



Universidade Federal De Santa Catarina
Centro de Ciências Agrárias
Departamento de Aquicultura
Curso de Pós-Graduação em Aquicultura

Novas opções de cultivo de moluscos bivalves marinhos no Brasil:
Pteria hirundo (Linnaeus, 1758) e *Cyrtoleura costata* (Linnaeus,
1758).

Tese apresentada ao Programa de Pós-
graduação em Aquicultura do Centro
de Ciências Agrárias da Universidade
Federal de Santa Catarina, como
requisito parcial à obtenção do título
de Doutor em Aquicultura.

Orientador: Dr. Jaime Fernando Ferreira

Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque

Florianópolis - SC
2010.

Albuquerque, Marcos Caivano Pedroso de

Novas opções de cultivo de moluscos bivalves marinhos no Brasil: *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) e *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758) [tese] / Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque; orientador, Jaime Fernando Ferreira. - Florianópolis, SC, 2010

218 f. : 30 fig., 10 tabs

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Aqüicultura.

Inclui referências

1.*Pteria hirundo*. 2.*Cyrtopleura costata*. 3.ostra perlífera.
4.moluscos de areia larvicultura.

**Novas opções de cultivo de moluscos bivalves marinhos no Brasil:
Pteria hirundo (LINNAEUS, 1758) e
Cyrtopleura costata (LINNAEUS, 1758).**

Por

MARCOS CAIUANO PEDROSO DE ALBUQUERQUE

Esta tese foi julgada adequada para a obtenção do título de

DOUTOR EM AQUICULTURA

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

Prof. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:

Dr. Jaime Fernando Ferreira – *Orientador*

Dr. Adriano Weidner Cacciatori Marenzi

Dra. Aimê Rachel Magenta Magalhães

Dr. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo

Dr. Hécio Luis de Almeida Marques

A Mireli, Mariana e Isabela

Agradecimentos

À Universidade Federal de Santa Catarina; ao Centro de Ciências Agrárias; ao Programa de Pós-Graduação da Aquicultura por todo suporte físico e pessoal.

À equipe de profissionais e estudantes do Laboratório de Moluscos Marinhos que colaboraram com este estudo.

À minha mãe Cleidi, por me incentivar e apoiar.

Ao Professor Jaime Fernando Ferreira, por todo conhecimento, incentivo e liberdade a mim conferido para desenvolver esta pesquisa.

Resumo

Dentre as espécies nativas com potencial de cultivo, estão a ostra perlfífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) e o molusco de areia *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758). O tempo de larvicultura de *P. hirundo* variou de 19 a 32 dias. Foram testadas duas salinidades: 30‰ e 35‰, sendo a última favorável ao manejo assim como troca de água a cada 48 horas, quando comparada com troca diária. Em densidade de larvas inferiores a 8,5 larvas/mL⁻¹ a sobrevivência larval final foi superior a 19%. O bioensaio em larvas de *P. hirundo* indicou que a combinação de temperatura a 23°C com salinidade 35 ‰ favoreceu a sobrevivência e o desenvolvimento larval e temperaturas elevadas favoreceram o crescimento. Verificou-se que microalgas flageladas combinadas com diatomáceas propiciaram um maior crescimento e sobrevivência larval. A taxa de recuperação de assentamento observada nas larvas de *P. hirundo* foi de 69,64%, após duas semanas de manutenção em laboratório. O crescimento das sementes de *P. hirundo*, em cultivo no mar, foi mais acentuado nas ostras de classe média quando comparada às da classe alta. A sobrevivência nesta etapa de cultivo foi superior a 90% nas duas classes testadas. Os reprodutores de *Cyrtopleura costata* foram obtidos sempre em maré seca, observando-se o orifício do sifão no substrato areno-lodoso. A manutenção de reprodutores em laboratório favoreceu a integridade dos animais, quando comparado a estruturas mantidas no mar. A desova ocorre em poucos minutos após início da indução. O tempo de larvicultura variou entre 29 e 34 dias.

Abstract

Among the native species with potential for cultivation, are the pearl oyster *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) and clam *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758). The time of larval rearing of *P. hirundo* ranged from 19 to 32 days. We tested two salinity: 30 ‰ and 35 ‰, the latter being favorable to the management and exchange of water every 48 hours, compared with daily changes. In larvae density of less than 8.5 larvae/mL-1 final larval survival was above 19%. The bioassay on larvae of *P. hirundo* indicated that the combination of temperature to 23 ° C with 35 ‰ salinity favored the survival and larval development and high temperatures have led growth. It was observed that flagellated microalgae combined with diatoms provided a greater larval growth and survival. The recovery rate of settlement observed in the larvae of *P. hirundo* was 69.64% after two weeks of maintenance in the laboratory. The growth of seeds of *P. hirundo* in cultivation in the sea, was higher in oysters from the middle class when compared to the upper class. The survival at this stage of cultivation was higher than 90% in both classes tested. Breeders *Cyrtopleura costata* were always obtained in low tide, observing the hole in the siphon the substrate sandy-silty. The maintenance of laboratory breeding improved the integrity of the animals when compared to structures maintained at sea. Spawning occurs within minutes after initiation of induction. The time of larval rearing ranged between 29 and 34 days.

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I. Introdução Geral	24
Figura 1- Produção aquícola no Brasil a partir de 1950 (FAO, 2004).	25
Figura 2- Aspecto externo da concha de um exemplar de ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> . A barra representa 1cm.	39
Figura 3- Produção de moluscos em 2006 (fonte: FAO 2007).	41
Figura 4- Exemplar de <i>Cyrtopleura costata</i> (a) e valvas (b). Fonte: GUSTAFSON et al., 1991. A barra representa 2cm.	46
CAPÍTULO III. Larvicultura da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> (Linneaus, 1758) no Brasil.	49
Figura 1- Altura (μm) de larvas de <i>Pteria hirundo</i> em 23 dias de cultivo larval (LPT 02).	61
Figura 2- Comprimento (μm) de larvas de <i>Pteria hirundo</i> em 23 dias de cultivo larval (LPT 02).	61
Figura 3- Desenvolvimento larval de <i>Pteria hirundo</i> (comprimento x altura em micrômetro) a) Oócitos; b) Larva “D”; c) Larva umbonada inicial; d) Larva umbonada avançada; e) Larva olhada f) Larva com pé; g) Semente.	64
CAPÍTULO IV Influência da temperatura e da salinidade na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linneus, 1758)	82
Figura 1- Número médio de larvas por mL de <i>Pteria hirundo</i> para os diferentes tratamentos testados. Avaliação com 9 dias de experimento.	88
Figura 2- Altura e comprimento (μm) inicial (24 horas) e ao final do experimento (24 dias) de larvas de <i>Pteria hirundo</i> submetidas a diferentes condições de salinidade e temperatura.	89
CAPÍTULO V. Influência da dieta (microalgas) na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758).	97
Figura 1- Número médio de larvas por mL de <i>Pteria hirundo</i> para os diferentes tratamentos testados. Avaliação com 9 dias de experimento.	104

Figura 2- Altura e comprimento (μm) de larvas de <i>Pteria hirundo</i> após 24 dias de cultivo alimentadas com diferentes dietas de microalgas.	105
CAPÍTULO VI. Assentamento da ostra perlfífera <i>Pteria hirundo</i> (linnaeues, 1758) em laboratório	117
Figura 1- <i>Pteria hirundo</i> fixa ao coletor de Netlon (a b), em folha de <i>Pinus</i> sp.(c) e evidenciando pé e filamentos branquiais (d). A barra representa 1 mm.	123
CAPÍTULO VII. Crescimento e sobrevivência da ostra perlfífera <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758) em etapa intermediária de cultivo em Santa Catarina, Brasil	136
Figura 1- Representação do crescimento em altura para as duas classes de tamanho (M e G) de <i>Pteria hirundo</i> durante o período experimental.	142
Figura 2- Temperaturas médias da água do mar, no local do experimento.	143
CAPÍTULO VIII. Larvicultura em condições de laboratório do molusco de areia <i>Cyrtopleura costata</i> (Linnaeus, 1758).	155
Figura 1 – Reprodutores de <i>Cyrtopleura costata</i> (a) e evidenciando as aberturas (inalante e exalante) do sifão (b). A barra representa 1 cm.	160
Figura 2- Orifício do sifão de <i>Cyrtopleura costata</i> , na maré seca (a) e recoberto com água (b), no ambiente. A barra representa 1 cm.	161
Figura 3 – Mapa de localização da região de estudo principal, localizada nas baías Norte e Sul da Ilha de Santa Catarina, onde se encontra o parque aquícola do LMM-UFSC na praia do Sambaqui (1), o local de obtenção de reprodutores de <i>Cyrtopleura costata</i> (2) e a localização do LMM-UFSC na Barra da Lagoa (3) local de execução de experimentos de manutenção de reprodutores, larviculturas e assentamento.	162
Figura 4- Local de coleta de <i>Cyrtopleura costata</i> evidenciando a transição entre mangue e praia. Praia da Daniela (27°27' S 48°32' O). A barra representa 1 m.	163
Figura 5- Tanque com areia. A barra representa 10 cm.	165
Figura 6- Tanque sem areia. A barra representa 10 cm.	165
Figura 7- Caixa vazada. A barra representa 15cm. Figura	166
Figura 8- Peso e proteção. A barra representa 15cm.	166

Figura 9- Animal dentro do tubo. A barra representa 3cm.	166
Figura 10- Espuma de proteção. A barra representa 3 cm.	166
Figura 11- Elástico para compressão. A barra representa 3cm.	166
Figura 12- Cesta com reprodutores de <i>Cyrtopleura costata</i> . A barra representa 8cm.	168
Figura 13- Comprimento de exemplares de <i>Cyrtopleura costata</i> coletados.	170
Figura 14 - Crescimento de larvas de <i>Cyrtopleura costata</i> (LC 02).	174
Figura 15- Aspecto da coloração avermelhada de larvas de <i>Cyrtopleura costata</i> de retidas em peneira de 35 μ m (24 horas). A barra representa 5 cm.	174
Figura 16- Desenvolvimento larval de <i>Cyrtopleura costata</i> : a) oócitos; b) oócito sendo fertilizado por espermatozóides; c) Segmentação de larva; d) Larvas com movimento; e) Larva trófora; f) larva D inicial; g) Larva D formada; h) Larva com 3 dias; i) Larva com 6 dias; j) Larva com desenvolvimento inicial do umbo; k) Larva com 10 dias; l) Larva umbonada; m) Larva com 13 dias; n) Larva com 15 dias; o) Larva com 17 dias; p) Larva com 21 dias; q) Larva umbonada avançada; r) Larva pédivéliger; s) pédivéliger 29 dias; t) Larva com mancha ocelar. Medidas: altura x comprimento (μ m).	175-6

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO III. Larvicultura da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> (Linneaus, 1758) no Brasil	49
Tabela 1- Comparação de 4 larviculturas de <i>Pteria hirundo</i> .	62
Quadro 1- Comparação do tamanho de larvas <i>Pteria hirundo</i> nas diferentes etapas com outras 5 espécies de ostras perlíferas. Os valores representam um compilado de resultados obtidos por Alagarswamiet al., 1983 abc, 1989; Minaur 1969; Rose e Baker 1989, 1994; Ota 1957; Tanaka e Kumeta 1981; Monteforte 2003; Beer 1999; nas espécies correspondentes:	63
CAPÍTULO IV. Influência da temperatura e da salinidade na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linneus, 1758)	82
Tabela 1- Média de larvas de <i>Pteria hirundo</i> por mL (Larv/ mL), número de larvas por unidade de experimento (Larv/ U.E.) e porcentagem de sobrevivência (%) no nono e vigésimo quarto dia de larvicultura nas diferentes salinidades e temperaturas. Densidade inicial de lavas 5/mL; 25000/ U.E.	87
Tabela 2- Análise estatística (Teste de Tuckey) para as diferentes condições de salinidade(‰) e temperatura (°C) testadas na sobrevivência de lavas de <i>Pteria hirundo</i> após 24 dias de experimento.	89
CAPÍTULO V. influência da dieta (microalgas) na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758).	97
Tabela 1- Composição bioquímica e tamanho (µm) das microalgas testadas como alimento em larvas de <i>Pteria hirundo</i> .	101
Tabela 2- Porcentagem de sobrevivência de larvas de <i>Pteria hirundo</i> submetidas a diferentes e concentrações de microalgas. Três avaliações: primeira amostra com 8 dias, segunda amostra, com 16 dias, terceira amostra 24 dias	103
Tabela 3- Análises de diferenças entre os tratamentos com nível de significância de 95,00 %: Teste de Tukey (HSD) para média final de larvas/ mL de <i>Pteria hirundo</i> sobrevivência após 24 dias de experimento.	104

CAPÍTULO VI. Assentamento da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> (linnaeues, 1758) em laboratório	117
Tabela 1- Quantidade de sementes por coletor, média e porcentagem de recuperação de sementes.	122
Tabela 2- Média inicial e final de altura e comprimento de sementes de <i>Pteria hirundo</i> após 15 de assentamento em laboratório.	122
CAPÍTULO VII. Crescimento e sobrevivência da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758) em etapa intermediária de cultivo em Santa Catarina, Brasil	136
Tabela1- Crescimento em altura (mm) e sobrevivência em porcentagem para as duas classes de tamanho (M e G) da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> .	142
CAPÍTULO VIII. Larvicultura em condições de laboratório do molusco de areia <i>Cyrtopleura costata</i> (Linnaeus, 1758).	155
Quadro 01- Comparação da sobrevivência de reprodutores de <i>Cyrtopleura costata</i> em laboratório, mantidos em diferentes tanques.	171
Quadro 02- Sobrevivência de reprodutores de <i>Cyrtopleura costata</i> mantidos em sistema de cultivo flutuante no mar, acondicionados em diferentes estruturas.	172
Quadro 03- Comparação entre as duas larviculturas de <i>Cyrtopleura costata</i> (LC).	173
Tabela 1- Contagem do número de larvas de <i>Cyrtopleura costata</i> nas duas larviculturas (LC) realizadas.	173

