéria particulada em suspensão (Viarengo and Canesi, 1991).

Segundo Lunetta (1969), no Brasil o *P. perna* se reproduz várias vezes no ano, com períodos reprodutivos mais intensos em determinadas épocas. Em Santa Catarina estes períodos são a primavera e o verão (FERREIRA; MAGALHÃES, 2004).

O mexilhão da espécie *P. perna* ocorre na Venezuela e ao longo da costa Atlântica, de Recife (Brasil) até o Uruguai (Fernandes, 2008; Rios, 2009), especialmente abundante no estado do Rio de Janeiro até Santa Catarina (Klappenbach, 1965). A espécie também é encontrada na África do Sul, Marrocos, Angola, Namíbia, nas ilhas de Cabo Verde, na costa índica de Moçambique e costa oeste de Madagascar (Wood et al., 2007). Essa espécie foi escolhida para o cultivo no Brasil por apresentar altas taxas de crescimento (Ferreira et al., 1991; Marenzi and Branco, 2006) e por ser resistente às variações nos parâmetros físico-químicos da água, como salinidade (Salomão et al., 1980) e temperatura (Vélez and Epifanio, 1981).

O cultivo de mexilhões é uma atividade praticada ativamente de muitas formas ao redor do mundo, mas parte da produção ainda utiliza da coleta de sementes do ambiente (Sanchez-Lazo and Martinez-Pita, 2012; Aarab et al., 2013). De acordo com Marshall et al. (2010), existe imprevisibilidade e escassez de sementes selvagens devido a vários fatores ambientais e biológicos. Além disso, leis rigorosas de proteção ambiental e de vida selvagem impõe restrições às coletas de sementes de mexilhões (Domínguez et al., 2010).

No Brasil observa-se a mesma realidade, onde parte da produção ainda depende da extração de sementes dos bancos naturais e da fixação de larvas em coletores artificiais. Desta forma, para conciliar



o aumento da produção com um cultivo sustentável é necessário que se faça uso de tecnologias de produção de formas jovens.

O sistema tradicionalmente utilizado para a produção das larvas de moluscos é conhecido como “estático”. Este sistema já está estabelecido, com protocolos bem definidos. É caracterizado por utilizar tanques de grande volume, com troca periódica do volume total de água utilizado no cultivo, fornecimento de alimento geralmente de uma a suas vezes ao dia e baixas densidades de cultivo (5 a 10 larvas.mL<sup>-1</sup>). No entanto, utiliza uma grande área do espaço destinado à produção e um grande volume de água (Turini et al., 2014).

Buscando a otimização da produção surgiram os sistemas de fluxo contínuo, tidos como uma alternativa para substituir os sistemas estáticos (Torkildsen and Magnesen, 2004; Magnesen et al., 2006; Turini et al., 2014). Estes sistemas caracterizam-se por permitir altas densidades larvais e ocupar um menor espaço físico de produção. No entanto, uma desvantagem desses sistemas é que utilizam uma grande quantidade de água e de energia (Magnesen and Jacobsen, 2012), visto que toda a água que entra e passa pelo sistema é descartada na saída, formando o fluxo contínuo. No Brasil o LMM/UFSC, realizou um estudo com sistema de larvicultura em fluxo contínuo com pequeno volume e altas densidades com o mexilhão *P. perna* (Turini et al., 2014), obtendo bons resultados.

Uma opção para se reduzir o impacto causado pelo grande gasto de água dos sistemas de fluxo contínuo são os sistemas com recirculação, ou seja, a água dos cultivos passa por algum tipo de tratamento e é reutilizada, total ou parcialmente. Isto promove a redução do consumo de água e o controle da temperatura ideal da água, nos casos onde se faz necessário o seu aquecimento ou resfriamento. Outra grande vantagem da recirculação é proporcionar um maior controle da qualidade de água, quando comparada com o sistema de fluxo contínuo, onde a água geralmente vem direto do ambiente natural (Magnesen and Jacobsen, 2012). No entanto, os sistemas de recirculação são mais comumente utilizados em laboratórios de pesquisa, no cultivo e manutenção de peixes ornamentais e em grandes aquários públicos e privados de todo o mundo (Kubitza, 2006).

Ainda não se tem conhecimento de sistemas de recirculação para larvas de bivalves em uso comercial e poucos estudos com as espécies marinhas (Pfeiffer and Rusch, 2000; Suantika et al., 2000; Xiongfèi et al., 2005; Zohar, 2005; Merino et al., 2009). O LMM realizou um trabalho em sistema de recirculação com *C. gigas* (Dybas, 2014), que demonstrou potencial para a larvicultura dessa espécie nesse sistema. Não se tem

conhecimento de trabalhos com larvas da espécie *P. perna* em sistema de recirculação.

Um dos fatores importantes para se obter sucesso na larvicultura é a quantidade ideal e constante de microalgas (Martínez et al., 1995; Southgate and Ito, 1998; Andersen et al., 2000; Torkildsen and Magnesen, 2004; Magnesen et al., 2006). Assim como no sistema contínuo, o sistema de recirculação permite uma quantidade constante de microalgas circulando pelos tanques de larvicultura, fato que aumenta a disponibilidade de alimento permitindo que o sistema suporte altas densidades de larvas em volumes menores, obtendo assim melhores resultados e maximizando a produção de sementes.

Por outro lado, a densidade de estocagem é crucial na larvicultura em termos de competição por espaço e alimento, contaminações e pelo acúmulo de metabólitos (fezes, pseudo-fezes e microalgas mortas). O ideal do sistema de cultivo é maximizar o crescimento e sobrevivência sem sobrecarregar o ambiente e degradar a qualidade de água (Magnesen et al., 2006). Essa densidade de estocagem pode variar de acordo com espécie e com o tipo de sistema de cultivo. Segundo Robert and Gérard (1999), em sistema contínuo com *C. gigas*, chega-se a utilizar densidades iniciais de até 800 larvas.mL<sup>-1</sup>, com rendimento de 70 a 100 larvas olhadas.mL<sup>-1</sup>.

Para auxiliar no desenvolvimento de técnicas para produção de larvas do mexilhão *P. perna*, o presente estudo tem como objetivos específicos avaliar o crescimento e o rendimento de larvas do mexilhão *P. perna* submetidas a três densidades larvais e a três concentrações de alimento em sistema de recirculação de água marinha.

ARTIGO CIENTÍFICO (Acta Scientiarum)

**Alimentação e densidade de cultivo larval de mexilhão *Perna perna* em sistema de recirculação de água**

Mariane Silveira<sup>1, 2</sup>, Renata Bezerra Gomes<sup>1, 2</sup>, Carlos Henrique Araújo de Miranda Gomes<sup>1, 2</sup>, Francisco José Lagreze Squella<sup>1, 2</sup>, Gabriel Nandi Corrêa<sup>1, 2</sup>, Claudio Manoel Rodrigues de Melo<sup>1\*</sup>.

<sup>1</sup> Laboratório de Moluscos Marinhos, Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC). Rua Beco dos Coroas, 305, Barra da Lagoa. CEP 88.061-600, Florianópolis, Santa Catarina (SC), Brasil.

<sup>2</sup> Programa de Pós-Graduação em Aquicultura, Departamento de Aquicultura (UFSC). Rodovia Ademar Gonzaga, 1346, Itacorubi, CEP 88034-001, Florianópolis, SC, Brasil.

\* Autor para correspondência: [claudio.melo@ufsc.br](mailto:claudio.melo@ufsc.br)

## RESUMO

O cultivo de mexilhões é praticado globalmente e de diferentes formas. Novas tecnologias têm surgido para estabilizar a produção, tornando mais eficiente a produção de formas jovens. Este estudo tem por objetivo avaliar densidade de estocagem e concentração de alimento de larvas de *P. perna* em sistema de recirculação de água. O experimento foi realizado em delineamento inteiramente ao acaso em esquema fatorial sendo um fator concentração de alimento com três níveis (1,26 a 2,19 cél.mL<sup>-1</sup>, 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup> e 5,03 a 7,29 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>) e o outro fator a densidade larval, também com três níveis (D20 = 20 larvas.mL<sup>-1</sup>, D80 = 80 larvas.mL<sup>-1</sup> e D200 = 200 larvas.mL<sup>-1</sup>), com 3 repetições de cada tratamento. O alimento foi composto pelas microalgas *Isochrysis galbana* e *Chaetoceros calcitrans* na proporção 70 e 30%. A temperatura se manteve em 27,8 ± 0,4°C e salinidade em 35. Quando alimentadas na concentração de 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>, o rendimento médio de larvas olhadas na densidade de D20, D80 e D200 foi de 21,8% ± 7,45, 27,4% ± 9,91 e 0,80% ± 0,26 respectivamente. As larvas cultivadas nas concentrações 1,26 a 2,19 cél.mL<sup>-1</sup> e 7,29 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup> apresentaram menor tamanho médio e menor rendimento do que as cultivadas na concentração 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>. As primeiras larvas olhadas foram observadas no 14<sup>a</sup> dia após a fertilização. Enquanto a maioria das larvas olhadas foram observadas no 16<sup>o</sup> dia. O tamanho médio das larvas foi de 215,48 µm ± 6,86 na densidade D20, 211,97 µm ± 5,57 em D80 e 187,72 µm ± 7,88 em D200. A diferença de tamanho foi significativa entre D200 e as outras densidades de estocagem, com D200 apresentando tamanho menor. Entre os tratamentos, os melhores resultados foram obtidos em D20 e D80 quando alimentadas na concentração 2,36 a 3,94 x 10<sup>4</sup> cél.mL<sup>-1</sup>. Estas condições de cultivo nos permitiram obter de 21 a 27% de larvas com 235µm e aptas ao assentamento no 16<sup>o</sup> dia de cultivo.