SUMÁRIO

Proposta da Tese	19
CAPÍTULO I. Introdução Geral	24
1.1. Ostras Perlíferas	27
1.1.2. Ciclo Reprodutivo	31
1.1.3. Indução à desova e Fertilização	33
1.1.4. Larvicultura	34
1.1.4.1. Influência da Alimentação	36
1.1.4.2. Influência da Temperatura e Salinidade	36
1.1.5. Assentamento Larval	37
1.1.6. <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758)	38
1.1.6.1. Taxonomia	38
1.1.6.2. Distribuição e Habitate	39
1.2. Moluscos de Areia	40
1.2.1. Métodos de Coleta e Cultivo	42
1.2.2. Acondicionamento, Indução à desova, Larvicultura	44
1.2.3. <i>Cyrtopleura costata</i> (Linnaeus, 1758)	45
1.2.3.1. Taxonomia	45
1.2.3.2. Distribuição e Habitate	47
CAPÍTULO II Objetivos	48
2.1 Objetivo geral	48
2.2 Objetivos específicos	48
CAPÍTULO III. Larvicultura da ostra perlífera <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758) no Brasil.	49
Resumo	49
Introdução	50
Métodos	56
Resultados	59
Discussão	65
Agradecimentos	71
Referências	72
CAPÍTULO IV. Influência da temperatura e salinidade na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linnaeus, 1758)	82

Resumo	82
Introdução	83
Materiais e Métodos	85
Resultados	87
Discussão	90
Agradecimentos	93
Referências	93
CAPÍTULO V. Influência da dieta (microalgas) na sobrevivência e crescimento de larvas de <i>Pteria hirundo</i> (Linneaus, 1758)	97
Resumo	97
Introdução	98
Materiais e Métodos	100
Resultados	102
Discussão	115
Agradecimentos	110
Referências	110
CAPÍTULO VI: Assentamento em laboratório da ostra perliífera <i>Pteria hirundo</i> (Linneaus, 1758)	117
Resumo	117
Introdução	118
Materiais e Métodos	121
Resultados	122
Discussão	123
Agradecimentos	128
Referências	128
CAPÍTULO VII: Crescimento e sobrevivência da ostra perliífera <i>Pteria hirundo</i> (Linneaus, 1758) em etapa de cultivo intermediário, Santa Catarina, Brasil.	136
Resumo	136
Introdução	137
Materiais e métodos	139
Resultados	140
Discussão	143
Agradecimentos	148
Referências	148

CAPÍTULO VIII: Larvicultura, em condições de laboratório do molusco de areia asa-de-anjo <i>cyrtopleura costata</i> (Linneaus, 1758).	155
Resumo	155
Introdução	156
Materiais e métodos	159
Resultados	170
Discussão	177
Conclusão	190
Agradecimentos	190
Referências	191
CAPÍTULO IX. Conclusões	197
Conclusões Gerais	197
Considerações Finais	199
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO GERAL	202

Proposta da Tese

Este trabalho surge como um início à diversificação de cultivo de moluscos bivalves em Santa Catarina. Atualmente, neste Estado, a malacocultura utiliza-se de apenas duas espécies para produção comercial: a ostra japonesa *Crassostrea gigas* e o mexilhão nativo, *Perna perna*. Existem tentativas de cultivo de ostras nativas *Crassostrea rhizophorae* e *C. brasiliiana* e um início de produção da vieira nativa, *Nodipecten nodosus*.

No Japão, desde a década de 90, há produção comercial de mais de 50 espécies de moluscos bivalves, desenvolvida em 15 laboratórios operados por centros de produção associados ao governo (WADA, 1993).

A partir desta constatação e como forma de ofertar novas opções de cultivo, tanto em termos de investimento quanto de alternativas de locais, para implantação de cultivos, optou-se iniciar a diversificação por espécies já conhecidas que apresentam bom rendimento e potencial de comercialização em outros locais do mundo.

Os dois moluscos bivalves marinhos pesquisados neste trabalho foram a ostra perlífera, pertencente a **família Pteriidae**, *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) e o molusco de areia, da **família Pholadiidae**, *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758). Ambas espécies são nativas no Brasil.

Os bivalves da família Pteriidae têm valor econômico significativo e grande potencial de cultivo já demonstrado em outros países onde se cultiva pérolas. Além da capacidade que esses moluscos possuem de desenvolver pérolas e semi-pérolas (podendo num futuro não muito distante ser explorado esse potencial após o domínio da tecnologia de cultivo) eles apresentam outro atrativo também como alimento.

É importante destacar que a ostra perlífera *Pteria hirundo* apresenta uma baixa densidade e irregular frequência de fixação de sementes em coletores e estruturas de cultivo de moluscos. Por este motivo optou-se estudar a viabilidade de produção em condições de laboratório. Somente com a produção artificial de sementes esta espécie poderá se tornar uma nova opção para cultivo nas áreas e atuais condições de maricultura do estado de Santa Catarina.

Mundialmente, a captura de moluscos de areia (clams; cockles; arkshells) é a segunda fonte de contribuição para a produção total de moluscos. Em alguns países a quantidade de sementes disponíveis no ambiente é suficiente para a manutenção de estoques de captura e coleta

para cultivo. Em locais onde a produção natural de sementes é inviável ou insuficiente para satisfazer a demanda, métodos de produção artificial de sementes são utilizados. Moluscos da família Pholadidae são comercializados em diversas partes do mundo. O asa-de-anjo, *Cyrtopleura costata* é comercialmente importante no México, Cuba, Porto Rico e Chile. Métodos de larvicultura e assentamento para esta espécie já foram testados e estabelecidos nos Estados Unidos na década de 90.

No Brasil não há cultivo e produção de moluscos de areia em laboratório. As espécies economicamente exploradas são resultantes de captura de estoques naturais. Por este motivo o presente trabalho visou investigar métodos de captura, manutenção de reprodutores, larvicultura e assentamento do molusco de areia *Cyrtopleura costata* em laboratório.

A realização deste trabalho foi conjunta e somente possível com o apoio da estrutura (pessoal e física) disponibilizada pelo Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), o qual tem como objetivo desenvolver e transferir tecnologia para a produção e cultivo de moluscos.

Para atingir os objetivos, o presente trabalho foi dividido em capítulos, definidos a seguir:

Capítulo III: Larvicultura da ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) no Brasil.

A partir de reprodutores selvagens, foi realizada a primeira larvicultura desta espécie. Procurou-se manter os métodos de larvicultura semelhantes aos empregados para a ostra japonesa *Crassostrea gigas*. Após a larvicultura as pré-sementes foram transferidas para o mar. Quando atingiram 4 cm de altura foram transferidas para lanternas de cultivo de ostra japonesa e posteriormente foram utilizadas como reprodutoras para novas desovas e larviculturas. Foram testadas diferentes salinidades, temperaturas, períodos de renovação de água, densidades larvais. O acompanhamento do desenvolvimento larval foi realizado e registrado em laboratório com auxílio de microscópio óptico.

Capítulo IV: Influência da temperatura e salinidade na sobrevivência e crescimento de larvas de *Pteria hirundo* (Linneaus, 1758).

Para avaliar o efeito combinado de salinidade e temperatura na sobrevivência e crescimento de larvas de *Pteria hirundo* foram testadas 3 temperaturas (23, 26, 29°C) combinadas com 3 salinidades (25, 30, 35‰). O experimento foi realizado em recipientes com volume de 10L, com 5L de água do mar filtrada e esterelizada com ultra violeta, a uma densidade de 5 larvas por mL [25 mil larvas por unidade de experimento (U.E.), 3 repetições por tratamento totalizando 27 U.E.]. Os recipientes se encontravam dentro de tanques com 250L de água, mantidos nas temperaturas estabelecidas, através de aquecedor termostato submerso, promovendo-se um banho-maria. Em cada recipiente se localizava uma mangueira de aeração. A troca de água foi realizada a cada 2 dias e alimentação foi fornecida todos os dias. O tempo de experimento foi de 24 dias.

CAPÍTULO V: Influência da dieta (microalgas) na sobrevivência e crescimento de larvas de *Pteria hirundo* (Linneaus, 1758).

Neste experimento foram testadas 3 microalgas: *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros mulleri* e *Calcitrans calcitrans*; combinadas aos pares ou isoladas obtendo-se 6 tratamentos. Mais 1 tratamento foi feito mudando porcentagem de 2 microalgas ao longo do experimento. Um controle (branco) foi realizado, totalizando 8 tratamentos, testados em triplicata. Os testes foram realizados em baldes de 10L contendo 5L de água do mar, tratada com ultra- violeta, com salinidade 35‰ e temperatura ambiente a 23°C. O tempo de experimento foi de 24 dias. A concentração de microalgas nos 8 primeiros dias foi $1,5 \times 10^4$ células por mL) passando para $2,0 \times 10^4$ células por mL) do 9º ao 16º e uma concentração de $3,5 \times 10^4$ células por mL) entre 17º ao 24º dia.

CAPÍTULO VI: Assentamento em laboratório da ostra perlfífera *Pteria hirundo* (Linneaus, 1758).

Na avaliação do processo de assentamento das larvas utilizou-se o coletor comercial “Netlon” (usualmente utilizado no assentamento de vieiras). Os coletores tinham as mesmas dimensões: 140 cm de comprimento e 68 cm de largura e foram moldados em forma de novelo, com 5 gramas de folha de *Pinus* sp. no seu interior. Estes foram colocados de forma aleatória em um mesmo tanque de fibra de 2.500 L,

durante 15 dias. Foram adicionadas 5.000 larvas olhadas por coletor. A drenagem, limpeza e renovação da água do tanque foram realizadas a cada 48 horas e a alimentação realizada a cada 24 horas.

CAPÍTULO VII: Crescimento e sobrevivência da ostra perliífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) em etapa de cultivo intermediário, Santa Catarina, Brasil. Para avaliar o desempenho da ostra perliífera, após a etapa de produção em laboratório, sementes de *P. hirundo* transferidas para o sistema de cultivo no mar tiveram avaliadas o crescimento por 6 meses, considerando a altura dorso ventral em mm (DVH) e a sobrevivência, apresentada em porcentagem. Foram testadas duas classes de tamanho de sementes: média (M) entre 3.4 - 4.4 mm e grande (G) maior que 4.5 mm. A densidade ocupação de área das sementes, em cada andar da lanterna, foi de 50%.

CAPÍTULO VIII: Coleta, manutenção de reprodutores em laboratório e no mar; indução à desova, larvicultura, assentamento em condições de laboratório do molusco de areia asa-de-anjo *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758). Neste capítulo foi avaliado o processo de larvicultura do molusco de areia; testaram-se diferentes salinidades e volumes de tanques. O desenvolvimento larval e o crescimento foram acompanhados. Diferentes métodos para de manutenção de reprodutores em condições de laboratório e no mar foram avaliados. Para o assentamento foram utilizados substratos de areia, Netlon e indução química com epinefrina.

Produção bibliográfica durante o estudo relacionado ao Doutorado:

Artigos enviados para publicação

1-Growth and survival of the pearl oyster *Pteria hirundo* (Linnaeus,1758) in an intermediate stage of culture in Santa Catarina, Brazil.

Albuquerque, MCP.^{a*}, Alves, R.^b, Zanandrea, ACV.^b, Ferreira, JF.^a and Magalhães ARM.^b

Número da referência de recebimento na BJB: BJB-138/09
Brazilian Journal of Biology

2-Hatchery of pearl oyster *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) in Brazil.

Albuquerque, M.C.P.*; Ferreira, J.F.*; Gomes, C.H.A.M. ; Silva, F.C. ; Viecili, R.V. ;Zanette, G.B.

Resumos Publicados em Anais de Congressos

Aquaciência 2006

GOMES, C. H. A. M., DA SILVA, F. C., FERREIRA J. F., ALBUQUERQUE, M., VIECILI R.V., 2006. Larvicultura de *Pteria colymbus* no Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC, SC-Brasil. Anais Aquaciência 2006, 14 a 17 agosto 2006. Bento Gonçalves – RS.

XX Encontro Brasileiro de Malacologia 2007

ALVES, R.; ZANANDREA, A. C. V.; ALBUQUERQUE, M. C. P.; MAGALHÃES, A. R. M. Crescimento de *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) em condição de cultivo. In: XX Encontro Brasileiro de Malacologia, 2007, Rio de Janeiro. **Anais do XX Encontro Brasileiro de Malacologia**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Malacologia, 2007.

AQUACIÊNCIA 2008:

Padrão de recuperação de sementes de *Pteria hirundo* (L. 1758)

a partir de produção em laboratório

Jaime Fernando Ferreira¹, Gustavo Cunha Salvador², Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque³, Caio Silva Turini⁴

Influência da temperatura e da salinidade na sobrevivência de

larvas de *Pteria hirundo* (L. 1758)

Caio Silva Turini¹, Jaime Fernando Ferreira², Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque³,

Crescimento e sobrevivência de juvenis da ostra perlfífera *Pteria hirundo* cultivadas e em sistema de lanternas berçário em Santa Catarina, Brasil

Jaime Fernando Ferreira¹, Ana Carolina Volpato Zanandrea², Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque³, Rafael Alves³

CAPÍTULO I – Introdução Geral

Apesar do crescente avanço tecnológico das embarcações pesqueiras e das artes de pesca utilizadas, o volume de peixes capturados permanece estagnado em muitas regiões do mundo desde o final do século passado. Em casos extremos como, por exemplo, no nordeste e sudeste do oceano Atlântico, as capturas em 2004 estiveram abaixo da média histórica, atingindo valores nunca observados desde 1984 (FAO, 2006).

Por outro lado, a aquicultura continua crescendo mais rapidamente do que qualquer outro setor de produção animal, tendo um crescimento médio global de cerca de 8% ao ano desde 1970, comparado a apenas 1,2% para pesca e 2,8% para produção animal terrestre. A produção mundial de alimento através da aquicultura no ano de 2004 foi de 59,4 milhões de toneladas (t), com um valor estimado em torno de US\$ 70,3 bilhões (FAO, 2006).

A maricultura está em franca expansão no mundo e tornou-se uma importante fonte de alimentos para o consumo humano, entre outros motivos, pelo baixo custo de produção e pela satisfatória rentabilidade que oferece (SOUZA FILHO et al., 2004).

Na aquicultura o grupo dos peixes é o mais representativo mundialmente, responsável por 52,5% da produção. O grupo dos moluscos ocupa a segunda colocação com 24%, com as ostras representando 35,9% da produção mundial total, seguidas por moluscos de areia e venerídeos com 22,7%, as vieiras com 14,8% e os mexilhões com 13,3%. O cultivo de moluscos no Brasil teve um grande aumento de produção na última década, pela rápida expansão dos cultivos de vieiras e de ostras *Crassostrea gigas*. Porém a produção de mexilhões foi afetada por problemas ambientais, principalmente nas regiões costeiras (OSTRENSKY et al., 2000).

No Brasil, o nascimento da aquicultura data do início do século XX. Mas foi apenas no início da década de 90 que esta atividade apresentou crescimento significativo, indo de 30.000 t para mais de 278.128 t em 2003 (Figura 1) (FAO, 2004).

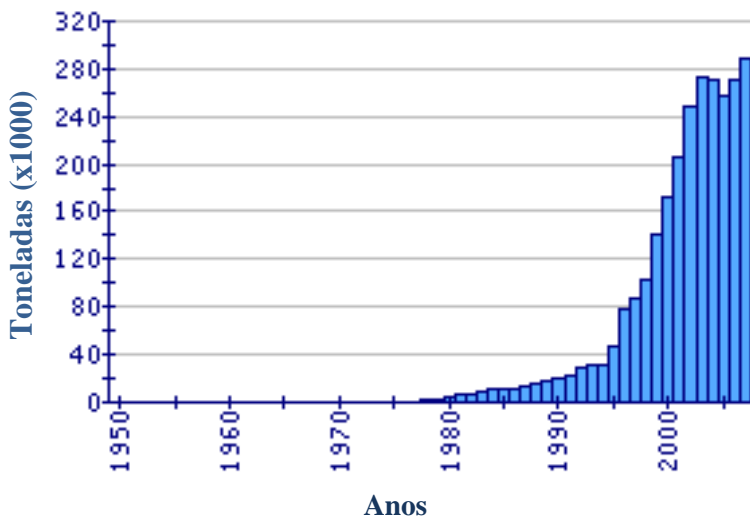


Figura 1- Produção aquícola no Brasil a partir de 1950 (FAO, 2004).

No ano de 2004 a produção total da aquicultura brasileira foi de cerca de 270 mil toneladas. O estado do Ceará ocupou o primeiro posto na produção aquícola nacional, com 37,6 mil toneladas, seguido pelos estados de Santa Catarina, com 35,4 mil toneladas; Rio Grande do Norte com 30,9 mil toneladas; Rio Grande do Sul com 25,9 mil toneladas; São Paulo com 21 mil toneladas; Bahia com 18,3 mil toneladas; Paraná com 17 mil toneladas e Mato Grosso com 16,6 mil toneladas (OSTRENSKY et al., 2008).

Em Santa Catarina, a região produtora de moluscos é compreendida por 12 municípios, inseridos na faixa costeira, que se estende de São Francisco do Sul, no norte, a Palhoça, na região centro-leste do Estado (OLIVEIRA NETO, 2007). Os moluscos são responsáveis por 4,8% da produção aquícola nacional. O mexilhão *Perna perna* (Linnaeus, 1758), representa 79,5% da produção total, seguido pelas ostras, com 20,5% (OSTRENSKY et al., 2008).

Apesar da ampla diversidade de moluscos marinhos no Brasil (MAGALHÃES, 1995), o cultivo comercial limita-se a ostra *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) e o mexilhão *Perna perna* (Linnaeus, 1758) sendo o estado de Santa Catarina o principal produtor (OSTRENSKY et al., 2008).

Segundo Ferreira (1998) é preciso dar prioridade à utilização de espécies nativas, incentivando estudos com as potencialmente cultiváveis no litoral brasileiro.

A ostra japonesa *C. gigas* é uma espécie exótica que entrou em nosso país experimentalmente no ano de 1974 no estado do Rio de Janeiro sendo que a partir de 1989 seu cultivo comercial estabeleceu-se em Santa Catarina (POLI, 1996; POLI, 2004).

Paralelamente em 1988 também se desenvolveram os primeiros estudos para o cultivo do mexilhão *P. perna* na Universidade Federal de Santa Catarina (em parceria com a ACARPESC, atual EPAGRI e pescadores artesanais). A UFSC passou a implantar os cultivos de mexilhão em Santa Catarina, com o objetivo de produção artesanal (FERREIRA; MAGALHÃES, 2004).

Aparecem ainda, tentativas de cultivo de ostras nativas, ou ostra do mangue, representadas pela *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) e *Crassostrea brasiliiana* (Lamarck, 1819) (MACCACCHERO et al., 2005). Em 2006, além da produção de mexilhões e ostras, Santa Catarina registrou pela primeira vez a produção comercial de vieiras (*Nodipecten nodosus*, Linnaeus, 1758). As perspectivas de crescimento da pectinicultura são excelentes (OLIVEIRA NETO, 2007).

Produção de moluscos bivalves em laboratório

A pouca atenção, que vem sendo dada ao desenvolvimento de tecnologia para a produção comercial de mexilhões em laboratório, é justificada principalmente à boa captação no ambiente natural por parte dos principais produtores mundiais. Dessa forma a produção de mexilhões em laboratório vem servindo como ferramenta para pesquisas de manipulação genética, estudos de patologias e fisiologia energética, ecologia e o impacto de poluentes (Vakily 1989).

No entanto, em países com produção mexilhoneira já implantada como a Holanda (onde a irregularidade de captação de sementes e predação por pássaros provocam uma intensa flutuação na produção) a produção em laboratório pode vir a ser um apoio a esta produção comercial (Dijkema 1993).

Na Nova Zelândia com escassez de sementes na região sul, a indústria passou a subsidiar as investigações quanto ao potencial de produção de sementes em laboratório (Hickman 1992). Estudos realizados na Grã-Betanha, com *Mytilus edulis*, indicaram que a produção de sementes pode vir a ser necessária com a expansão da atividade embora seja ainda inviável economicamente (Reynolds 1996).

A China desenvolve tecnologias de produção de sementes de mexilhão em laboratório desde 1970 (Zhang 1984) sendo esta produção subsidiada pelo governo sem obrigatoriedade de lucro (Routledge 1999). Nos Estados Unidos e Canadá há a produção em laboratório, em escala comercial de sementes de *Mytilus edulis galoprovincialis* desde a década de 80 (Chew 1996).

Para pectinídeos as atividades de produção de sementes em laboratório iniciaram-se entre as décadas de 80 e 90. A espécie *Argopecten irradians* é cultivada na China em escala comercial e nos Estados Unidos ainda estão em nível experimental. Na Europa há produção de sementes de *Pecten maximus* e *Chlamys varia* e atualmente no Japão não se produz sementes de *Patinopecten yessoensis* pois a captação natural é suficiente para cobrir a demanda. Na América Latina a produção de sementes em laboratório está mais avançada para espécies *Argopecten purpuratus* no Chile e *A. ventricosus* (= *circularis*) no México. Esta produção tem objetivo tanto experimental quanto comercial. Brasil, Peru, Equador, Venezuela, Colômbia, Panamá e Argentina estão começando a desenvolver produção de sementes de pectinídeos como alternativa para recuperação de bancos naturais ou para fomentar o comércio deste recurso, que alcança alto valor em mercados nacionais e internacionais (Uriate et al 2001).

Ostras *Crassostrea rhizophorae* são cultivadas principalmente na região do Caribe, *C. virginica* cultivada nos EUA e *Ostrea edulis* em diversos países da Europa. A ostra do Pacífico ou japonesa *Crassostrea gigas* foi transportada para diversas partes do mundo. Atualmente é a espécie que possui a maior produção mundial sendo a China, Japão, Coreia e França os maiores produtores (Quayle e Newkirk 1989, Gosling 2003).

Outros moluscos, com grande potencial de cultivo, que podem contribuir para a diversificação de espécies cultivadas em Santa Catarina e no Brasil são a ostra perlífera, *Pteria hirundo*, pertencente à família Pteriidae, e o outro da família Pholidiidae, molusco de areia, *Cyrtopleura costata*, conhecido popularmente como asa-de-anjo. Atualmente estas famílias de bivalves são exploradas comercialmente em outros países. Este trabalho é um experimento que busca a viabilização da produção destes moluscos nativos em laboratório.

1.1 Ostras Perlíferas

Ostras perlíferas (família Pteriidae) possuem grande interesse tanto para uso comercial como para aquicultura pois além da carne ser

utilizada para consumo humano, são capazes de produzir pérolas (URBAN, 2000).

Há registro de consumo de carne fresca de ostras pelíferas no leste da Venezuela, provenientes de captura em bancos naturais (NOVOA et al., 1998; MARCANO, 2001).

No entanto, a principal particularidade das ostras perlíferas é o seu potencial quanto a produção de pérolas, pois seu potencial, do ponto de vista alimentício, é mínimo. Assim, o aproveitamento comercial destas espécies incide em um mercado que possui características distintas daquelas que prevalecem em outros produtos marinhos, sejam provenientes da pesca ou da aquicultura. Além disso, é bem conhecida a propriedade curativa de cremes e cosméticos feitos a partir do nácar e seu uso em cirurgias de reconstrução de fraturas em osso (MONTEFORTE, 1996).

O cultivo de pterídeos é bem sucedido em várias partes do mundo. Esta atividade é exercida principalmente para a extração de pérolas, no gênero *Pinctada* e meia pérola para o gênero *Pteria*. O primeiro conceito de produção em massa destes animais é originalmente creditado aos chineses que, no início do século XIII, já introduziam miniaturas de imagens de budha em ostras vivas (ALEXANDER, 1950).

As primeiras pérolas esféricas produzidas artificialmente vieram do Japão no ano de 1894. Na produção de pérolas esféricas um (ou mais) núcleo redondo (geralmente de madrepérola), é introduzido cirurgicamente dentro de cada ostra no interior da gônada de ostras do gênero *Pinctada*. Na mesma operação um enxerto, de tecido de uma ostra semelhante, é inserido. É esta parte de tecido que vai desencadear o processo de produção de nácar por parte da ostra hospedeira. Ela vai envolver o núcleo e desta forma produzir uma pérola. Este é o procedimento que permanece padrão até os dias de hoje (NEWMAN, 1994).

No gênero *Pteria*, é mais comum outra forma de produção de pérolas, do tipo “blister”, ou meia pérola. Consiste na inserção de um núcleo artificial entre a concha e o manto do animal, formando uma protuberância em forma de meia esfera, recoberta pelo nácar da própria concha, que é posteriormente recortado (GERVIS; SIMS, 1992).

A produção de pérolas a partir destas ostras cultivadas representa a atividade da aquicultura mais lucrativa do mundo e trinta e duas nações estão em algum estágio de cultivo da pérola, da escala-piloto de pesquisa para uma produção maior. Os maiores produtores de pérola estão no Japão, China, Sul do Pacífico e Sudeste da Ásia (FASSLER, 1995).

O comércio internacional de pérolas movimentou US\$ 3,7 bilhões no período de 1992 a 1996, sendo que a produção, nesse mesmo período, não superou US\$ 2,5 bilhões. Essa defasagem é devida à diminuição do suprimento de pérolas naturais e ao declínio na produção dos cultivos, principalmente no Japão. Neste País, houve uma grande mortalidade de ostras perlíferas atribuída a vírus, infecções parasitárias e poluição das águas (LADRA, 1998).

Fazendas de pérolas requerem um trabalho intensivo proporcionam empregos para os moradores próximos da fazenda e fomenta o suporte de indústrias secundárias. São uma oportunidade ideal de desenvolvimento para comunidades isoladas em áreas remotas. É uma atividade sustentável, lucrativa e em muitos casos proporciona ambos, proporcionando um aumento de benefícios diretos ou indiretos para o ambiente. Entre os benefícios diretos estão a redução da pressão nos estoques naturais; os indiretos são prover uma indústria viável e sustentável para áreas rurais e atóis isolados, o que estimula o aumento da administração dos recursos marinhos (SIMS, 2003).

Na Polinésia Francesa, cerca de 1000 fazendas de cultivo estão localizadas em 34 atóis e esta indústria emprega direta ou indiretamente cerca de 7000 pessoas (12% a 13% da força de trabalho da região) (ARNAUD-HAOND, et al., 2003).

Para ostras perlíferas as pesquisas e o desenvolvimento de prioridades em países em desenvolvimento incluem avaliação e proteção de estoques remanescentes, avaliação de potencial de cultivo e definição de estratégias de gerenciamento para prevenção de doenças. Progressos nos métodos de coleta de sementes, sucesso na produção em laboratório, criação selecionada e manipulação genética e avanços na implementação de pérolas, são atributos positivos para a indústria de ostras perlíferas (ALAGARSWAMI et al., 1987).