Palavras-chaves: Hatchery, sistema de recirculação marinho, moluscos bivalves, densidade larval, concentração de alimento, rendimento.

## ABSTRACT

Mussel culture is practiced globally and in a variety of ways. New technologies are emerging to help stabilize production by more efficiently rearing seed to past the larval life-stage. This study aims to evaluate *Perna perna* larvae stocking densities and concentrations of food in a recirculating aquaculture system. The experiment was conducted in a completely randomized and full-factorial design of food concentration at three levels (1.26 to 2.19 cels.mL<sup>-1</sup>, 2.36 to 3,94x10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup> and 5,03 to 7.29 x 10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup>) and the factor of larval density, also at three levels (20 larvae.mL<sup>-1</sup> = D20, 80 larvae.mL<sup>-1</sup> = D80 and 200 larvae. mL<sup>-1</sup> = D200). Diets were composed of the microalgae *Isochrysis galbana* and *Chaetoceros calcitrans* at 70 and 30%, respectively. The temperature was maintained at 27.8 ± 0.4 °C and salinity 35. When fed a diet of 2.36 to 3.94 x 10<sup>4</sup> cells mL<sup>-1</sup>, the average yield of larvae capable of settlement at stocking densities of D20, D80, and D200 were 21,8 ± 7.45%, 27,4 ± 9,91% and 0,80 ± 0,26 %, respectively. Larvae reared under low and high food concentrations were smaller and less developed than those reared with a diet at 2,36 to 3,94x10<sup>4</sup> cels.ml<sup>-1</sup>. The first eyed larvae were observed on the 14<sup>th</sup> day after fertilization, while the majority of the larvae became eyed at the 16<sup>th</sup> day. The average shell length of eyed larvae held at D20, D80, and D200 was 215.48 ± 6.86 µm, 211.97 ± 5.57 µm, and 187.72 ± 7.88 µm, respectively. The size differences between D200 larvae and all other stocking density treatments were significantly smaller. Among treatments evaluated, we found the optimum stocking density for *P. perna* to be between 20 and 80 larvae.mL<sup>-1</sup> when fed at concentration of 2.36 to 3.94 x 10<sup>4</sup> cels.mL<sup>-1</sup>. These rearing conditions allowed us to obtain larvae in which 21 to 27 % were 235 µm and capable of setting on the 16<sup>th</sup> day of culture.

Keywords: Hatchery, marine recirculation system, bivalve molluscs, larval density, food concentration, yield.

## INTRODUÇÃO

A produção de moluscos, ou malacocultura, corresponde a cerca de 22,8% do volume global de pescados produzidos, com cerca de 15 milhões de toneladas. A produção de moluscos se divide em quatro grupos principais: ostras, mexilhões, vieiras e “clams”, que é como são conhecidos os moluscos de areia (FAO, 2014).

O cultivo de mexilhões, ou mitilicultura, é uma atividade secular (Andréu, 1976; Ferreira and Magalhães, 2004), ainda praticada ativamente de muitas formas ao redor do mundo. No entanto, parte da produção em todo o mundo ainda utiliza os estoques naturais para a aquisição de sementes (Sanchez-Lazo and Martinez-Pita, 2012; Aarab *et al.*, 2013). A imprevisibilidade e escassez de semente selvagem é devido a vários fatores ambientais e biológicos (Marshall *et al.*, 2010), além disso existem leis rigorosas de proteção ambiental e de vida selvagem que impõe restrições às coletas de sementes de mexilhões (Domínguez *et al.*, 2010).

As espécies mais comumente utilizadas pelo mundo são do gênero *Mytilus* e *Perna* (FAO, 2014). No Brasil, devido ao baixo custo de implantação, manejo simples e rápido retorno de capital, o cultivo de mexilhões da espécie *Perna perna* (Linnaeus, 1758) consolidou-se como atividade familiar ou de micro empresas. A coleta de sementes do ambiente natural para o cultivo é regularizada pelo IBAMA que estabelece através da Instrução Normativa nº 105, de 20 de julho de 2006, períodos de defeso do mexilhão nas regiões Sudeste e Sul do Brasil e alguns critérios para retirada de sementes nos costões, limitando a quantidade e forma de extração (LMM, 2014). Os métodos tradicionalmente utilizados para obtenção de sementes baseiam-se em raspagem do costão e utilização de coletores artificiais. A raspagem dos costões, por si só, não supre a demanda por sementes, além de apresentar risco aos estoques naturais e aos envolvidos na extração (Farias, 2005). A obtenção através de coletores artificiais apresenta um rendimento muito variável, dependendo do local. Métodos que impossibilitam uma programação mais completa da produção (Souza, 2011).

A busca por novas tecnologias para obtenção sementes de mexilhão em laboratório é de interesse econômico em algumas partes do mundo. Podendo oferecer confiabilidade anual de sementes, possibilitando o aumento da produção com um cultivo sustentável.

Tem-se conhecimento da utilização de três tecnologias de produção de larvas pelo mundo. O mais tradicionalmente utilizado é o

sistema estático, que exige baixa densidade larval, ocupa um considerável espaço físico para produção e utiliza um grande volume de água. Este sistema já está estabelecido, com protocolos bem definidos, mas comparado com outros sistemas mais modernos de produção, sua técnica não é suficiente para suprir a demanda para uma produção comercial.

Os sistemas de fluxo contínuo, que utilizam a renovação constante de água, são tido como uma alternativa para substituir o sistema estático (Torkildsen and Magnesen, 2004; Magnesen et al., 2006; Turini et al., 2014). Estes sistemas caracterizam-se por aceitar altas densidades e ocupar um menor espaço físico de produção. Uma das desvantagens desse sistema é que utilizam uma grande quantidade de água e de energia (Magnesen and Jacobsen, 2012).

O sistema de recirculação de água é considerado uma tecnologia de produção muito promissora. Suas principais características são a alta densidade de cultivo e a baixa renovação de água porém, demandam considerável investimento e capital operacional (Kubitza, 2006). De acordo com Masser and Jensen (1991), o aumento do interesse pelo sistema contínuo é devido a um menor espaço físico exigido, comparado com os outros sistemas de produção e um baixo consumo de água. Além disso, ainda permite um alto grau de controle físico-químicos da água e das variáveis ambientais, reduzindo os custos de produção e viabilizando a localização dos laboratórios nas proximidades de grandes mercados. No entanto segundo Magnesen and Jacobsen (2012), ainda não se tem conhecimento de sistemas de recirculação para larvas de bivalves em uso comercial e, poucos são os estudos com as espécies marinhas.

Vários fatores são importantes para se obter sucesso na larvicultura de moluscos bivalves. Um deles é a densidade de estocagem, considerada crucial na larvicultura em termos de competição por alimento, pelo risco de contaminações e por gerar maior acúmulo de metabólitos (fezes, pseudo-fezes e microalgas mortas). O ideal do sistema de cultivo é maximizar o crescimento e a sobrevivência sem sobrecarregar o ambiente e degradar a qualidade de água (Magnesen et al., 2006).

O desenvolvimento de novas técnicas de cultivo possibilitou a utilização de densidades iniciais de 50 a 100 larvas.mL<sup>-1</sup> (Helm et al., 2004; King N. et al., 2005; Rico-Villa et al., 2008; Rico-Villa et al., 2009; Turini et al., 2014), aumentando consideravelmente a densidade utilizada nos sistemas tradicionais estáticos, que variam de 4 a 15 larvas.mL<sup>-1</sup>. Segundo Robert and Gérard (1999), em sistema contínuo com *Crassostrea*

*gigas* (Thunberg, 1793), chega-se a utilizar densidades iniciais de até 800 larvas.mL<sup>-1</sup>, com rendimento de 70 a 100 larvas olhadas.mL<sup>-1</sup>. Outro fator importante é a quantidade de alimento (His et al., 1989; Martínez et al., 1995; Magnesen et al., 2006; Rico-Villa et al., 2008; Rico-Villa et al., 2009), que junto com o aumento da temperatura pode-se obter larvas aptas ao assentamento em menos tempo (Bayne, 1965; Brenko and Calabrese, 1969; Helm and Millican, 1977; His et al., 1989; Martínez et al., 1995; Beaumont et al., 2004; Magnesen et al., 2006; Rico-Villa et al., 2008; Rico-Villa et al., 2009). Estudos demonstram que o sistema de fluxo contínuo permite que a larva tenha uma quantidade ideal e constante de microalga (Martínez et al., 1995; Southgate and Ito, 1998; Andersen et al., 2000; Torkildsen and Magnesen, 2004).

Larvas de mexilhão *P. perna* levam aproximadamente 23 dias para apresentar características de larva olhada e iniciar toda sua metamorfose (Turini et al., 2014). Rico-Villa et al. (2009) testaram o efeito de diferentes temperaturas sobre o tempo que as larvas de *C. gigas* levam para assentar e observou que com o aumento da temperatura obtêm-se larvas aptas ao assentamento em menos tempo. A larvicultura do mexilhão *P. perna* em sistema estático geralmente é realizada com uma densidade de 5 a 8 larvas.mL<sup>-1</sup> com temperatura em torno de 24°C (Turini et al., 2014). Em sistema de recirculação os fatores densidade e concentração de alimento ainda não foram pesquisados para esta espécie. Dybas (2014) obteve bons resultados no cultivo larval de *C. gigas* em sistema de recirculação, obtendo larvas já em fase olhada no 14º dia de larvicultura com temperatura em 28°C.