As pesquisas com ostras perlíferas ocorrem simultaneamente em diversas regiões do mundo. Na região Indo-Pacífica *Pinctada albina* (Lamarck, 1819), *Pinctada margaritifera* (Linnaeus, 1758), *Pinctada máxima* (Jameson, 1901) e *Pinctada maculata* (Gould, 1850) foram objeto de vários estudos (TRANTER, 1958 a,b,c; ROSE et al., 1990; ROSE; BECKER, 1994; KNUCKEY, 1995; SIMS, 1992). No Japão, onde tradicionalmente, as ostras são cultivadas para a produção de pérolas, diversos estudos com *Pinctada fucata* (Gould, 1850) foram publicados (WADA et al., 1995). Na costa do Pacífico do México existem vários trabalhos realizados com *Pteria sterna* (Gould, 1851) e *Pinctada mazatlantica* (Hanley, 1856) (MONTEFORTE; CARIÑO, 1992; MONTEFORTE et al., 1994; MONTEFORTE; GARCÍA-

GASCA, 1994; MONTEFORTE; WRIGHT, 1994; MONTEFORTE, et al., 1995; MONTEFORTE et al., 1996 ; DIAZ; BÜCKLE, 1996; MONTEFORTE; MORALES-MULIA, 2000). A espécie *Pinctada imbricata* (Roding, 1798) é estudada na Venezuela, Colômbia (BORRERO, 1994; PICO et al., 1999) e Austrália (O'CONNOR; LAWLER, 2003), demonstrando grande potencial de cultivo.

No Brasil há poucos registros de estudos publicados para ostras da família Pteriidae, gêneros *Pteria* e *Pinctada*. Existe um relato de captação natural de *Pteria colymbus* por Manzoni e Araujo (1997) e a apresentação de um trabalho de conclusão de curso em oceanografia, com larvicultura de *Pinctada imbricata*, por Polli (2004).

A família Pteriidae Gray, 1847 contém três gêneros recentes: *Pteria* Scopoli, 1777, *Pinctada* Roding, 1798 e *Pterectroma* Iredale, 1939 (JIUAN-JIUAN; OKUTANI, 2003). Embora o número de espécies não tenha sido estabelecido até o presente, novos resultados sugerem que este número seja aproximadamente de 50 (MILKKELSEN et al., 2004). Mas este é um número superestimado (YU; CHU, 2005a, b). Atualmente existem cerca de 20 espécies descritas para o gênero *Pteria* e catorze nomes científicos são aplicados para espécies do gênero *Pinctada* (WADA; TEMKIN, 2008).

A maioria das espécies da família Pteriidae habita o infralitoral e plataforma continental dos oceanos. São encontradas, em fundo arenoso, até cerca de 80m. Uma exceção é o recorde de 589m de profundidade registrado para *Pteria hirundo hirundo* em Portugal (HAYES, 1972). As ostras perliíferas fixam-se em diferentes substratos individualmente ou formando grupos gregários. Entretanto são capazes, particularmente em fases iniciais de desenvolvimento, de se deslocar utilizando o pé e deslocando-se por sobre o bisso e secretando novos filamentos (WADA; TEMKIN, 2008).

Das diversas espécies da família Pteriidae que existem nos oceanos do mundo, atualmente são utilizadas 6 espécies na produção comercial de pérolas. São quatro do gênero *Pinctada* (*Pinctada maxima*, *Pinctada margaritifera*, *Pinctada martensi* (Dunker) e *Pinctada fucata*) e duas do gênero *Pteria* (*Pteria penguin*, Roding, 1798 e *Pteria sterna*). A *Pinctada maxima* é cultivada de forma comercial na Austrália, Indonésia, Malásia, Mynamar e Filipinas; a *Pinctada margaritifera cumingi* na Polinésia Francesa, Ilhas Cook e em algumas ilhas do Pacífico Central; a *Pinctada martensi* no Japão e na China; a *Pinctada fucata* na Índia; a *Pteria penguin* no Japão e na Tailândia e a *Pteria sterna* no México (FASSLER, 1991, 1994, 1995, 2001; SHIRAI, 1994).

Com relação ao tamanho dos pterídeos, as espécies *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* são classificadas de médio a grande porte (15 a 22cm). A gigante *Pinctada maxima*, encontrada no norte da Austrália, mar da Malásia a Filipinas, pode chegar a medir, quando adulta, 30 cm de diâmetro de concha. A *Pteria penguin*, encontrada na costa centro-oriental e sudeste da Ásia, alcança 22 cm de altura de concha assim como *Pinctada margaritifera* da Polinésia Francesa. As espécies menores representam a maioria das espécies da família Pteriidae e raramente passam de 8 cm, como a *Pinctada imbricata* (Indo-Pacífico), a *Pinctada martensi* (Japão), a *Pteria hirundo* (Mediterrâneo) e a *Pteria colymbus* (Caribe) (SHIRAI, 1994; MONTEFORTE, 1996).

Duas espécies de ostras perlíferas, ocorrem na costa brasileira. As espécies, pertencentes a família Pteriidae e são a *Pinctada imbricata* (Röding, 1798) e a *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758). O gênero *Pteria* é composto por animais que possuem conchas com aurículas, onde a posterior assume a forma de uma asa, possuindo um ou dois dentes na região do umbo. Estes animais produzem um bisso grosso e resistente. Uma de suas principais características a capacidade de produção de pérolas (RIOS, 2009).

A espécie *Pteria hirundo*, (Figura 2) também é encontrada na bibliografia com as sinônimas *Pteria colymbus* (Röding, 1798), *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (ABBOTT, 1974; RIOS, 2009).

Em nosso país ainda não existem registros de cultivo comercial de ostras perlíferas. O Laboratório de Moluscos Marinhos, pertencente a Universidade Federal de Santa Catarina (LMM - UFSC), vem estudando nos últimos anos a espécie *Pteria hirundo*. Esta espécie é nativa do litoral brasileiro e apresenta inúmeras características positivas que já puderam ser observadas em trabalhos realizados no LMM – UFSC. Apresentam resultados excelentes na larvicultura, semelhantes aos da ostra do Pacífico (GOMES et al., 2006) e a boa sobrevivência e crescimento de indivíduos adultos em cultivo (ALVES et al., 2007).

1.1.2 Ciclo reprodutivo

O desenvolvimento dos gametas é um processo energeticamente custoso para moluscos bivalves e depende muito da movimentação de nutrientes para seu complemento. Estes nutrientes podem ser obtidos por alimento recentemente ingerido ou podem vir de reservas acumuladas durante períodos de repouso reprodutivo (GABBOTT,

1983; BARBER; BLAKE, 1991). O crescimento somático diminui ou paralisa durante o processo de reprodução quando a energia está sendo canalizada para formação do tecido reprodutivo. Por esta razão a gametogênese pode ser considerada um fator endógeno que afeta o crescimento somático (LODEIROS et al.,1996).

Os bivalves apresentam um ciclo de armazenamento e utilização de energia paralelo ao ciclo gametogênico. As atividades metabólicas estacionais são resultado de complexas interações entre alimento disponível, as condições ambientais, o crescimento e a reprodução (GABBOTT, 1983).

O ciclo gametogênico envolve um período de repouso da atividade reprodutiva (período vegetativo), período de diferenciação celular, de crescimento citoplasmático, de vitelogênese (maturação), de desova (liberação de gametas) e de reabsorção dos gametas que não foram liberados na desova (BARBER; BLAKE, 1991).

As ostras da família Pteriidae são, até onde se saiba, hermafroditas sequenciais, com grande tendência a serem protrândricas (POUVREAU et al., 2000; ARNAUD-HAOND et al., 2003). A gônada da ostra perlífera está situada em torno dos divertículos digestivos não havendo dimorfismo sexual externo ou interno macroscópico (CHOI; CHANG, 2003).

O desenvolvimento gonadal e a reprodução de ostras perlíferas foram estudados em *Pinctada maxima* (ROSE et al.,1990), *P. fucata* (UEMOTO, 1958; BEHZADI et al., 1997) e *Pinctada mazatlantica* e *Pteria sterna* (SAUCEDO; MONTEFORTE,1997). Em todos estes trabalhos os estágios de desenvolvimento reprodutivo foram determinados por observação histológica (CHOI; CHANG, 2003).

Rose et al. (1990) consideram que as variações no ciclo reprodutivo de ostras perlíferas são influenciadas pela temperatura e pela posição latitudinal. A temperatura da água é um importante fator ambiental na regulação da reprodução dos bivalves (SASTRY, 1979). O entendimento do ciclo reprodutivo de ostras perlíferas é importante para o cultivo. Pode informar ao produtor qual o momento de captação de sementes no ambiente, início de produção em laboratório e implantação de núcleos (WADA, 1991, 1993; WADA et al, 1995).

Segundo Utting e Millican (1997), as reservas de alimento antes de entrar no processo de vitelogênese são fundamentais. Estes autores também relatam que um melhor estado nutricional aumenta a fecundidade e a qualidade dos ovos produzidos. Uriarte et al. (2001) demonstraram que existe um efeito do estado nutricional dos reprodutores e a qualidade das larvas resultantes.

1.1.3 Indução à Desova e Fertilização

Jaramillo e Navarro (1995) sugerem que a desova de moluscos bivalves pode ser induzida por uma combinação de fatores internos e ambientais. Esta interação pode variar sazonalmente, produzindo variações anuais no começo e na intensidade da desova.

Os fatores endógenos que desencadeiam a desova, são controlados pelo sistema nervoso (gânglios cerebrais) e pelo sistema hormonal. Ambos estão interrelacionados estrutural e funcionalmente, atuando sobre a neurotransmissão e sobre a síntese e descarga de secreções hormonais (ALVAREZ, 1991). No entanto, as relações entre estes fatores não estão bem definidas. As trocas gonádicas podem ser relacionadas às condições ambientais e às características de cada espécie (BERG JR., 1969).

A maioria dos bivalves de interesse comercial, elimina seus gametas no ambiente, onde ocorre a fertilização. A eliminação do esperma é através da abertura ou sifão exalante e ocorre num fluxo suave e constante. Os oócitos, são eliminados pausadamente e, como os gametas masculinos, também são eliminados através da abertura ou sifão exalante. Frequentemente as fêmeas batem as valvas para expelir os ovos. Desta maneira eliminam aqueles que ficam presos nas brânquias. Após a desova, as gônadas, na maioria das espécies, ficam vazias sendo impossível a distinção do sexo macroscopicamente. Nesta fase os animais iniciam o estágio de repouso (HELM, 2004).

Na ausência de desova natural, são utilizadas técnicas de indução à desova. A simulação termal é adotada predominantemente. Consiste no aumento ou alteração da temperatura da água por diversos graus. A maioria das ostras perliíferas exploradas comercialmente tem a indução a desova estimulada por este método (ALAGARSWAMI et al., 1987; ALAGARSWAMI et al., 1989; CHELLAM et al., 1991; ROSE; BAKER, 1994; SOUTHGATE; BEER, 1997).

A desova de ostras perliíferas também pode ser induzida por estimulação química. Este método é comumente utilizado em ostras perliíferas que, assim como outros bivalves, iniciam a desova em resposta ao esperma colocado no tanque de desova. Este é obtido através do sacrificio de ostras masculinas (LUCAS, 2003).

Diferentes concentrações de peróxido de hidrogênio, combinadas com água do mar normal ou alcalina também são utilizadas para indução à desova. Um pH 9,0 e uma concentração de 9,5 de NaOH induzem 78,6% e 68,4% de desova respectivamente para *P. fucata*. A injeção de

0,2 ML de solução de hidróxido de amônia no músculo adutor resulta em 48% de desova em ostras perliíferas (ALAGARSWAMI; DHARMARAJ, 1984).

Após a desova os oócitos e esperma devem ser lavados em água do mar filtrada a 1µm, passando-os em uma fina tela de nylon para separar as impurezas (fezes). É importante não utilizar esperma em demasia para fertilização. O excesso de esperma pode causar poliespermia o que pode afetar o desenvolvimento e a sobrevivência de embriões e larvas (LUCAS, 2003). De maneira geral em laboratórios de produção de bivalves adicionam uma mistura de esperma em suspensão combinada com uma suspensão de oócitos numa proporção de 1mL de esperma para 1L de oócitos. A fertilização é observada pela presença do corpúsculo polar resultante da divisão meiótica do núcleo do ovo (SOUTHGATE, 2008).

1.1.4 Larvicultura

Um dos principais pontos críticos para o cultivo de moluscos marinhos é a obtenção de larvas e sementes. As formas juvenis podem ser obtidas através da captação em ambiente natural ou produzidas em laboratório (“hatchery”), sob condições controladas (RUPP; BEM, 2004).

A captação em ambiente natural consiste na instalação de coletores suspensos na coluna de água, que proporcionam área para as larvas se assentarem. Para adquirir sucesso nesse processo é necessário possuir conhecimento sobre o ciclo reprodutivo, desova, desenvolvimento larval e processo de assentamento de uma determinada espécie (GOSLING, 2003). Porém, as taxas de captação natural são flutuantes e condicionadas a fatores ambientais que afetam a produção de larvas. Desta forma, é necessária a produção de semente em condições controladas de laboratório (ENCOMENDERO; DUPRÉ, 2003).

A produção em laboratório é necessária quando a captação natural é difícil ou insuficiente, quando a espécie é exótica e/ou possui alto valor de mercado (MORALES, 1986; VAKILY, 1989; RUPP, 1994; ILLANES, 1997; MILLICAN, 1997).

Como exemplo, para a indústria da pérola negra produzida por *Pinctada margaritifera* na Polinésia Francesa, Ilhas Cook e Oknawa (SIMS, 1993) a produção de sementes em laboratório proporcionou um significativo incremento nas últimas décadas (FASSLER, 2001) aumentando a oferta de sementes e adultos que eram tradicionalmente

capturados no ambiente para esta atividade (GERVIS; SIMS, 1992). A larvicultura de *P. margaritifera* tem sido bem reportada no Japão, Índia, Havai e Austrália (SIMS, 1993).

A produção de sementes de ostras perliíferas em laboratório é a fonte mais importante para sustentar um suprimento contínuo para indústria de produção de pérolas. Esta tecnologia auxilia a superar o problema de falta de matrizes para produção de pérolas. Na Índia o desenvolvimento de larvicultura de *Pinctada fucata* em 1981 proporcionou a produção de pérolas em larga escala (ALAGARSWAMI et al., 1987). Para que haja uma sustentabilidade para uma indústria de pérolas no México se faz necessária uma produção de sementes em laboratório (MARTÍNEZ-FERNANDEZ et al., 2004).

Métodos de larvicultura de ostras perliíferas são geralmente os mesmos desenvolvidos para outros bivalves (KAKAZU, 1988), economicamente viáveis e de simples implantação (ALAGARSWAMI et al., 1987). Estes podem ser divididos essencialmente nas seguintes etapas: produção de microalgas para alimentação de reprodutores e larvas; manejo e acondicionamento de reprodutores; indução a desova (que pode ser por estimulação térmica, química, mecânica ou uma combinação destes); cultivo larval até metamorfose e cultivo pós-larval (berçário) até alcançar tamanho adequado à transferência para o mar (BOURN et al., 1989; MAEDA-MARTÍNEZ, 2001; GOSLING, 2003).

O processo de cultivo larval até metamorfose de moluscos bivalves inicia após a fertilização dos gametas que formam os ovos. Estes iniciam o processo de segmentação e divisão celular, até a primeira fase larval, denominada trocófora. Esta é uma fase curta onde a larva é natatória e se alimenta de reservas vitelínicas. Conforme avança o desenvolvimento as larvas transformam-se em larvas veliger. Nesta fase corpo está totalmente protegido entre duas valvas em forma de “D”. Esta larva é natatória e se alimenta com o velum filtrando as partículas suspensas na água. Posteriormente desenvolve-se o umbo na região próxima a charneira da concha, perdendo a forma “D”. Logo se desenvolve uma larva pédivéliger que possui uma mancha ocelar e um pé extensível. Estas características indicam que a larva está próxima de sofrer metamorfose passando de uma fase planctônica para bentônica. Além da temperatura, as taxas de crescimento e sobrevivência e tempo de larvicultura de moluscos bivalves, dependem de outras variáveis como salinidade, qualidade de água, agentes patógenos, alimentação e densidade larval (MAEDA-MARTÍNEZ, 2001).

1.1.4.1 Influência da Alimentação na Larvicultura

Para obter uma melhor produção de sementes em laboratório os aspectos nutricionais das larvas devem ser considerados com muita atenção (MARTÍNEZ -FERNANDEZ et al., 2004). Existem alguns avanços em estudos de nutrição de larvas de ostras perliíferas como protocolos de alimentação (DOROUDI et al., 1999; DOROUDI; SOUTHGATE, 2000) e reposição de microalgas (SOUTHGATE et al., 1998). No entanto um número maior de informações são necessárias para melhor entender os requerimentos nutricionais de larvas de ostras perliíferas, pois nem todas as espécies de microalga podem ser ingeridas ou digeridas pela pequena larva véliger (MARTÍNEZ-FERNANDEZ et al., 2004).

Espécies do gênero *Isochrysis*, *Pavlova* e *Chaetoceros* são as mais utilizadas como alimento de larvas de moluscos bivalves, incluindo ostras perliíferas. Mas uma grande variedade de microalgas marinhas é utilizada com sucesso para alimentação de larvas de ostras perliíferas. As microalgas fornecem a energia e os nutrientes específicos para síntese de tecidos e acúmulo de reserva de energia para o crescimento e metamorfose larval (SOUTHGATE, 2008).

1.1.4.2 Influência da Temperatura e Salinidade

Os fatores que mais afetam as taxas de crescimento e sobrevivência de larvas de bivalves são temperatura e salinidade (GALTSOFF, 1964; BRENKO; CALABRESE, 1969; CAIN, 1973; ROBERT, et al., 1988; TETTELBACH; RHODES, 1988).

A temperatura atua na velocidade dos processos metabólicos de espécies aquáticas ectodérmicas, influenciando a sobrevivência desenvolvimento e comportamento dos organismos (KINNE, 1970; NEWELL; BRANCH, 1980).

A salinidade age sobre o equilíbrio osmótico e na transferência de íons importantes ao metabolismo (BURTON, 1983).

Os efeitos biológicos destes parâmetros estão correlacionados de várias maneiras. A salinidade pode modificar os efeitos da temperatura, aumentando ou diminuindo a amplitude de temperatura tolerada, ou variando o seu ótimo em muitos processos biológicos. A temperatura também pode modificar os efeitos da salinidade, da mesma maneira. Além disso, os dois fatores podem interatuar e produzir um efeito que é diferente da soma de cada fator atuando independentemente (ROMERO, 1977).

O'connor e Lawler (2003) escreveram que com o aumento da temperatura e conseqüentemente da taxa metabólica, as larvas de

bivalves adquirem grande parte da energia através do aumento do consumo de microalgas para manter o consumo de energia positivo.

Lough (1975) conclui que baixas temperaturas podem ser favoráveis para sobrevivência larval, mas não necessariamente aumentam o crescimento.

1.1.5 Assentamento Larval

Após a fase plânctonica a larva dos moluscos bivalves sofre uma metamorfose na qual se transforma morfológicamente em uma pós-larva iniciando sua vida bentônica. Reabsorve o vélu (aparato filtrador) que passa a ter sua função de brânquia, ocorrendo uma diminuição da taxa de filtração do alimento e do conteúdo de matéria orgânica corporal, principalmente de proteínas e lipídeos. Inicia-se a secreção da concha definitiva (dissoconcha) adotando a forma característica do indivíduo adulto (FARÍAS et al., 1998).

Gray (1974) ressaltou que larvas de muitos bivalves de vida móvel (Pectinidae) não apresentam uma preferência muito restrita pelo substrato em que se fixam. No entanto espécies sésseis (Ostreidae, Mytilidae, Pteridae, Pinidae) possuem um alto grau de especificidade pelos substratos em que se assentam, podendo selecionar os materiais de diferentes tipos e ainda retardar a metamorfose até encontrar o substrato adequado.

Diferente das ostras, larvas de ostras perlíferas (Pteriidae) não se fixam ao substrato de maneira permanente. Possuem a capacidade de se movimentar sobre o mesmo, com o pé, até que encontrem um local adequado. É quando então secretam o bisso, como de outras famílias de bivalves (Mytilidae, Pectinidae e Pinnidae). Este lhes permite permanecer em um local temporariamente e voltar a se deslocar se for necessário (URIATE et al, 2001).

Ostras perlíferas tem uma fase larval de aproximadamente 3 semanas em condições de laboratório. As larvas fixam-se em substratos colocados em tanques (SOUTHGATE ; BEER, 1997). As sementes permanecem no tanque de assentamento até a transferência para o oceano. Entretanto a duração de tempo que as sementes de ostras perlíferas permanecem no laboratório, anterior a transferência, varia entre as espécies e de fatores como a disponibilidade de alimento, condição da semente e condições do local do cultivo de berçário (DHARMARAJ et al., 1991; ROSE ; BACKER, 1994).

O processo de assentamento ocorre de maneira natural e espontânea no ambiente natural. Porém em condições de laboratório, em alguns casos, é necessário induzi-lo com hormônios ou

neurotransmissores (ABARCA et al., 1994). Entretanto Martinez et al. (1999) afirmam que larvas induzidas com epinefrina produzem pos-larvas significativamente menores e energeticamente mais lentas que larvas de controle sem indutor.

Uma metodologia utilizada em pectinídeos e que não implica na adição de químicos, é a do condicionamento de substrato (coletores). Consiste em submergir os coletores (geralmente confeccionados de “Netlon”) 4 a 7 dias antes do assentamento e metamorfose em água do mar filtrada com microalgas para formar uma película de bactérias e assim facilitar o assentamento (ABARCA, 2001).

1.1.6 *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758)

Este molusco é caracterizado pelo formato ovalado de suas valvas e a presença de processos chamados de aurículas. A aurícula posterior possui um prolongamento em forma de asa. Apresenta coloração marrom avermelhada, com raios brancos partindo do umbo em direção às margens e as valvas são recobertas por um perióstraco marrom claro, com projeções espinhosas nas margens. Sua charneira possui dois dentes cardinais e um lateral. No Brasil é popularmente chamada de laripeba (RIOS, 2009).

1.1.6.1. Taxonomia

Classificação da espécie *Pteria hirundo* (Figura1) segundo ABBOTT (1974) e RIOS (2009):

Phylum:	Mollusca	
Classe:	Bivalvia	
Subclasse:	Pteriomorphia	(Beurlen, 1944)
Ordem:	Pterioida	(Newell, 1965)
Família:	Pteriidae	(Gray, 1847)
Gênero:	<i>Pteria</i>	(Scoploi, 1777)
Espécie	<i>Pteria hirundo</i>	(Linnaeus, 1758)

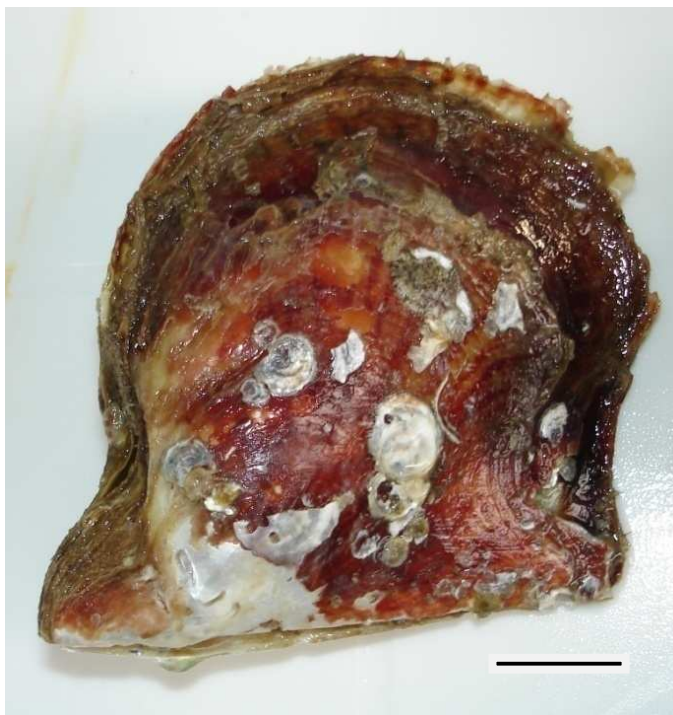


Figura 2- Aspecto externo da concha de um exemplar de ostra perlífera *Pteria hirundo*. A barra representa 1cm.

1.1.6.2. Distribuição e Habitate

Pteria hirundo ocorre nos EUA da Carolina do Norte a Flórida, Texas; oeste da Índia até o Brasil e Ilhas Bermudas. No ambiente é encontrado preso pelo bisso em gorgônias (coral) ou em banco de conchas em profundidades de 20 a 150 metros (RIOS, 2009).

Este trabalho foi desenvolvido com objetivo de estudar a viabilidade de produção de larvas de *Pteria hirundo* em condições de laboratório. A obtenção dessas informações é imprescindível para uma futura implementação de um sistema comercial de cultivo para esta espécie. Este somente será viável se houver produção de larvas e pré-sementes em laboratório. Diante do exposto, este trabalho buscou

avaliar questões referentes a: indução à desova, diferentes condições de larvicultura, avaliação das larvas submetidas a diferentes condições de temperatura, salinidade e alimentadas com diferentes microalgas, assentamento larval em laboratório e crescimento de sementes em condições de campo.

1.2 Moluscos de Areia

Quantitativamente os moluscos de areia contribuem com aproximadamente 1/4 da produção total dos moluscos em aquicultura (Figura 3) (FAO, 2007).

A maioria da produção mundial de moluscos de areia é fruto da captura de populações naturais e seus estoques são manejados para que não ocorra uma sobre-exploração. Dispositivos regulamentares geralmente restringem o esforço de captura através de licenças e controlando o tempo, a estação, o tamanho mínimo para coleta, quantidade etc. Em algumas partes do Mundo, como China (*Solen*, *Sinonvacula* spp.), Estados Unidos (*Mercenaria mercenaria*, *Mya arenaria*), Espanha e Portugal (*Tapes (Ruditapes) decussatus*), sementes podem ser capturadas no ambiente natural e transferidas para parques de cultivo. A proporção da produção mundial, atribuída ao cultivo, não é precisamente conhecida. A maioria dos países não informa de onde se origina sua produção, se são originados em cultivo ou remanejados de estoques naturais. Na escala mundial o molusco *Tapes (Ruditapes) philippinarum* (Manila Clam) é a espécie mais importante representando 48% da produção, sendo explorado principalmente no Japão, China e República da Coreia. Os próximos são *Anadara* spp. (Blood cockle) e *Solen*, *Sinonvacula* spp. (razor clams) produzidos em países do extremo oriente representando 22% da produção mundial (SPENCER, 2002).

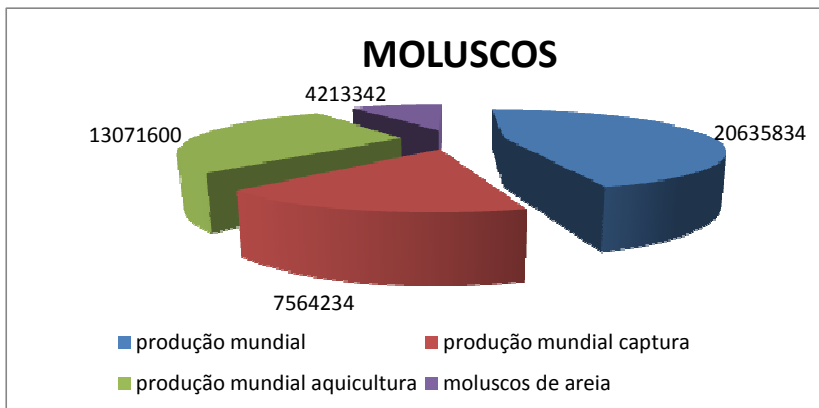


Figura 3- Produção de moluscos em 2006 (fonte: FAO 2007).