Para auxiliar no desenvolvimento de técnicas para produção de larvas do mexilhão *P. perna*, o presente estudo tem como objetivos específicos avaliar o crescimento e o rendimento de larvas do mexilhão *P. perna* submetidas a três densidades larvais e a três concentrações de alimento em sistema de recirculação de água marinha.

## METODOLOGIA

### Local e Material Biológico

O experimento foi realizado no Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), localizado na Estação de Maricultura “Elpidio Beltrame” (CCA/UFSC).

Os reprodutores utilizados para a eliminação de gametas, foram advindos de uma área de cultivo localizada no município de Porto Belo – S 27°08'632 W 48°32'665.



### **Obtenção de larva D.**

Para a obtenção de larva D, 70 mexilhões da espécie *Perna perna* com tamanho médio de  $7,7 \pm 2,1$  cm foram utilizados na eliminação de gametas. Os animais foram distribuídos em uma calha retangular de fibra de vidro com capacidade de 2000 L.

O reservatório foi completado com água do mar (filtrada e tratada com luz ultravioleta) até que os animais ficassem completamente imersos para eliminação de fezes e pseudo fezes, por aproximadamente 1h. Em seguida, foi realizado o processo de indução, sendo os animais expostos ao ar (técnica chamada de “castigo”) por períodos de 3 minutos, intercalados com períodos de 20 minutos de imersão em água. Além disso, entre um período de castigo e submersão, vibrações com batidas contínuas na própria calha foram utilizadas para estimular à eliminação de gametas. A temperatura foi elevada gradativamente de 23 °C á 28 °C. Quando os animais iniciaram a liberação dos gametas (através da expulsão de jatos), fêmeas e machos foram separados pela coloração do tecido gonádico (alaranjado característico de material reprodutor feminino e branco de masculino) em recipientes com água salgada e aplicaram-se vibrações no próprio recipiente para estimular à eliminação de gametas. Os oócitos obtidos foram transferidos para um balde de 20 L e diluídos em água salgada. Os espermatozoides também foram transferidos para um recipiente de 5 L e diluídos em água salgada. Para a fertilização foram adicionadas 3 doses de 20 mL da solução de espermatozoides com intervalos de 20 minutos entre cada dose. A solução fertilizada foi transferida para um tanque de fibra de vidro com volume de 6000 L, salinidade de 35 psu e aeração constante, onde permaneceu por 24h. Após este período, uma peneira de malha 35µm foi posicionada na saída do tanque e este foi esvaziado para retirada de larvas no estágio “D” (Turini et al., 2014).

Em seguida, as larvas “D” foram peneiradas em peneiras de malhas de 35, 50 e 70 µm para remoção de sujeiras e separação das larvas, ficando a maioria na malha de 50µm. As larvas então foram transferidas para um balde graduado de 20 L, homogeneizadas e delas foram coletadas três amostras de 0,5 mL, diluídas em 5 mL, contadas com auxílio de um microscópio para estimar a quantidade de larvas e posterior distribuição nas unidades experimentais.

### **Sistema contínuo de larvicultura em recirculação**

A larvicultura foi realizada em sistema de recirculação de água do mar (Figura 1).

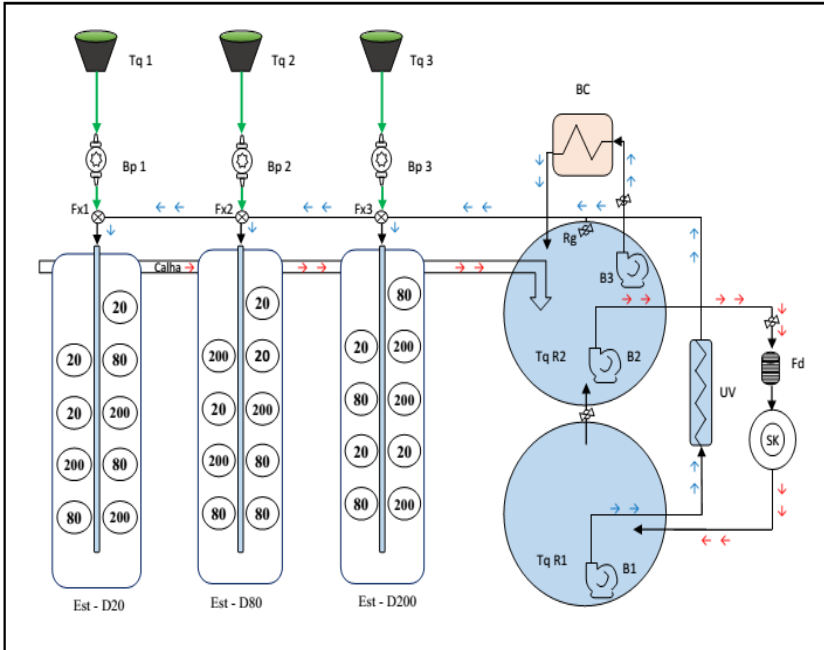


Figura 1: Esquema do sistema de recirculação. Onde: Est - D20: Estante de madeira ( $A= 0,65m^2$ ) que comporta os tanques de larvicultura alimentados com concentração Baixa; Est - D80: Estante de madeira ( $A= 0,65m^2$ ) que comporta os tanques de larvicultura alimentados com concentração Média; Est - D200: Estante de madeira ( $A= 0,65m^2$ ) que comporta os tanques de larvicultura alimentados com concentração Alta; Os círculos dentro das estantes representam os tanques de larvicultura (5L) com as respectivas densidades larvais; TqR1: Tanque de distribuição (500L); B1: Bomba magnética do TqR1; UV: Ultra-violeta; Rg: Registros para o controle da vazão; BC: Bomba de calor; B3: Bomba magnética para BC; Fx1: Fluxômetro da Est - D20; Fx2: Fluxômetro da Est - D80; Fx3: Fluxômetro da Est - D20; Tq1: Tanque de alimentação com concentração baixa (80L); Tq2: Tanque de alimento com concentração média (80L); Tq3: Tanque de alimento com concentração alta (80L); Bp1: Bomba peristáltica da Est - D20; Bp2: Bomba peristáltica da Est - D80; Bp3: Bomba peristáltica da Est - D20; TqR2: Tanque de recebimento da água que passou pelos tanques de larvicultura (500L); B2: Bomba magnética do TqR2; Fd: Filtro de disco; SK: “skimmer”.

O sistema (ANEXO A) é composto por dois tanques de polietileno com capacidade de 500 L cada, um para receber e armazenar a água que retorna dos tanques de larvicultura e outro para armazenar a água que passa pelo sistema de filtragem e depois para os tanques de larvicultura. Três bombas magnéticas (SICCE®, modelo SYNCRA HF 12), um “skimmer” (PREAMAR®), modelo 300R (ANEXO C), um filtro UV (POOL CLEAN®) (ANEXO E), modelo ES-55, um filtro de disco (AGROJET®) e uma bomba de calor (NAUTILUS®) modelo AA-45 (ANEXO E).

O sistema de recirculação faz com que a água que sai das unidades experimentais, contendo sobra de alimento, fezes, pseudo-fezes e outros compostos em suspensão, retorne para o tanque de recebimento, onde é bombeada passando pelo filtro de disco e em seguida pelo “skimmer”. Logo após, a água retorna para o tanque de distribuição sendo bombeada passando pelo filtro UV e, em seguida pela bomba de calor. Após passar pela bomba de calor, a água retorna às unidades experimentais.

### **Delineamento experimental**

O experimento foi realizado em delineamento inteiramente ao acaso em esquema fatorial sendo um fator a concentração de alimento com três níveis (Baixa, Média e Alta) e o outro fator a densidade larval, também com três níveis ( $D_{20} = 20$  larvas.mL<sup>-1</sup>,  $D_{80} = 80$  larvas.mL<sup>-1</sup> e  $D_{200} = 200$  larvas.mL<sup>-1</sup>). Foram utilizadas 3 repetições de cada tratamento. O alimento foi composto por um conjunto de microalgas das espécies *Isochrysis galbana* e *Chaetoceros calcitrans* na proporção 70 e 30% respectivamente. Como unidades experimentais foram utilizados 27 tanques cilindro-cônicos de fibra de vidro com capacidade de 5 L (ANEXO B), distribuídos em 3 estantes, contendo 9 tanques de larvicultura em cada estante, mantidos em ambiente fechado.

Para evitar fuga de larvas, em cada unidade experimental foi utilizado um filtro (ANEXO F) na saída de água de malha variando de 50 µm, 70 µm a 100 µm de abertura, havendo a troca de acordo com o estágio de desenvolvimento larval. Foi mantida uma aeração de aproximadamente 0,3 L.min<sup>-1</sup> em cada unidade experimental.

O manejo foi realizado no período da manhã a cada 72 horas e consistiu no peneiramento de cada unidade experimental, utilizando jogos de peneiras com malha de náilon de 50, 70, 100, 145 e 210 µm de abertura acordo com o estágio de desenvolvimento das larvas. Os tanques de alimentação foram higienizados com solução de limão e

completados com o alimento e água salgada. Os filtros foram removidos e limpos com jatos de água doce e salgada e os tanques de larvicultura higienizados com solução de limão.

### Cálculo do alimento

O sistema de alimentação foi composto por três tanques de fibra de vidro cilindro-cônicos com capacidade de 80 L para estocar o alimento. Três estantes (ANEXO B) onde foram apoiados os tanques de larvicultura e três bombas peristálticas (SEKO®) (ANEXO D), com capacidade de 4 L.h<sup>-1</sup> para dosar e distribuir o alimento para que cada estante recebesse uma concentração de alimento diferente (Figura 1).