Apesar da importância econômica dos moluscos marinhos para o homem, principalmente como fonte de alimento, os estudos realizados ainda são muito escassos quando comparados ao número de espécies existentes. A maior parte das espécies de areia é desprivilegiada em termos de dados biológicos básicos, incluindo-se aspectos reprodutivos (MARQUES, 2004). Para uma completa avaliação de uma espécie de bivalve com potencial de cultivo é necessário avaliar sua biologia, desempenho em sistemas de cultivo e crescimento e sobrevivência em condições de laboratório (URBAN, 2000).

Estudos sobre reprodução de bivalves marinhos são tidos como o alicerce para o estabelecimento de programas de manejo desses invertebrados. Podem favorecer a manutenção de estoques naturais e, assim, contribuir para o desenvolvimento de atividades extrativistas e de maricultura (ARAÚJO, 2001).

Em várias regiões do Brasil muitas espécies de bivalves presentes em áreas intermareais são comestíveis e têm sido amplamente coletadas. Há um consumo intenso de berbigão (*Anomalocardia brasiliensis* e *Tivela mactroides*), rala-coco (*Trachycardium muricatum*), ostra (*Crassostrea brasiliensis*), mexilhões (*Perna perna*), sururus (*Mytella falcata*), lambreta (*Lucina pectinata*), concha e tarioba (*Iphigenia*

brasiliensis) e unha-de-velho (*Tagelus pleibeus*) (NARCHI, 1972; ARAÚJO, 2001).

Em Santa Catarina, a partir de 2004, o berbigão *Anomalocardia brasiliiana* passou a ter sua coleta supervisionada pelo IBAMA, através da Instrução Normativa N° 19 na Reserva Extativista Marinha do Pirajubaé (REMAPI) (SOUZA, 2007). Neste Estado, a larvicultura do berbigão *A. brasiliiana* foi realizada em laboratório para produção experimental de sementes (MANZONI et al., 2006),

A produção em laboratório é considerada um processo de elevado custo e com necessidade de uma tecnologia elaborada (FERREIRA; MAGALHÃES, 2004), exigindo altos investimentos em instalações, equipamentos e mão-de-obra qualificada. Portanto este processo se justifica quando se trata de uma espécie exótica ou quando a captação em ambiente natural é insuficiente (ILLANES, 1997).

1.2.1 Métodos de Coleta e de Cultivo

Diferentes técnicas de captura de moluscos de areia são utilizadas e estas variam de acordo com a espécie alvo e o local em que se encontram. Os principais métodos para zonas entre marés são: extração manual (COUÑAGO, 2001), com auxílio de pá e ancinho (LASSUY; SIMONS, 1989), gancho (OLGUÍN; JEREZ, 2003), trado de metal e com sal (GASPAR; CONSTANTINO, 2006) e tubo (GASPAR, 1996). Na zona sub-mareal os métodos de captura são draga de arrasto (GASPAR; MONTEIRO, 1998), jatos de água (Gaspar et al., 2006), draga hidráulica (FAHY; GAFFNEY, 2001) e mergulho (SEBE; GUERRA, 1997).

Em alguns países, onde a quantidade de sementes selvagens é suficiente para o cultivo, são utilizadas ferramentas manuais e peneiras para coleta (HIDU; NEWELL, 1989; NEWELL, 1991). A coleta manual de moluscos de areia por peneiramento, extração manual ou ancinho é um trabalho intensivo e somente viável em pequena escala. Para operações em larga escala o emprego de máquinas se faz necessário. Fazendas de moluscos de areia possuem tecnologia e alto nível de desenvolvimento na América do Norte e Europa (JONES et al., 1993).

Para coleta de sementes no Maine (EUA), dragas hidráulicas foram desenvolvidas para desenterrar as sementes de locais com alta densidade de assentamento. Estas são posteriormente transferidas para

outros locais e remanejadas para densidades mais produtivas (HIDU; NEWELL, 1989).

Na França, onde alguns locais de cultivo o solo de areia é firme, há tratores que foram desenvolvidos para facilitar as operações de limpeza do substrato, plantio das sementes, recobrimento das sementes com telas (para proteção de predadores e para evitar perda dos moluscos) e colheita até atingirem tamanho comercial (SPENCER, 2002).

A tecnologia de colheita no Reino Unido é diferente e para esta etapa uma bomba de sucção é utilizada sobre os estoques de moluscos quando a maré está entre 0.2-1.5m. Um tubo de PVC (1.5m comprimento x 15 cm diâmetro) fica próximo do substrato. No outro extremo uma rede coleta os moluscos deixando passar água e o sedimento. Entretanto a coleta de moluscos por método de sucção causa uma redução entre 80-90% na abundância e diversidade das espécies associadas (SPENCER et al., 1998).

Em países do Norte da Europa, moluscos da família Solenidae (*Ensis* e *Solen*) são cultivados em gaiolas de 50 cm³. Estas ficam enterradas no substrato com a parte superior exposta (10 cm) e recoberta com uma tela para evitar predação e fuga das sementes (PATIÑO; GONZÁLEZ, 2006).

Nos Estados Unidos, no estado de Washington, as sementes de *Panope generosa* “geoduck” são colocadas em locais com profundidade de 12 metros. Os animais juvenis derivam ao fundo e levam de 30-40 minutos para enterrar-se no substrato. Sementes menores que 5mm são suscetíveis às correntes marinhas. Este método de cultivo a sobrevivência das sementes varia de 0-40% em um ano, com uma média menor de 10% quando semeadas em locais desabrigados. A principal causa de mortalidade é a predação por *Cyanea capillata* (água-viva) e *Lepdosetta bilineata* (peixe) (BEATTIE, 1989).

Outro local de cultivo, de juvenis de *Panope generosa*, é em regiões entre marés. Este método consiste no plantio de sementes em regiões com maré no nível zero. Podem ser plantadas desprotegidas, protegidas com tela plástica ou em tanque de plástico circulares (de 1,32m de diâmetro por 33cm de profundidade). Um método que vem apresentando bons resultados de sobrevivência consiste em semear os juvenis (4/tubo) dentro de tubos de pvc (40cm x 15cm de diâmetro) enterrados no substrato (CLAYTON, 1992).

1.2.2 Acondicionamento, Indução à Desova e Larvicultura

A produção de sementes de moluscos de areia em condições de laboratório é um procedimento simples. Porém poucas espécies são produzidas comercialmente por este método (LOOSANOFF; DAVIS, 1964).

Os métodos de produção são bem conhecidos, viáveis e ideais para países onde a quantidade de sementes produzidas no ambiente natural são insuficientes ou não confiáveis para satisfazer a demanda. Na América do Norte, *Mercenaria mercenaria*, *Tapes philippinarum* e *Mya arenaria* são as espécies mais produzidas comercialmente em laboratório. Na França, Espanha e Inglaterra *Tapes philippinarum* e *T. decussatus* são os mais produzidos e ocasionalmente *M. mercenaria* (SPENCER, 2002).

Na França as matrizes são acondicionadas por 30-40 dias a temperatura de 20°C em recipientes individuais. Após esta aclimação a temperatura é gradativamente aumentada até 26-28 °C para induzir a desova, sendo adicionando uma pequena quantidade de esperma de um macho sacrificado. Os ovos já fertilizados são filtrados (malha de 40µm) e mantidos em tanques de 10L, até atingirem estágio de véliger com dois dias. As larvas são novamente coletadas e filtradas numa malha de 40µm e distribuídos em tanques, na densidade de 3000 larvas por litro. São alimentadas com algas unicelulares na densidade de 20-40 células /µl, dependendo do tamanho do animal (DORE, 1991; LORIO; MALONE, 1995).

Há também produção de sementes de moluscos de areia, em menor escala mas de maneira promissora, no norte da Europa com as espécies de Solenideos (*Ensis* e *Solen*) (PATIÑO; GONZÁLEZ, 2006) e nos Estados Unidos, no Estado de Washington, com a produção de *Panope generosa* (geoduck) (CLAYTON, 1992).

O cultivo de moluscos de areia, nos Estados Unidos, iniciou com o sucesso da primeira larvicultura da espécie *Mercenaria mercenaria*, no início da década de 1920. O manejo dos reprodutores foi essencial para conhecer o potencial de cultivo da espécie. As sementes são produzidas em laboratórios e transferidas para locais de cultivo apropriados. (MANZI; CASTAGNA, 1989). Nesta espécie utiliza-se, além do método tradicional de assentamento para moluscos de areia, com areia como substrato, o assentamento remoto. Este método consiste na intervenção do ciclo larval quando as larvas estão “competentes” para assentar, se fixar ao substrato, e metamorfosear em semente (NOSHO; CHEW, 1991). Nesta fase, a larva é denominada “olhada” ou pédivéliger. As larvas são drenadas do tanque de larvicultura e retidas em malha de nylon ou papel toalha e refrigeradas por uma noite. No dia

seguinte são transferidas para o tanque de assentamento contendo água do mar filtrada (TOBA et al., 1992).

1.2.3 *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758)

O molusco de areia, popularmente conhecido como asa-de-anjo, *Cyrtopleura costata* possui uma concha de cor branca porcelanada e ornamentalmente denteada muito apreciada por conchiliogistas. Populações locais consomem e preparam sua carne em variadas receitas e destacam que são saborosas. A coleta é manual e recreacional entre Massachusetts (EUA) ao Brasil. Mas sua distribuição irregular e seu hábito de vida a quase um metro de profundidade no substrato areno lodoso, impede sua exploração comercial (CRESWELL et al., 1993).

Embora não seja cultivado em larga escala nos Estados Unidos *Cyrtopleura costata* encontra-se como uma espécie atrativa para aquicultura devido a taxa de crescimento alta e por não necessitar de condições físicas especiais (CRESWELL et al., 1993; GUSTAFSON et al., 1991; HBOI report to Florida Sea Grant, 1992).

Moluscos da família Pholadidae são comercializados em diversas partes do mundo. O asa-de-anjo, *Cyrtopleura costata* é comercialmente importante no México, Cuba, Porto Rico e Chile. O rápido crescimento da pós-larva de *Cyrtopleura costata* indica que moluscos em tamanho comercial (5-7cm) podem ser cultivados na Flórida em 6 meses, mais rapidamente do que qualquer outra espécie de bivalve da América do Norte (CRESWELL et al., 1993).

1.2.3.1 Taxonomia

Classificação da espécie *Cyrtopleura costata*, segundo RIOS (2009):

Phylum:	Mollusca
Classe:	Bivalvia
Ordem:	Pholadina (Adams & Adams 1858)
Família:	Pholadidae (Lamarck, 1809)
Gênero:	<i>Cyrtopleura</i> (Tryon 1862)
Subgenero	Sconbinopholas (Grant & Gale, 1931)
Espécie	<i>Cyrtopleura costata</i> (Linnaeus, 1758)



Figura 4- Exemplar de *Cyrtopleura costata* (a) e valvas (b).
Fonte: GUSTAFSON et al., 1991. A barra representa 2cm.

1.2.3.2 Distribuição e Habitate

A espécie *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758) (Figura-4) ocorre em águas rasas ao longo da costa sudoeste dos Estados Unidos, de Massachusetts à Florida, do Golfo do México ao estado do Texas, costa oeste da Índia, Suriname, Brasil (Pará ao Chui, RS). Também ocorre em Cuba, América Central e América do Sul (GUSTAFSON et al., 1991; RIOS, 2009).

É comumente encontrado na zona entre marés onde fica enterrado a uma profundidade de 1 metro no substrato arenoso ou lodoso. Como outros bivalves é filtrador e usa o sifão inalante para transportar microalgas e zooplâncton para dentro de seu corpo. O alimento contido na água é filtrado pelas brânquias e movido por cílios para a boca. A água filtrada, detritos e gametas são eliminados pelo sifão exalante (GUSTAFSON et al., 1991).

No Brasil não há cultivo e produção de moluscos de areia em laboratório. As espécies economicamente exploradas são resultantes de captura de estoques naturais. Por este motivo, o presente trabalho visou investigar métodos de captura, manutenção de reprodutores, larvicultura e assentamento do molusco de areia *Cyrtopleura costata*.

CAPÍTULO II. Objetivos

2.1. Objetivo geral

Verificar a produção, em condições de laboratório duas novas espécies de moluscos bivalves, *Pteria hirundo* e *Cyrtopleura costata*.

2.2. Objetivos específicos

Testar a metodologia de indução à desova termal em laboratório;

Acompanhar as diferentes etapas de desenvolvimento larval;

Testar diferentes métodos de larvicultura;

Estudar o efeito de variações condições físico-químicas da água sobre a sobrevivência e o desenvolvimento larval em condições de laboratório;

Estudar o efeito de diferentes dietas (microalgas) na sobrevivência e crescimento larval em condições de laboratório;

Testar diferentes métodos para indução de larvas ao assentamento e metamorfose, em condições de laboratório;

Obter indivíduos adultos para avaliação de sobrevivência em condições de campo e laboratório.

CAPÍTULO III

Aquaculture International

shortened title: Larvicultura de *Pteria hirundo*

Larvicultura da Ostra Perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) no Brasil.

Albuquerque, M.C.P.*; Ferreira, J.F.*; Gomes, C.H.A.M. ; Silva, F.C. ; Viecili, R.V. ;Zanette, G.B.