A quantidade de alimento foi calculada de acordo com o número de células por larva por dia como mostra na Tabela 1.

Tabela 2: Número de células por larva por dia ofertados ao longo da larvicultura. Número de células ofertadas a cada 24h em cada concentração testada.

Dias de larvicultura	1º ao 5º dia	6º ao 8º dia	9º ao 11º dia	12º ao 16º dia
Concentração algal (cél.larva <sup>-1</sup> .dia <sup>-1</sup> )	4000	6000	7000	8000
Nº de cél. dia <sup>-1</sup> concentração Baixa (Est – D20)	3600 x 10 <sup>6</sup>	5400 x 10 <sup>6</sup>	6300 x 10 <sup>6</sup>	7200 x 10 <sup>6</sup>
Nº de cél. dia <sup>-1</sup> Concentração Média (Est – D80)	14400 x 10 <sup>6</sup>	21600 x 10 <sup>6</sup>	25200 x 10 <sup>6</sup>	28800 x 10 <sup>6</sup>
Nº de cél. dia <sup>-1</sup> Concentração Alta (Est – D200)	36000 x 10 <sup>6</sup>	54000 x 10 <sup>6</sup>	63000 x 10 <sup>6</sup>	72000 x 10 <sup>6</sup>

Para o cálculo do alimento, cada estante representava uma das densidades, ou seja, na estante que representa D20 (Est – D20) foi fornecida uma concentração Baixa, onde o alimento foi calculado para alimentar 9 tanques de 5 L com densidade de 20 larvas.mL<sup>-1</sup>. Na estante que representa D80 (Est – D80) foi fornecida uma concentração Média, onde o alimento foi calculado para alimentar 9 tanques de 5 L com densidade de 80 larvas.mL<sup>-1</sup> e na estante D200 (Est – D200) foi fornecido uma concentração Alta, calculada para alimentar 9 tanques de 5 L com densidade de 200 larvas.mL<sup>-1</sup>. Com isso, todas as três densidades foram expostas às três concentrações de alimento,

distribuindo 3 repetições de cada densidade aleatoriamente em cada estante (Figura 1).

### **Crescimento e rendimento**

Para avaliar o crescimento, a cada 3 dias, as larvas de cada unidade experimental foram concentradas em um copo de becker, completado o volume de 1 L de água salgada, homogeneizada e uma amostra de 0,5 mL foi retirada e fixada em formalina 4%. Para cada amostra fixada, 30 larvas foram escolhidas ao acaso e o seu tamanho (dimensão antero posterior mais longa da concha) foi determinado com o auxílio de um microscópio ótico LEICA®, uma câmara de “Sedgwick-Rafter” e do “software” LAS EZ 2.0.0. Foram realizados 4 pontos de coletas ao longo da larvicultura.

O rendimento foi medido quantificando-se as larvas que atingiram tamanho maior ou igual a 210  $\mu\text{m}$  ao final da larvicultura e que já se encontram em fase olhada. Para avaliar o rendimento, as larvas de cada tanque foram peneiradas em malha de 210  $\mu\text{m}$ , concentradas em um copo de becker, completado o volume de 1 L de água salgada, homogeneizadas e uma amostra de 1 mL foi retirada e fixada em formalina 4%. Todas as amostras foram quantificadas com o auxílio de um microscópio ótico e uma câmara de “Sedgwick-Rafter”, obtendo assim o rendimento final do processo.

### **Parâmetros físico-químicos**

Os parâmetros salinidade, temperatura e pH foram medidos diariamente, pela manhã. O pH foi quantificado com pHmetro de bancada (ALFAKIT®, modelo AT-350) e a salinidade com refratômetro manual (KASVI®, modelo K52-100).

### **Consumo de alimento**

Contagens diárias de microalgas foram realizadas na entrada e saída de água dos tanques de larvicultura a fim de avaliar o consumo de alimento em cada unidade. Diariamente foram coletados 20 mL de água de uma das repetições de cada tratamento. Assim, a cada 3 dias as 3 repetições de cada tratamento passavam pela contagem. As microalgas foram contadas com o auxílio de uma câmara de *Neubauer* e um microscópio ótico.

## **Análises Estatísticas**

Os dados de crescimento e rendimento foram analisados através de análise de variância bifatorial (concentração de microalgas e densidade de cultivo) e quanto houve diferença entre os tratamentos as médias dos mesmos foram comparadas pelo teste de Tukey ao nível de significância de 5%. As análises foram realizadas utilizando-se o pacote computacional SAS® (2003).

## **RESULTADOS**

### **Parâmetros físico-químicos**

A temperatura média da água nos tanques de larvicultura durante o experimento foi de  $27,8 \pm 0,4^{\circ}\text{C}$  e salinidade em 35 p.s.u.. O oxigênio dissolvido foi de  $5,8 \pm 0,2 \text{ mg.L}^{-1}$ , saturação de  $90,2 \pm 2,9\%$  e pH  $7,8 \pm 0,12$ .

### **Rendimento**

Todas as densidades que foram submetidas as concentrações Baixa ( $1,26$  a  $2,19 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>) e Alta ( $5,03$  a  $7,29 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>), o rendimento foi nulo, pois não foram obtidas larvas com tamanho médio acima de 210 µm. Houve uma grande mortalidade nesses tratamentos, com poucas larvas vivas presentes nos tanques. A média do rendimento, de larvas aptas ao assentamento na concentração Média ( $2,36$  a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>), foi de  $21,8\% \pm 7,45$  em D20,  $27,4\% \pm 9,91$  em D80 e  $0,80\% \pm 0,26$  em D200. Houve diferença significativa ( $P < 0,05$ ) no rendimento entre as densidades de cultivo D20 e D200 e entre D80 e D200.

Na concentração  $2,36$  a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup> a média de rendimento foi de  $16,66\% \pm 13,62$ . Houve diferença significativa ( $P < 0,05$ ) entre as concentrações  $1,26$  a  $2,19 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup> e  $2,36$  a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup> e entre  $2,36$  a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup> e  $5,03$  a  $7,29 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>, não houve diferença significativa entre  $1,26$  a  $2,19 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup> e  $5,03$  a  $7,29 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>.

### **Crescimento**

O tamanho médio inicial das larvas utilizadas no experimento foi de  $83,02 \mu\text{m} \pm 2,32$  em todos os tratamentos. No 4º dia de larvicultura, o tamanho médio foi de  $99,59 \mu\text{m} \pm 1,56$  em D20,  $98,58 \mu\text{m} \pm 1,56$  em D80 e  $97,54 \mu\text{m} \pm 1,56$  em D200. No 10º dia foi de  $132,46 \mu\text{m} \pm 3,81$  em D20,  $123,93 \mu\text{m} \pm 3,30$  em D80 e  $124,40 \mu\text{m} \pm$

4,66 em D200. No 13º dia foi de  $163,51 \mu\text{m} \pm 5,43$  em D20,  $151,93 \mu\text{m} \pm 4,70$  em D80 e  $138,97 \mu\text{m} \pm 6,54$  em D200. No 16º dia  $215,48 \mu\text{m} \pm 6,86$  em D20,  $211,97 \mu\text{m} \pm 5,57$  em D80 e  $187,72 \mu\text{m} \pm 7,88$  em D200. Houve diferença significativa ( $P < 0,05$ ) no 13º dia de larvicultura entre as densidades D20 e D200 e, no 16º dia entre as densidades D20 e D200 e entre D80 e D200 (Figura 2).

Os tamanhos médios das larvas entre as concentrações testadas estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Tamanho médio das larvas ( $\mu\text{m} \pm$  Desvio Padrão) ao longo dos dias de larvicultura nas respectivas concentrações ( $\times 10^4$  cél.mL<sup>-1</sup>) de alimento.

Concentração ( $\times 10^4$ cél.mL <sup>-1</sup> )	4º Dia	10º Dia	13º Dia	16º Dia
Baixa (1,26 a 2,19)	$96,78 \pm 1,56$	$129,61 \pm 3,86$	$143,01 \pm 5,50$	$185,45 \pm 6,52$
Média (2,36 a 3,94)	$99,30 \pm 1,56$	$125,68 \pm 3,86$	$168,97 \pm 5,51$	$235,73 \pm 6,52$
Alta (5,03 a 7,29)	$99,63 \pm 1,56$	$125,20 \pm 3,86$	$142,43 \pm 5,51$	$193,98 \pm 6,94$

Houve diferença significativa ( $P < 0,05$ ) no tamanho das larvas no 13º e 16º dias, entre as concentrações (1,26 a 2,19) e (2,36 a 3,94) e entre (2,36 a 3,94) e (5,03 a 7,29), como pode-se observar na Figura 2.

### Consumo de alimento

Os dados de concentração de alimento e a média do consumo de microalgas pelas larvas ao longo do experimento estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Respectivas densidades larvais em cada concentração de alimento testada (Baixa, Média e Alta). Concentração: Médias da concentração de alimento nos tanques de cultivo ( $\times 10^4$  células. $\text{mL}^{-1}$ ) em cada densidade testada. Saída: Média da concentração de alimento da saída dos tanques de cultivo ( $\times 10^4$  células. $\text{mL}^{-1}$ ). Consumo: Média do consumo do alimento ( $\times 10^4$  células. $\text{mL}^{-1}$ ) nos tratamentos ao longo do tempo.

Densidades	1 ao 5° dia			6 ao 8° dia			9 ao 11° dia			12 ao 16° dia		
	D20	D80	D200	D20	D80	D200	D20	D80	D200	D20	D80	D200
Baixa	Concentração	1,26			1,48			1,57			2,19	
	Saída	1	0,8	0,5	0,6	0,6	0,5	1,4	1,2	1,3	1,6	1,5
	Consumo	0,3	0,5	0,8	0,9	0,9	1	0,2	0,3	0,3	0,6	0,7
Média	Concentração	2,36			2,44			2,4			3,94	
	Saída	1,7	1,6	1,3	1,5	1,2	1,9	1,7	1,4	1,9	2,4	2
	Consumo	0,7	0,8	1,1	1	1,2	0,6	0,7	1	0,5	1,6	1,9
Alta	Concentração	5,03			5,26			5,42			7,29	
	Saída	4,1	3,5	2	4,3	3,6	4,4	4,6	5	4,6	7,1	7
	Consumo	0,9	1,5	3	1	1,6	0,9	0,9	0,4	0,8	0,2	0,3



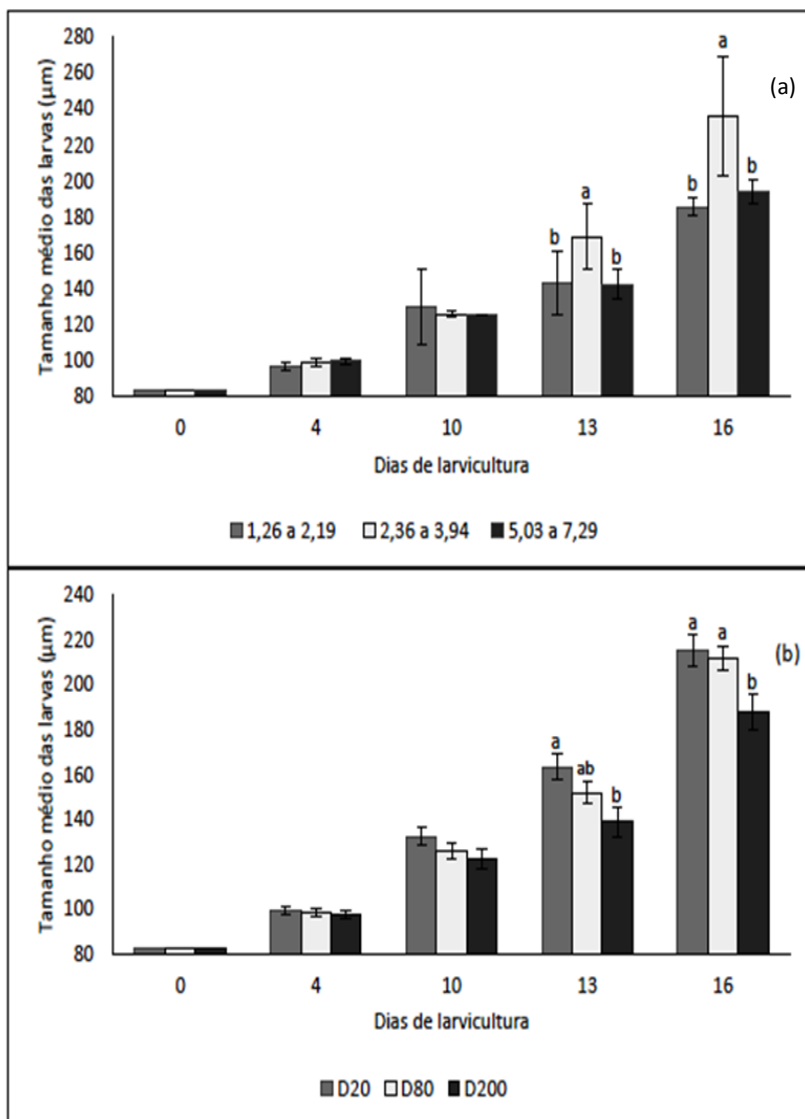


Figura 2. (a) Gráfico comparando o tamanho médio das larvas ( $\mu\text{m}$ ) nas concentrações de alimento ( $1,26$  a  $2,19$  células. $\text{mL}^{-1}$ ,  $2,36$  a  $3,94 \times 10^4$  células. $\text{mL}^{-1}$  e  $5,03$  a  $7,29 \times 10^4$  células. $\text{mL}^{-1}$ ) ao longo do tempo. (b) Gráfico comparando o tamanho médio das larvas ( $\mu\text{m}$ ) nas respectivas densidades testadas

## DISCUSSÃO

Neste estudo a variação do pH ( $7,8 \pm 0,12$ ) ficou dentro do intervalo (7,8 a 8,0) encontrado por Magnesen and Jacobsen (2012) em sistemas de recirculação e que não afeta larvas de moluscos bivalves.

Os resultados de rendimento obtidos no presente estudo,  $27,4\% \pm 9,91$  na densidade D80 e  $21,8\% \pm 7,45$  na densidade D20, submetidas à concentração 2,36 a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>, são animadores comparando com o rendimento de 10,23% obtido em sistema estático por Turini et al. (2014), com densidade em 8 larvas.mL<sup>-1</sup> e concentração de alimento de 0,5 a  $6 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>. Porém, o mesmo autor com a mesma concentração de alimento, porém em sistema contínuo, obteve 77,23% na densidade de 20 larvas.mL<sup>-1</sup>, maior que o obtido no presente estudo ( $21,8\% \pm 7,45$ ) e um resultado semelhante na densidade de 80 larvas.mL<sup>-1</sup> com rendimento de 33,5%. Já na densidade de 150 larvas.mL<sup>-1</sup> obteve um baixo rendimento de 7,25%. No presente estudo, foi obtido um rendimento ainda mais baixo de  $0,80\% \pm 0,26$  com a densidade de 200 larvas.mL<sup>-1</sup>.

Dybas (2014) utilizando o mesmo sistema de recirculação para cultivar larvas de *C. gigas*, obteve um resultado semelhante ao presente estudo, com cerca de 20% de rendimento na densidade de 50 larvas.mL<sup>-1</sup> e cerca de 17,5% com 100 larvas.mL<sup>-1</sup>. Já Magnesen and Jacobsen (2012), atingiu um maior rendimento (49,9%) em sistema de recirculação, com larvas de *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758).

Resultados de produção de larvas de *P. maximus* em sistema contínuo não evidenciaram correlação entre o rendimento de larvas aptas ao assentamento e densidade inicial de estocagem, testando 36 lotes de larvas estocadas sob densidades entre 2,9 e 12,6 larvas.mL<sup>-1</sup> (Magnesen et al., 2006). Por outro lado, neste mesmo trabalho, observou-se uma correlação negativa entre a sobrevivência e concentração de algas, indicando uma sobrevivência menor de larvas de *P. maximus* em concentrações crescentes de algas.

A quantidade ideal e constante de microalgas é tida como um dos fatores importantes para se obter sucesso na larvicultura da maioria das espécies de bivalves (Martínez et al., 1995; Southgate and Ito, 1998; Andersen et al., 2000; Torkildsen and Magnesen, 2004; Magnesen et al., 2006; Rico-Villa et al., 2009).

Neste estudo, houve o consumo e a sobra de alimento (Tabela 3) ao longo da larvicultura em todos os tratamentos. No entanto, pode-se

observar que as larvas submetidas às concentrações de alimento 1,26 a 2,19 células.mL<sup>-1</sup> e 5,03 a 7,29 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup> não atingiram tamanho médio acima de 210 µm, a maioria das larvas estavam mortas, com poucas larvas vivas presentes nos tanques, gerando um rendimento nulo (ANEXOS – G, H e I).

Rico-Villa et al. (2009) apontam que a taxa máxima de crescimento para *C. gigas* em sistema contínuo ocorreu quando as larvas foram submetidas à concentração constante de 4,0 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>, semelhante à utilizada neste estudo (2,36 a 3,94), mas não diferiram estatisticamente quando as larvas foram submetidas à 2,0 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>. No presente estudo a concentração 1,26 a 2,19 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>, semelhante a concentração testada por Rico-villa, 2009 (2,0 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>) pode ser muito baixa para larvas de *P. perna* ou a diferença pode estar ligada ao tipo de sistema utilizado, visto que os resultados obtidos por Rico-Villa et al. (2009), são em sistema contínuo, além disso utilizaram concentração constante e não aumentando gradativamente como foi feito no presente estudo. Já a concentração mais alta testada (5,03 a 7,29 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>), pode ter ocasionado uma supersaturação de alimento nas unidades experimentais, ocasionando o entupimento dos filtros, o que pode ter gerado a degradação da qualidade da água dentro dos tanques de cultivo devido a presença de metabolitos.

Em Dybas (2014) a maior sobrevivência (20%) para *C. gigas* em sistema de recirculação foram obtidos na menor concentração de alimento testada (1 a 4,5 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>), semelhante a utilizada por Rico-Villa *et al.* (2009) (4,0 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>), e menor sobrevivência nas concentrações mais altas de alimento (6% em 9 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup> e 12,5% em 5,2 a 140 x 10<sup>4</sup> células.mL<sup>-1</sup>). Observando ainda o entupimento dos filtros nos tratamentos submetidos a essas concentrações.

Alguns autores acreditam que a adição de algas pode também envolver a adição de bactérias associadas com as culturas de algas, ocasionando alterações da microbiota nos tanques de cultivo. Sendo assim, é possível que a baixa sobrevivência em larviculturas com maiores adições de algas não seja devido apenas ao excesso de alimento, mas também ao resultado dos efeitos prejudiciais de bactérias e/ou dos compostos dissolvidos a partir das culturas de algas (Nicolas et al., 2004; Magnesen et al., 2006). O que indica que o acompanhamento da microbiota nos cultivos larvais pode-se tornar um fator interessante para próximos experimentos.