*Correspondence:

Marine Mollusc Laboratory, University of Santa Catarina,
Servidão dos Coroas s/n, Barra da Lagoa, Florianópolis/SC, Brazil, CEP
88061-600, tel (55) 48-32323279, e.mail : mcpa73@click21.com.br;
jff@cca.ufsc.br

Resumo

A ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) é uma espécie nativa encontrada na região sul do Brasil. Apresenta uma baixa densidade e irregular frequência de fixação de sementes em coletores e estruturas de cultivo de moluscos. Ostras perlíferas (Fam. Pteriidae) possuem grande interesse tanto para uso comercial como para aquicultura pois a carne é utilizada para consumo humano e possuem capacidade de produzir pérolas. Métodos de larvicultura de ostras perlíferas são geralmente os mesmos desenvolvidos para outros bivalves. Foram realizadas quatro larviculturas de *P. hirundo* em quatro estações distintas, no Laboratório de Moluscos Marinhos, do Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/CCA/UFSC), localizado na Barra da Lagoa/Florianópolis (27°35'1.95"S, 48°26'30.58"O) entre 2006 e 2008. Reprodutores induzidos à desova na primavera eliminaram mais oócitos quando comparados as outras larviculturas testadas e quantitativamente, a larvicultura que apresentou maior sobrevivência larval final (31.85%), foi resultante de ostras perlíferas induzidas à desova no inverno. O tempo de larvicultura variou de 19 a 32 dias. Foram testadas duas salinidades 30 e 35‰, sendo a última favorável ao manejo. Troca de água a cada 48 horas pode ser utilizada na larvicultura desta espécie não

sendo necessária a troca diária. Em densidades larvais inferiores a 8.44 larvas/mL a sobrevivência larval final foi superior a 19%.

Palavras chave: Larvicultura, ostra perlífera, *Pteria hirundo*, Pteriidae, Sul do Brasil

Introdução

Dentre os moluscos com potencialidade de cultivo no Sul do Brasil está a ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758), também conhecida como ostra alada do Atlântico “Atlantic Wing Oyster”. Esse molusco ocorre nos EUA, da Carolina do Norte à Flórida, Texas; oeste da Índia; Brasil; Ilhas Bermudas (Rios 2009).

Ostras perlíferas (Família Pteriidae) possuem grande interesse tanto para uso comercial como para aquicultura pois a carne é utilizada para consumo humano e possuem capacidade de produzir pérolas (Urban 2000).

As pesquisas com ostras perlíferas estão concentradas em três regiões. Na região Indo-Pacífica, *Pinctada albina*, *Pinctada margaritifera*, *Pinctada maxima* e *Pinctada maculata* foram objeto de vários estudos (Tranter 1958 a b c, Rose et al. 1990, Rose e Becker 1994, Knuckey 1995, Sims 1992). No Japão, onde tradicionalmente, as ostras são cultivadas para a produção de pérolas, estudos com *Pinctada fucata* tem sido bastante publicados (Wada et al. 1995, Wada e Komaru 1996). Na costa do pacífico, no México, são estudadas as espécies *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* (Dýaz e Bückle 1996).

Métodos de larvicultura de ostras perlíferas são geralmente os mesmos desenvolvidos para outros bivalves (Kakazu 1988) são economicamente viáveis e de simples implantação (Alagraswami et al. 1987).

Podem ser divididos essencialmente nas seguintes etapas: produção de microalgas para alimentação de reprodutores e larvas; manejo e acondicionamento de reprodutores; indução à desova, que pode ser por estimulação térmica, química, mecânica ou uma combinação destes; cultivo larval até metamorfose e cultivo pós-larval (berçário) até alcançar um tamanho adequado à transferência para o mar (Bourn et al. 1989, Maeda-Martínez 2001, Gosling 2003).

A manutenção de reprodutores de *Pinctada fucata* é feita em sala com temperatura controlada e temperatura da água variando entre 25-28°C. A alimentação é feita com uma mistura de microalgas, numa proporção de 4L/dia/ostra, sendo complementada com farinha de milho

cru na proporção de 30mg/dia/ostra. As ostras perlíferas são mantidas por 45 dias com esta dieta e respondem com 30% de desova (Chellam et al. 1991). A ostra perlífera *Pinctada maxima* requer no mínimo 5 semanas de condicionamento em laboratório para atingir uma condição favorável a desova (Rose 1990).

Outra espécie de ostra perlífera, *Pinctada mazatlanica*, tem um sucesso no condicionamento quando submetida a um aumento gradual de temperatura de 20°C a 29°C em um intervalo de 2 meses e alimentada com microalgas cultivadas (Saucedo et al. 2001). A gônada da ostra perlífera está situada em torno dos divertículos digestivos e a identificação sexual só pode ser feita por observação histológica, não havendo dimorfismo sexual externo ou interno macroscópico (Choi e Chang 2003).

O processo de cultivo larval até metamorfose de moluscos bivalves, inicia após a fertilização dos gametas, que formam os ovos, os quais começam o processo de segmentação e divisão celular até a primeira fase larval, denominada trocófora. Esta é uma fase curta onde a larva é natatória e se alimenta de reservas vitelínicas. Conforme avança o desenvolvimento, as larvas transformam-se em larvas véliger, cujo corpo está totalmente protegido entre duas valvas em forma de “D”. Esta larva é natatória e se alimenta utilizando o vélu, filtrando as partículas suspensas na água. Posteriormente, desenvolve o umbo na região próxima à charneira da concha, perdendo a forma “D”. Logo se desenvolve uma larva pédivéliger, que possui uma mancha ocelar e um pé extensível, os quais indicam que a larva está próxima de sofrer metamorfose, isto é, passar de uma fase planctônica para bentônica. Além da temperatura, as taxas de crescimento e sobrevivência e tempo de larvicultura de moluscos bivalves, dependem de outras variáveis como salinidade, qualidade de água, agentes patógenos, alimentação e densidade larval (Maeda-Martínez 2001).

Um fator crítico para produção de ostras perlíferas em laboratório é a seleção adequada de reprodutores. Os fatores essenciais incluem taxa de crescimento rápido, aspectos morfométricos da concha e, o mais importante, a coloração do nácar (Southgate 2008). Ostras debilitadas, pequenas ou grandes demais apresentam dificuldades de desovar em laboratório e devem ser evitadas (Rose 1990). Espécies de ostras perlíferas subtropicais não sobrevivem quando a temperatura da água diminui abaixo de 8° C (Choi e Chang 2003).

Para maturação de reprodutores de ostras perlíferas em condições de laboratório os fatores mais importantes a serem controlados e observados são a temperatura da água e a disponibilidade e qualidade do

alimento fornecido. A despeito deste conhecimento, entretanto, o estudo sobre o condicionamento de reprodutores de ostras perliíferas, em condições controladas em laboratório, têm recebido pouca atenção quando comparado a outros bivalves de importância comercial. Este fato reflete no cultivo das duas espécies mais importantes *Pinctada maxima* e *Pinctada margaritifera* que são espécies de águas tropicais, com longos períodos de desova (Tranter 1958c, Rose 1990, Acosta-Salmon e Southgate 2005).

O tamanho grande destas duas espécies (longo tempo de crescimento) e as dificuldades logísticas em produzir grandes quantidades de microalgas necessárias para um adequado condicionamento dos reprodutores por laboratórios, certamente são problemáticas e a produção de sementes é oriunda de reprodutores, que maturam em condições naturais no oceano (Rose e Baker 1989).

Após obtenção de reprodutores, em condições de maturação adequadas, é realizada a etapa de indução a desova. Este procedimento, que consiste em aumentar ou alterar a temperatura da água, é utilizado com sucesso por laboratórios de produção de sementes para diversas espécies de ostras perliíferas, exploradas comercialmente (Alagarswami et al. 1987, Alagarswami et al. 1989, Chellam et al. 1991, Rose e Baker 1994, Southgate e Beer 1997).

Em condições de laboratório, a maioria dos moluscos bivalves são induzidos a desova por estimulação física e ou química. Os métodos mais utilizados são injeção de seretonina no músculo adutor, adição de peróxido de hidrogênio na água, adição de gametas de outro organismo da mesma espécie e estímulo físico-químico (consiste na utilização de água irradiada com raios ultra violeta (UV). A radiação UV na água produz um aumento de peróxido de hidrogênio na água. Entre os estímulos mecânicos estão a manipulação dos reprodutores, sua exposição ao ar e aumento da concentração de partículas na água (microalgas) (Alagarswami e Dharmaraj 1984, Uriate et al. 2001, Lucas 2003).

Jaramillo e Navarro (1995) sugerem que a desova de moluscos bivalves, em ambiente natural, pode ser induzida por uma combinação de fatores internos e ambientais. Esta interação pode variar sazonalmente, produzindo variações anuais no começo e na intensidade da desova. Os fatores endógenos são controlados pelo sistema nervoso (gânglios cerebrais) e pelo sistema hormonal. Ambos estão interrelacionados estrutural e funcionalmente, atuando sobre a neurotransmissão e sobre a síntese e descarga de secreções hormonais (Alvarez 1991). No entanto, as relações entre estes fatores não estão

bem definidas. As trocas gonádicas podem ser relacionadas às condições ambientais e às características de cada espécie (Berg Jr. 1969).

Com a obtenção dos gametas após a desova inicia-se o procedimento de fertilização dos oócitos. É uma prática comum em laboratórios de produção de larvas de ostras perliíferas, separar os oócitos de diferentes ostras antes da fertilização. O mesmo procedimento é feito com os gametas masculinos. Os gametas são avaliados em microscópio óptico. Aqueles com melhor qualidade podem ser identificados e combinados. Nenhum procedimento em especial é realizado para o esperma, mas os oócitos são peneirados para eliminação de partículas e fezes e enxaguados com água do mar filtrada a 1 μm (Rose e Backer 1994).

É muito importante evitar o excesso de esperma utilizado para fertilização dos gametas femininos. A polispermia prejudica a sobrevivência e o desenvolvimento dos embriões e larvas, e pode diminuir a qualidade da água com o apodrecimento dos espermatozoides (Lucas 2003). Para evitar este potencial problema, os laboratórios de produção adicionam uma mistura de suspensão de esperma com uma suspensão de gametas femininos inicialmente em baixo nível (isto é, 1 mL de suspensão de esperma para 1L de suspensão de oócitos). Se for necessário, mais esperma pode ser adicionado a suspensão de gametas femininos. A fertilização é indicada por presença do primeiro corpúsculo polar resultante da divisão meiótica do núcleo do ovo (Southgate 2008).

Após a fertilização os ovos das ostras perliíferas são incubados em tanques com aeração suave e água do mar filtrada (geralmente a 1 μm) (Rose e Baker 1994, Southgate e Beer 1997). O primeiro estágio larval, com mobilidade, é o de trocófora. Nesta fase possui cílios para locomoção, ausência de concha e incapacidade de se alimentar. Geralmente em 20-24 horas há o desenvolvimento de larva véliiger que apresenta concha em forma de “D”. Este estágio é denominado “estágio -D” ou “forma-D” véliiger (Southgate 2008).

Aproximadamente após 24 horas de incubação as larvas, que já estão robustas com concha formada, são drenadas do tanque e retidas em malhas adequadas, para separar os ovos não fertilizados e larvas mal formadas. As larvas então são lavadas em água do mar filtrada e transferidas para o tanque de cultivo larval (Rose e Baker 1994, Southgate e Beer 1997).

Larvas de ostras perliíferas são geralmente cultivadas em água do mar filtrada a 1 μm e alimentadas com uma mistura de duas microalgas (Southgate 2008). As espécies *Isochrysis*, *Pavlova* e *Chaetoceros* são as

espécies mais utilizadas para larvas de bivalves, incluindo as ostras perlíferas (Weeb e Chu 1983).

A alimentação é um fator de suma importância no cultivo de larvas. Apesar de se saber que no meio natural a parte orgânica do seston está composta por diversas classes de organismos (vírus, bactérias, microalgas, fungos, larvas de invertebrados, etc.) sabe-se que as microalgas constituem o principal alimento dos moluscos em todos os estádios de desenvolvimento (Uriate et al. 2001). O valor nutricional depende de sua composição bioquímica (Webb e Chu 1983) que por sua vez depende da fase de desenvolvimento do cultivo microalgal (Wilson 1979) e da capacidade de ingestão e digestão das células pela larva (Lora-Vilchs e Maeda-Martínez 1997).

A composição nutricional das microalgas, disponibilizadas as larvas de ostras perlíferas durante a etapa de cultivo larval em laboratório, é o fator determinante no seu crescimento e sobrevivência (Southgate et al. 1998, Martínez-Fernández et al. 2006).

Este alimento fornece energia e nutrientes específicos requeridos para síntese de tecidos e acumulação de energia de reserva para o desenvolvimento larval. O cultivo das microalgas é realizado junto ao laboratório de produção das larvas sendo o setor mais laborioso com uma elevada demanda de recursos (Southgate 2003).

Além da alimentação, há outros fatores que influenciam o sucesso do cultivo larval de ostras perlíferas como o adequado controle de parâmetros de qualidade de água (temperatura e salinidade). Informações destes fatores sobre o crescimento, sobrevivência e desenvolvimento das larvas de ostras perlíferas são limitados (Doroudi et al. 1999).

Rose (1990) recomenda salinidade entre 26.5-33.5‰ e temperatura com variação de 27-30°C para água do cultivo larval da espécie *Pinctada margaritifera*.

A aeração durante o estágio larval deve ser evitada (Alagarwami et al. 1983b) ou ser extremamente suave durante esta etapa (Southgate e Beer 1997, Martínez-Fernández et al. 2003).

No cultivo larval de ostras perlíferas, com água estática, a renovação da água do tanque geralmente é efetuada a cada 2- 3 dias (Alagarwami et al.1989, FAO, 1991, Southgate e Beer 1997, Beer 1999, Martínez-Fernández et al. 2003).

Sistemas de fluxo contínuo de água também são utilizados para larvas de ostras perlíferas. Apresentam vantagens como manter a qualidade da água e diminuir mão de obra. No entanto este sistema apresenta desvantagens como o colapso da tela de retenção de larvas,

por alimento ou por larvas, provocando o transbordamento da água do tanque e perda das larvas. Outra desvantagem é o acúmulo de fezes, alimento e larvas mortas o fundo do tanque, que devem ser sifonadas manualmente (Southgate e Beer 1997, Southgate e Ito 1998).