Além da concentração de alimento, a temperatura é outro fator importante que determina a duração da fase larval, afetando o crescimento e sobrevivência (Bayne, 1965; Brenko and Calabrese, 1969; Gruffydd and Beaumont, 1972; Helm and Millican, 1977; His et al., 1989; Martínez et al., 1995; Uriarte et al., 2001; Beaumont et al., 2004; Rico-Villa et al., 2009; Galley et al., 2010). Em Galley et al. (2010), com larvas de *M. edullis* em sistema estático, observaram um crescimento mais acelerado das larvas na temperatura de 17 a 20°C, do que em 14°C, obtendo 50% de larvas olhadas em 21 dias na maior temperatura. Em Aarab et al. (2013), larvas de *P. perna* atingiram a média de tamanho acima de 210 µm aos 21 dias de larvicultura em sistema estático com temperatura em torno de 21°C. Em Turini et al. (2014) as larvas de *P. perna* levaram 23 dias para alcançarem a metamorfose, tanto no sistema contínuo como no estático, com a temperatura em torno de 24°. No presente estudo o sistema de recirculação permitiu manter a temperatura constante durante todo o experimento ( $27,8 \pm 0,4^\circ\text{C}$ ), o que resultou no primeiro lote de larvas olhadas já no 14º dia de cultivo, com a maioria das larvas olhadas no 16º dia e média de tamanho em  $215,48 \mu\text{m} \pm 6,86$  na densidade D20,  $211,97 \mu\text{m} \pm 5,57$  em D80 e  $187,72 \mu\text{m} \pm 7,88$  em D200. Estes resultados corroboram com os obtidos por Dybas (2014) que, utilizando o mesmo sistema, observaram larvas olhadas de *C. gigas* com 14 dias de larvicultura, com temperatura em  $27,9 \pm 0,9^\circ\text{C}$ . Em Rico-Villa et al. (2009) também foi obtido larvas olhadas de *C. gigas* em menos de 15 dias, mas em sistema contínuo com temperatura em 27°C.

## CONCLUSÃO

Os resultados permitem concluir que, nas condições metodológicas descritas, foi possível produzir larvas do mexilhão *P. perna* em sistema de recirculação. Além disso, das densidades larvais e concentrações de alimento testadas as que melhor responderam, no sentido de produzir larvas olhadas aptas para assentamento, foram as densidades de 20 e 80 larvas.mL<sup>-1</sup> na concentração de alimento de 2,36 a  $3,94 \times 10^4$  células.mL<sup>-1</sup>, com 21 a 27 % de rendimento e, as larvas atingindo mais de 235 µm no 16º dia de larvicultura. Esses resultados são animadores mas com rendimento ainda podendo ser considerado baixo para larvicultura de mexilhão *P. perna* em condições de laboratório, o que indica a necessidade de continuidade dos experimentos com recirculação.

## REFERÊNCIAS

AARAB, L. et al. Embryonic development and influence of egg density on early veliger larvae and effects of dietary microalgae on growth of brown mussel *Perna perna* (L. 1758) larvae under laboratory conditions. **Aquaculture International**, v. 21, n. 5, p. 1065-1076, 2013.

ANDERSEN, S. et al. Flow-through systems for culturing great scallop larvae. **Aquaculture International**, v. 8, n. 2-3, p. 249-257, 2000.

ANDRÉU, B. **El Cultivo del mejillon en Europa**. Academia Brasileira de Ciências, 1976, Rio de Janeiro. Anais. p.1-32.

BAYNE, B. L. Primary and Secondary Settlement in *Mytilus edulis* L. (Mollusca). **Journal of Animal Ecology**, v. 33, n. 3, p. 513-523, 1964.

BAYNE, B. L. Growth and the delay of metamorphosis of the larvae of *Mytilus edulis* (L.). **Ophelia**, v. 2, n. 1, p. 1-47, 1965.

BEAUMONT, A. R. et al. Hybridisations between *Mytilus edulis* and *Mytilus galloprovincialis* and performance of pure species and hybrid veliger larvae at different temperatures. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 302, n. 2, p. 177-188, 2004.

BRENKO, M. H.; CALABRESE, A. The combined effects of salinity and temperature on larvae of the mussel *Mytilus edulis*. **Marine Biology**, v. 4, n. 3, p. 224-226, 1969.

DOMÍNGUEZ, L. et al. Effects of photoperiod and the duration of conditioning on gametogenesis and spawning of the mussel *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck). **Aquaculture Research**, v. 41, n. 11, p. e807-e818, 2010.

DYBAS, P. R. **Sistema de recirculação de água para larvicultura de ostras *Crassostrea gigas*** Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina. p.60. 2014.

FAO. **State of the World Fisheries and Aquaculture 2014**. Rome: Fao Inter-Departmental Working Group, 2014. ISBN 9789253082759. Available at: < <http://books.google.com.br/books?id=3K3XoAEACAAJ> >.

- FARIAS, T. Z. D., Ed. **Assentamento de larvas do mexilhão *Perna perna* (L.) em condições de laboratório**. Dissertação (Mestrado): Universidade Federal de Santa Catarina, p.33ed. 2005.
- FERNANDES, F. C. S., R. C. C. L.; JUNQUEIRA A. O. R.; RAPAGNÃ, L. C. & BREVES-RAMOS A. Distribuição mundial e o impacto de sua introdução no Brasil. In: RESGALL, A. C. J. W. L. I. C. M. B. (Ed.). **O Mexilhão *Perna perna* (L.): Biologia, Ecologia e Aplicações**. Rio de Janeiro: Interciência, p.25-30. 2008.
- FERREIRA, J. F. et al. Crescimento do mexilhão *Perna perna* (Linné, 1758) em sistemas de cultivo em Santa Catarina. XII EBRAM – ENCONTRO BRASILEIRO DE MALACOLOGIA, 1991, Anais. p.32.
- FERREIRA, J. F.; MAGALHÃES, A. R. M. Cultivo de Mexilhões. In: POLI, C. R. P., A. T. B; ANDREATTA, E. & BELTRAME, E. (Ed.). **Aqüicultura: Experiências Brasileiras**. Florianópolis: Multitarefa, 2004. p.476.
- GALLEY, T. H. et al. Optimisation of larval culture of the mussel *Mytilus edulis* (L.). **Aquaculture International**, v. 18, n. 3, p. 315-325, 2010.
- GRUFFYDD, L. D.; BEAUMONT, A. R. A method for rearing of *Pecten maximus* in the laboratory. **Marine Biology**, v. 15, n. 4, 1972.
- HELM, M. M. et al. **Hatchery Culture of Bivalves: A Practical Manual**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2004. ISBN 9789251052242. Available at: <  
<http://books.google.com.br/books?id=hFUbAQAIAAJ> >.
- HELM, M. M.; MILLICAN, P. F. Experiments in the hatchery rearing of Pacific oyster larvae (*Crassostrea gigas* Thunberg). **Aquaculture**, v. 11, n. 1, p. 1-12, 1977.
- HIS, E. et al. Combined effects of temperature and salinity on fed and starved larvae of the mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* and the Japanese oyster *Crassostrea gigas*. **Marine Biology**, v. 100, n. 4, p. 455-463, 1989.

KING N. et al. An intensive high-density larval rearing system for the large-scale simultaneous production of families of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. Fish and Larviculture Symposium: 236-237, European Aqua Soc, 2005, Oostende, Belgium. Special Pub 36. p.236-237.

KLAPPENBACH, M. A. Lista Preliminar de lós Mytilidae Brasileños com claves para sú determinación y notas sobre sú distribución. ACADEMIA BRASILEIRA DE CIÊNCIA, 1965, Anais. p.327–352.

KUBITZA, F. Sistemas de recirculação: sistemas fechados com tratamento e reuso da água. **Panorama da aquíicultura**, v. 16, n. 95, 2006.

MAGNESEN, T. et al. Yields of great scallop, *Pecten maximus*, larvae in a commercial flow-through rearing system in Norway. **Aquaculture International**, v. 14, n. 4, p. 377-394, 2006.

MAGNESEN, T.; JACOBSEN, A. Effect of water recirculation on seawater quality and production of scallop (*Pecten maximus*) larvae. **Aquacultural Engineering**, v. 47, p. 1-6, 2012.

MARENZI, A. W. C.; BRANCO, J. O. O cultivo do mexilhão *Perna perna* no município de Penha, SC. In: BRANCO, J. O. M., A. W. C. (Ed.). **Bases ecológicas para um desenvolvimento sustentável: estudos de caso em Penha, SC**. Itajaí: UNIVALI, 2006. p.227-244.

MARSHALL, R. et al. Effects of nutrition on larval growth and survival in bivalves. **Reviews in Aquaculture**, v. 2, n. 1, p. 33-55, 2010.

MARTÍNEZ, G. et al. Effects of different feeding regimens on larval growth and the energy budget of juvenile Chilean scallops, *Argopecten purpuratus* Lamarck. **Aquaculture**, v. 132, n. 3–4, p. 313-323, 1995.

MASSER, M. P.; JENSEN, J. W. **Recirculating Aquaculture Tank Production Systems Management of Recirculating Systems.**: SRAC Publ. 1991.

MERINO, G. et al. A comparison of larval production of the northern scallop, *Argopecten purpuratus*, in closed and recirculating culture systems. **Aquacultural Engineering**, v. 40, n. 2, p. 95-103, 2009.

MPA. **Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura**. Brasília: Ministério da Pesca e Aquicultura, 2011. 60 Available at: < <http://www.mpa.gov.br> >.

NICOLAS, J. L. et al. Bacterial Population Association with Phytoplankton Cultured in a Bivalve Hatchery. **Microbial Ecology**, v. 48, n. 3, p. 400-413, 2004.

PFEIFFER, T. J.; RUSCH, K. A. An integrated system for microalgal and nursery seed clam culture. **Aquacultural Engineering**, v. 24, n. 1, p. 15-31, 2000.

RICO-VILLA, B. et al. Influence of food density and temperature on ingestion, growth and settlement of Pacific oyster larvae, *Crassostrea gigas*. **Aquaculture**, v. 287, n. 3-4, p. 395-401, 2009.

RICO-VILLA, B. et al. A flow-through rearing system for ecophysiological studies of Pacific oyster *Crassostrea gigas* larvae. **Aquaculture**, v. 282, n. 1-4, p. 54-60, 2008.

RIOS, E. C. **Compendium of Brazilian Sea Shells**. Rio Grande: EVANGRAF, 2009. 676.

ROBERT, R.; GÉRARD, A. Bivalve hatchery technology: The current situation for the Pacific oyster *Crassostrea gigas* and the scallop *Pecten maximus* in France. **Aquatic Living Resources**, v. 12, n. 2, p. 121-130, 1999.

SALOMÃO, L. C. et al. Influência da salinidade na sobrevivência de *Perna perna* (Mollusca: Bivalvia). **Boletim de Fisiologia Animal**, v. 4, p. 143 - 152, 1980.

SANCHEZ-LAZO, C.; MARTINEZ-PITA, I. Effect of temperature on survival, growth and development of *Mytilus galloprovincialis* larvae. **Aquaculture Research**, v. 43, n. 8, p. 1127-1133, 2012.



SOUTHGATE, P.; ITO, M. Evaluation of a partial flow-through culture technique for pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. **Aquac. Eng.**, v. 18, p. 1 - 7, 1998.

SOUZA, R. V. V., A. L.; SANTOS, A. A.; NOVAES, A. L. T.; SILVA, F. M.; OSTRENSKY, A. Malacocultura em Santa Catarina: Maricultores, extensionistas e pesquisadores apontam problemas e demandas. **Panorama da Aqüicultura**, v. Jan -fev, p. 36 - 41, 2011.

SUANTIKA, G. et al. High-density production of the rotifer *Brachionus plicatilis* in a recirculation system: consideration of water quality, zootechnical and nutritional aspects. **Aquacultural Engineering**, v. 21, n. 3, p. 201-213, 2000.

TORKILDSEN, L.; MAGNESEN, T. Hatchery Production of Scallop Larvae (*Pecten maximus*) – Survival in Different Rearing Systems. **Aquaculture International**, v. 12, n. 4-5, p. 489-507, 2004.

TURINI, C. S. et al. Effects of stocking-density in flow-through system on the mussel *Perna perna* larval survival. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 36, p. 247-252, 2014.

URIARTE, I. et al. Producción de juveniles de pectínidos iberoamericanos bajo condiciones controladas. **Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: ciencia y acuicultura. Editorial LIMUSA, Mexico**, p. 147-172, 2001.

VÉLEZ, A.; EPIFANIO, C. E. Effects of temperature and ration on gametogenesis and growth in the tropical mussel *Perna perna* (L.). **Aquaculture**, v. 22, n. 0, p. 21-26, 1981.

VIARENGO, A.; CANESI, L. Mussels as biological indicators of pollution. **Aquaculture**, v. 94, n. 2–3, p. 225-243, 1991.

WOOD, A. R. et al. A molecular phylogeny of the marine mussel genus *Perna* (Bivalvia: Mytilidae) based on nuclear (ITS1&2) and mitochondrial (COI) DNA sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 44, n. 2, p. 685-698, 2007.

XIONGFEI, W. et al. Closed recirculating system for shrimp-mollusk polyculture. **Chinese Journal of Oceanology and Limnology**, v. 23, n. 4, p. 461-468, 2005.

ZOHAR, Y. T., Y., SCHREIER, H. J.; STEVEN, C. R.; STUBBLEFIELD, J.; PLACE, A. R. Commercially feasible urban recirculating aquaculture: addressing the marine sector. In: COSTA-PIERCE, B., DESBONNET, A.; EDWARDS, P.; BAKER, D. (Ed.). **Urban aquaculture**. Cambridge, chap. 10, p.159 - 171, 2005.

## REFERENCIAS INTRODUÇÃO GERAL

ANDERSEN, S. et al. Flow-through systems for culturing great scallop larvae. **Aquaculture International**, v. 8, n. 2-3, p. 249-257, 2000.

ARANA, L. V. **Aqüicultura e desenvolvimento sustentável: subsídios para a formulação de políticas de desenvolvimento da aqüicultura brasileira**. Florianópolis: UFSC, 1999.

FAO. **State of the World Fisheries and Aquaculture 2014**. Rome: Fao Inter-Departmental Working Group, 2014. ISBN 9789253082759. Available at: <  
<http://books.google.com.br/books?id=3K3XoAEACAAJ> >.

FERNANDES, F. C. S., R. C. C. L.; JUNQUEIRA A. O. R.; RAPAGNÃ, L. C. & BREVES-RAMOS A. **Distribuição mundial e o impacto de sua introdução no Brasil**. In: RESGALL, A. C. J. W. L. I. C. M. B. (Ed.). *O Mexilhão Perna perna (L.): Biologia, Ecologia e Aplicações*. Rio de Janeiro: Interciência, 2008. p.25-30.

FERREIRA, J. F. et al. **Crescimento do mexilhão Perna perna (Linné, 1758) em sistemas de cultivo em Santa Catarina**. XII EBRAM – ENCONTRO BRASILEIRO DE MALACOLOGIA, 1991, Anais. p.32.

KLAPPENBACH, M. A. Lista Preliminar de lós Mytilidae Brasileños com claves para sú determinación y notas sobre sú distribución. **ACADEMIA BRASILEIRA DE CIÊNCIA**, 1965, Anais. p.327–352.

KUBITZA, F. Sistemas de recirculação: sistemas fechados com tratamento e reuso da água. **Panorama da aqüicultura**, v. 16, n. 95, 2006.

LUNETTA, J.E. . Fisiologia da reprodução dos mexilhões (*Mytilus perna*- Mollusca: Lamellibranchia). **Boletim de Zoologia e Biologia Marinha**. São Paulo, 26: 33-111, 1969.

MAGNESEN, T. et al. Yields of great scallop, *Pecten maximus*, larvae in a commercial flow-through rearing system in Norway. **Aquaculture International**, v. 14, n. 4, p. 377-394, 2006.

MAGNESEN, T.; JACOBSEN, A. Effect of water recirculation on seawater quality and production of scallop (*Pecten maximus*) larvae. **Aquacultural Engineering**, v. 47, p. 1-6, 2012.

MARENZI, A. W. C.; BRANCO, J. O. **O cultivo do mexilhão Perna perna no município de Penha, SC.** In: BRANCO, J. O. M., A. W. C. (Ed.). Bases ecológicas para um desenvolvimento sustentável: estudos de caso em Penha, SC. Itajaí: UNIVALI, p.227-244, 2006.

MARTÍNEZ, G. et al. Effects of different feeding regimens on larval growth and the energy budget of juvenile Chilean scallops, *Argopecten purpuratus* Lamarck. **Aquaculture**, v. 132, n. 3-4, p. 313-323, 1995.

MERINO, G. et al. A comparison of larval production of the northern scallop, *Argopecten purpuratus*, in closed and recirculating culture systems. **Aquacultural Engineering**, v. 40, n. 2, p. 95-103, 2009.

MPA. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura. Ministério da Pesca e Aquicultura: 60 p, 2011.

PFEIFFER, T. J.; RUSCH, K. A. An integrated system for microalgal and nursery seed clam culture. **Aquacultural Engineering**, v. 24, n. 1, p. 15-31, 2000.

RIOS, E. C. **Compendium of Brazilian Sea Shells.** Rio Grande: EVANGRAF. p 676 , 2009

ROBERT, R.; GÉRARD, A. **Bivalve hatchery technology: The current situation for the Pacific oyster *Crassostrea gigas* and the scallop *Pecten maximus*** in France. Aquatic Living Resources, v. 12, n. 2, p. 121-130, 1999.

- SALOMÃO, L. C. et al. Influência da salinidade na sobrevivência de *Perna perna* (Mollusca: Bivalvia). **Boletim de Fisiologia Animal**, v. 4, p. 143 - 152, 1980.
- SANCHEZ-LAZO, C.; MARTINEZ-PITA, I. Effect of temperature on survival, growth and development of *Mytilus galloprovincialis* larvae. **Aquaculture Research**, v. 43, n. 8, p. 1127-1133, Jul 2012.
- SOUTHGATE, P.; ITO, M. Evaluation of a partial flow-through culture technique for pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. **Aquac. Eng.**, v. 18, p. 1 - 7, 1998.
- SUANTIKA, G. et al. High-density production of the rotifer *Brachionus plicatilis* in a recirculation system: consideration of water quality, zootechnical and nutritional aspects. **Aquacultural Engineering**, v. 21, n. 3, p. 201-213, 2000.
- TORKILDSEN, L.; MAGNESEN, T. Hatchery Production of Scallop Larvae (*Pecten maximus*) – Survival in Different Rearing Systems. **Aquaculture International**, v. 12, n. 4-5, p. 489-507, 2004.
- TURINI, C. S. et al. Effects of stocking-density in flow-through system on the mussel *Perna perna* larval survival. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, v. 36, p. 247-252, 2014.
- VÉLEZ, A.; EPIFANIO, C. E. Effects of temperature and ration on gametogenesis and growth in the tropical mussel *Perna perna* (L.). **Aquaculture**, v. 22, n. 0, p. 21-26, 1981.
- VIARENGO, A.; CANESI, L. Mussels as biological indicators of pollution. **Aquaculture**, v. 94, n. 2-3, p. 225-243, 1991.
- WOOD, A. R. et al. A molecular phylogeny of the marine mussel genus *Perna* (Bivalvia: Mytilidae) based on nuclear (ITS1&2) and mitochondrial (COI) DNA sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 44, n. 2, p. 685-698, 2007.

XIONGFEI, W. et al. Closed recirculating system for shrimp-mollusk polyculture. **Chinese Journal of Oceanology and Limnology**, v. 23, n. 4, p. 461-468, 2005.

ZOHAR, Y. T. Y. et al. Commercially feasible urban recirculating aquaculture: addressing the marine sector. In: COSTA-PIERCE, B., DESBONNET, A.; EDWARDS, P.; BAKER, D. (Ed.). **Urban aquaculture**. Cambridge, chap. 10, p.159 – 171, 2005.

## ANEXOS



ANEXO A – Foto do sistema de recirculação de água utilizado no experimento. (Fonte: LMM).



ANEXO B – Foto destacando as estantes com 27 tanques de cultivo (5L) (tanques amarelos) e tanques de alimentação (80L) (tanques preto). (Fonte: LMM).



ANEXO C – Foto do “skimmer” (PREAMAR®), modelo 300R e do filtro de disco (AGROJET®) que compõe o sistema. (Fonte: LMM)



ANEXO D – Bomba peristáltica (SEKO®) que compõe o sistema. (Fonte: LMM).

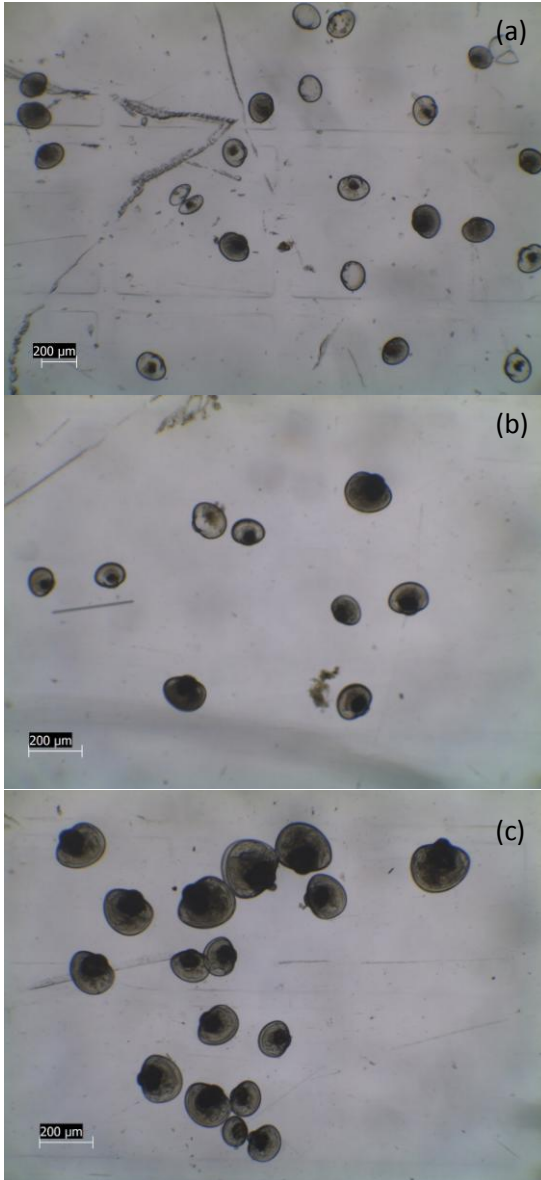




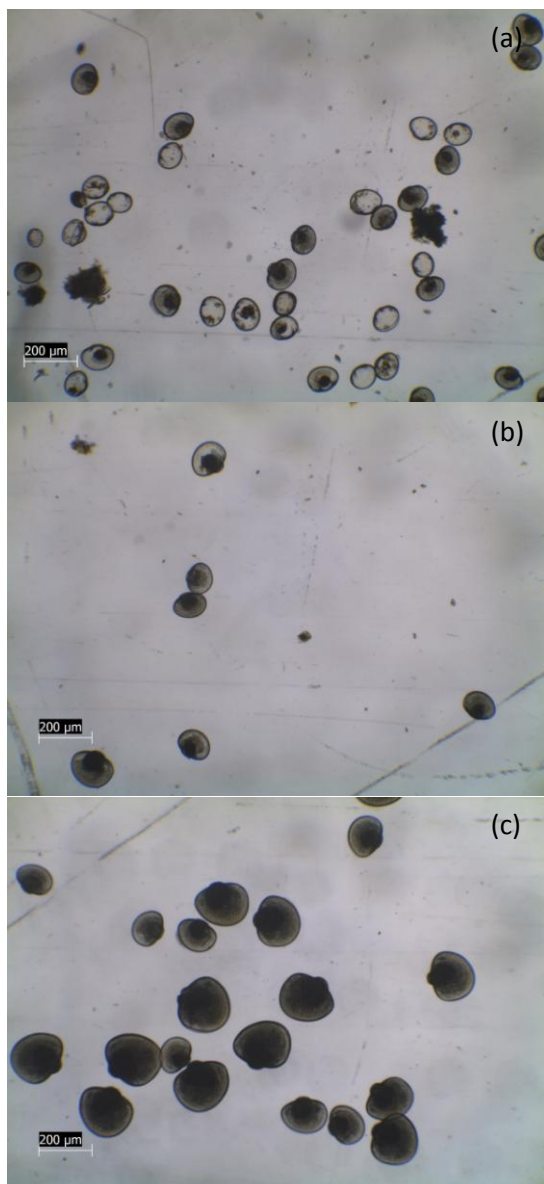
ANEXO E – (a) Bomba de calor (NAUTILUS®) modelo AA-45 e (b) filtro UV (POOL CLEAN®), modelo ES-55. (Fonte: LMM).



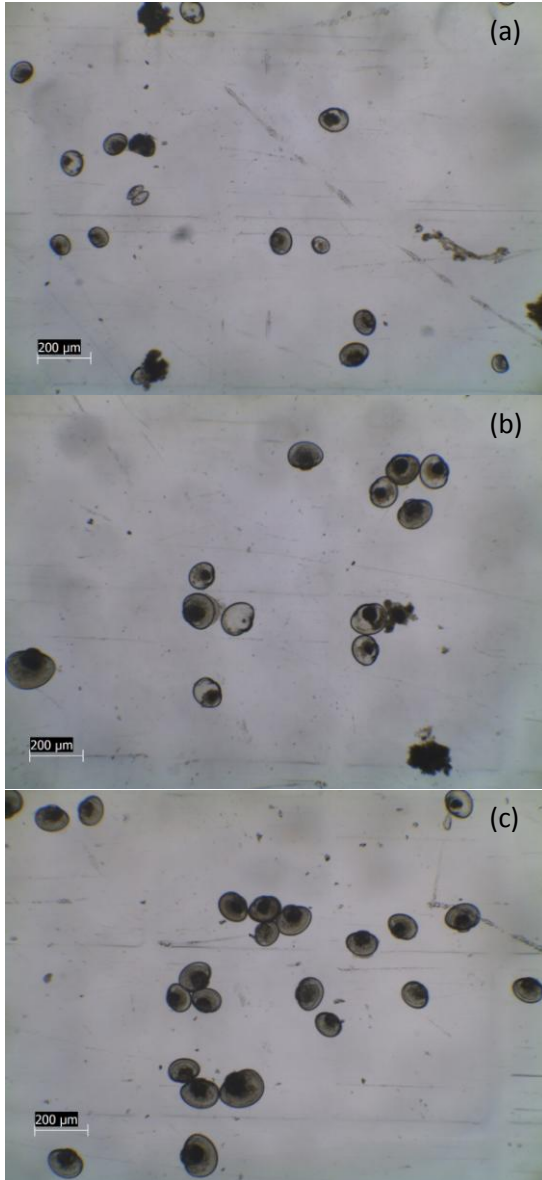
ANEXO F – Filtro utilizado em cada tanque de larvicultura para evitar fuga das larvas. (Fonte: LMM).



ANEXO G – Comparação das larvas com densidade de  $20 \text{ larvas.mL}^{-1}$  nas três concentrações de alimento. Onde (a) são as larvas submetidas a concentração Baixa de alimento, (b) são as larvas submetidas a concentração Alta de alimento e (c) são as larvas submetidas a concentração Média de alimento.



ANEXO H – Comparação das larvas com densidade de  $80 \text{ larvas.mL}^{-1}$  nas três concentrações de alimento. Onde (a) são as larvas submetidas a concentração Baixa de alimento, (b) são as larvas submetidas a concentração Alta de alimento e (c) são as larvas submetidas a concentração Média de alimento.



ANEXO I – Comparação das larvas com densidade de  $200 \text{ larvas.mL}^{-1}$  nas três concentrações de alimento. Onde (a) são as larvas submetidas a concentração Baixa de alimento, (b) são as larvas submetidas a concentração Alta de alimento e (c) são as larvas submetidas a concentração Média de alimento.