É necessária a seleção ou classificação das larvas de ostras perliíferas para remover larvas com crescimento lento ou debilitadas. Este processo reduz a variação de tamanho entre as larvas e melhora o sincronismo das larvas que vão alcançar a fase de assentamento (Alagarwami et al. 1987). As larvas devem ser selecionadas a cada 7 dias e em intervalos de 3 dias antes da fase de assentamento segundo Rose (1990) ou com 8, 13 e 18 dias como sugerido por Hayashi e Seko (1986).

Outro fator que influencia o crescimento e a sobrevivência de larvas de ostras perliíferas é a densidade larval. A densidade em que as larvas são cultivadas tem um impacto significativo na disponibilidade do alimento e na qualidade da água. Uma correta densidade exerce um importante papel no crescimento de larvas de ostras perliíferas. Em densidades altas o crescimento e a sobrevivência são reduzidos (Chellam et al. 1991).

A produção de sementes de moluscos bivalves em laboratório é necessária quando a captação natural é difícil ou insuficiente, quando a espécie é exótica e/ou possui alto valor de mercado (Morales 1986, Vakily 1989, Rupp 1994, Millican 1997).

A maior limitação para o desenvolvimento da indústria do cultivo de pérolas, em muitas partes do mundo, é a disponibilidade limitada de adultos e sementes selvagens. Isto tem impulsionado as pesquisas em cultivo em laboratório de ostras perliíferas (Gervis e Sims 1992). Como resultado destas pesquisas este cultivo está mais difundido e tem uma grande importância nas operações de produção de pérolas (Alagarwami et al. 1983c, Chellam 1987, Rose e Backer 1994, Araya –Nunez et al. 1995, Southgate e Beer 1997).

Grandes variações na coleta de sementes de ostras perliíferas e a escassez de estoques naturais limitam a oportunidade para uma indústria de cultivo de pérolas baseada unicamente na coleta em ambiente natural. Para que haja uma sustentabilidade para indústria de pérolas no México, se faz necessária uma produção de sementes em laboratório (Martínez – Fernandez et al. 2004).

Na Índia, produção de sementes de ostras perliíferas em laboratório, é a fonte mais importante para sustentar um suprimento contínuo para indústria de produção de pérolas. Esta tecnologia auxilia a superar o problema de falta de matrizes para produção de pérolas. Neste

país, o desenvolvimento de larvicultura de *Pinctada fucata* em 1981 proporcionou a produção de pérolas em larga escala (Alagraswami et al. 1987).

Para uma completa avaliação de uma espécie de bivalve com potencial de cultivo é necessário avaliar sua biologia, desempenho em sistemas de cultivo, crescimento e sobrevivência em condições de laboratório (Urban 2000).

A espécie *Pteria hirundo* apresenta uma baixa densidade e irregular frequência de fixação de sementes em coletores e estruturas de cultivo de moluscos. Quando é encontrada observa-se tamanhos entre 3 e 4 cm de altura. Este tamanho é inadequado para produção de meia-pérola e pérola. O desenvolvimento de tecnologia de larvicultura deste bivalve em laboratório é necessário. Neste local pode-se simular de diversas variáveis ambientais, o que possibilita o aumento do conhecimento da biologia larval e fornece ainda novos subsídios ao desenvolvimento do cultivo desta potencial espécie para aquicultura. A espécie *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) pertence a família Pteriidae (Rios 2009), também encontrada na bibliografia com as sinónimas *Pteria colymbus* (Röding, 1798), *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (Abbott 1974). A família Pteriidae Gray, 1847 contém três gêneros recentes: *Pteria* Scopoli, 1777, *Pinctada* Roding, 1798 e *Pterectroma* Iredale, 1939 (Jiuan-Jiuan e Okutani 2003).

Com o objetivo de verificar a viabilidade de produção de larvas em condições de laboratório da ostra perlífera *Pteria hirundo* o Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC) realizou 4 desovas de 2006 a 2008 e manteve 4 larviculturas desta espécie. O trabalho apresentado trata-se da descrição dos métodos experimentados em diferentes larviculturas.

Métodos

Foram realizadas quatro larviculturas de *Pteria hirundo*: (LPT 01, LPT 02, LPT 03 e LPT 04). A primeira larvicultura foi obtida de reprodutores selvagens (LPT 1); a segunda e terceira (LPT 2, 3) originadas de reprodutores da primeira larvicultura e a quarta (LPT 04) com reprodutores obtidos da primeira e segunda larvicultura.

No Brasil, não existem trabalhos específicos relacionados à alimentação de larvas de *Pteria hirundo*. A alimentação ministrada foi adaptada do protocolo para o cultivo larval da ostra japonesa *Crassostrea gigas* utilizado no Laboratório de Moluscos Marinhos.

Neste laboratório as larvas são alimentadas com microalgas flageladas e diatomáceas combinadas, como sugerido por Breese e Malouf (1975).

Larvicultura de Pteria hirundo 01 (LPT 01)

Os reprodutores desta larvicultura tiveram duas origens: selvagens e selvagens mantidos em laboratório. As ostras perlíferas selvagens foram retiradas de lanternas de cultivo de ostras japonesas, quais fixam-se naturalmente. As lanternas de ostras são mantidas no cultivo experimental de moluscos da UFSC, localizado na praia do Sambaqui/Florianópolis (27°29'22.66"S, 48°32'15.80"O).

Após a coleta nas lanternas, os reprodutores foram transportados Laboratório de Moluscos Marinhos, do Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/CCA/UFSC), localizado na Barra da Lagoa/Florianópolis (27°35'1.95"S, 48°26'30.58"O), um dia anterior desova e mantidos em água do mar a 20°C. A estação desta desova foi o outono. Trinta ostras perlíferas selvagens foram transportados anteriormente ao laboratório, acondicionados por 2 meses em uma sala climatizada com temperatura da água a 19 °C. Foram alimentados com microalgas *Isocrysis galbana* e *Chaetoceros calcitrans*. Anteriormente a desova realizou-se a limpeza das valvas para eliminação dos organismos incrustantes (“fouling”) para evitar a contaminação por larvas de outras espécies que vivem associadas a ostra. Este processo de limpeza é um estímulo mecânico (“castigo”) que facilita a desova de bivalves por ser um fator de estresse. Um total de 67 ostras foram estimuladas à desova. A média de altura das ostras estimuladas era de 58.8 ± 4.58 mm e comprimento 55.7 ± 4.39 mm. As medidas foram realizadas segundo método de Jiuán-Jiuán e Okutani (2003).

O método de indução à desova utilizado foi por aumento da temperatura da água iniciando-se a 22°C. As ostras perlíferas foram submetidas a um aumento gradual da temperatura de 2 em 2 graus, por 20 minutos. Na mudança de temperatura, as ostras permaneciam 5 minutos sem água. Quando a temperatura atingiu 29°C as ostras iniciaram a liberação de gametas no tanque de desova.

Cada ostra foi retirada do tanque e individualmente colocada em recipientes de 2L. O conteúdo destes recipientes foi avaliado para identificar o tipo de gameta. Uma solução com oócitos foi acondicionada em recipiente de 20L litros com água do mar e salinidade a 35‰. O mesmo procedimento de armazenamento de esperma foi realizado em recipiente de 5L. Para a fertilização, a proporção de

solução de espermatozoides utilizada foi de 2 mL para cada litro de solução de oócitos.

Após a fertilização as larvas foram transferidas para dois tanques com 2000L cada. Estes continham água com salinidade de 30‰. As larvas foram submetidas a dois tratamentos: larvicultura A (LPT 01A), com troca de água diária e larvicultura B (LPT 01B) com troca de água a cada 2 dias. As larvas foram alimentadas duas vezes por dia com microalgas *Isochrysis sp.* variedade *Tahit* (T-Iso) nos dois primeiros dias e complementadas com *Skeletonema* ou *Tetraselmis* (3H). A concentração inicial foi de $1,5 \times 10^4$ cél /mL e final $3,5 \times 10^4$ cél /mL. Ao final da larvicultura as larvas foram acondicionadas em tanques de assentamento com o coletor comercial “Netlon” e o coletor de polietileno (embalagem de futas). Após duas semanas nesta etapa os coletores contendo as larvas fixadas foram transferidas para a unidade de campo do LMM.

Larvicultura de Pteria hirundo 02 (LPT 02)

O reprodutores (N= 90) foram obtidos da LPT 01 mantidos na unidade de campo do LMM e transportados ao LMM da Barra (local da larvicultura) na mesma data da desova, realizada no inverno. A indução a desova e fertilização dos oócitos foi igual a LPT 01. Após a fecundação as larvas foram transferidas para um tanque com capacidade para 6 mil litros de água do mar com salinidade de 35 ‰; a troca de água foi realizada a cada dois dias. As larvas foram alimentadas duas vezes por dia com microalgas *Isochrysis sp.* variedade *Tahit* (T-Iso) nos dois primeiros dias. Esta foi substituída por *Pavlova sp.* e combinada com *Chaetoceres mulleri* na proporção 1:1. A concentração inicial foi de $1,5 \times 10^4$ cél /mL e final $3,5 \times 10^4$ cél /mL.

Larvicultura de Pteria hirundo 03 (LPT 03)

Noventa reprodutores foram obtidos da LPT 01, os quais foram mantidos na unidade de campo do LMM e transportados LMM da Barrada Lagoa (local da larvicultura) no mesmo dia da desova, na primavera. A metodologia de indução e fertilização dos oócitos foi a mesma descrita para a primeira larvicultura (LPT 01). Após fertilização as larvas foram colocadas em tanque com capacidade para 6 mil litros de água do mar a uma salinidade de 35 ‰; a troca de água foi realizada a cada dois dias. As larvas foram alimentadas 2 vezes por dia com

microalgas *Isochrysis galbana* variedade *Tahit* (T-Iso) nos 2 primeiros dias. Após este período esta foi combinada com *Chaetoceros mulleri* na proporção 1:1. A concentração inicial foi de $1,5 \times 10^4$ cél /mL e final $3,5 \times 10^4$ cél /mL.

Larvicultura de Pteria hirundo 04 (LPT 04)

Os reprodutores (N=89), que originaram a quarta larvicultura de *P. hirundo*, foram obtidos da LPT 01, mantidos na unidade de campo do LMM e transportados ao LMM da Barra (local da larvicultura) na data da desova realizada no verão, e reprodutores originados da LPT02, mantidos em laboratório. A metodologia de indução e fertilização dos oócitos foi a mesma descrita para a primeira larvicultura (LPT 01). Verificado o processo de fecundação as larvas foram colocadas em tanque com capacidade para 800 litros; a troca de água foi realizada a cada 2 dias. As larvas foram alimentadas 2 vezes por dia com microalgas *Isochrysis sp.* variedade *Tahit* (T-Iso) nos 2 primeiros dias. Como nos outros experimentos foi substituída por *Pavlova sp.* e combinada com *Chaetoceros mulleri* na proporção 1:1. A concentração inicial foi de $1,5 \times 10^4$ cél /mL) e final $3,5 \times 10^4$ cél /mL).

Crescimento larval

As medidas usadas para acompanhamento do crescimento das larvas foram comprimento e altura da valva. O comprimento corresponde a máxima dimensão entre a região antero-posterior e, a altura a máxima dimensão entre a região dorso-ventral (Hu *et al.*, 1993).

Resultados

LPT 01- Trinta e quatro ostras perliíferas desovaram gametas masculinos e 17 gametas femininos. A densidade larval utilizada, em tanque de 2000 L, foi de 8,44 por mL. A larvicultura teve uma duração de 24 dias sendo depois as larvas transferidas para tanques de assentamento. A porcentagem de sobrevivência larval final foi de 22,93% para tanque A e 27,5% para tanque B. Esta desova foi realizada no final do outono, com a média de temperatura da água de 20,1°C. (Tabela-1).

LPT 02- O número de ostras que desovaram gametas masculinos foi de 29 exemplares e 21 ostras perliíferas desovaram oócitos. A

densidade larval foi de 3,33 por mL em um tanque com 6000L de volume. A média de temperatura da água durante a larvicultura, realizada no inverno, foi de 19,4°C. A larvicultura teve uma duração de 26 dias sendo depois as larvas transferidas para tanques de assentamento. A porcentagem de sobrevivência larval final foi 31,85% sendo a maior verificada, entre as quatro larviculturas realizadas (Tabela 1).

LPT 03- Na terceira larvicultura, 26 ostras eliminaram gametas masculinos e 36 femininos, que originaram aproximadamente de 136.935.000 de oócitos. Vinte e quatro horas após a fecundação foram contabilizadas 57.439.000 larvas “D”. A porcentagem de sobrevivência final foi 19,72%. A densidade larval foi de 6/ mL em tanque com 6000L de volume. A média de temperatura da água durante a larvicultura foi de 23,1°C. A larvicultura, realizada na primavera, teve uma duração de 19 dias. O maior número de gametas femininos e larvas metamorfoseadas após 24 horas (larva “D”) foi verificado nesta terceira larvicultura (Tabela-1).

LPT 04- Na quarta, larvicultura desovaram 24 ostras machos e 04 fêmeas, que originaram um total de 29.000.000 de oócitos. Vinte e quatro horas após a fecundação foram contabilizadas 9.713.000 larvas “D”. Este lote de ostras foi induzido à desova no verão. A densidade larval inicial foi de 12 por mL. O tanque utilizado possuía um volume de 800L A média de temperatura da água durante a larvicultura foi 22,7°C. A larvicultura teve uma duração de 30 dias. A porcentagem de sobrevivência larval final foi 0,1%, sendo este o menor valor verificado entre as quatro larviculturas realizadas (Tabela 1).

O crescimento larval foi acompanhado com a avaliação de comprimento e altura da LPT02 (Figura 1 e 2) e a comparação de tamanho, em diferentes fases de desenvolvimento larval, com outras espécies de ostras perliíferas, pode ser verificada na Tabela 2.

Na figura 3 são demonstradas as diferentes etapas do desenvolvimento larval de *Pteria hirundo*, desde oócito, larva “D”, umbonada, umbonada avançada, larva com mancha ocelar, pédivéliger encerrando em plantígrada.

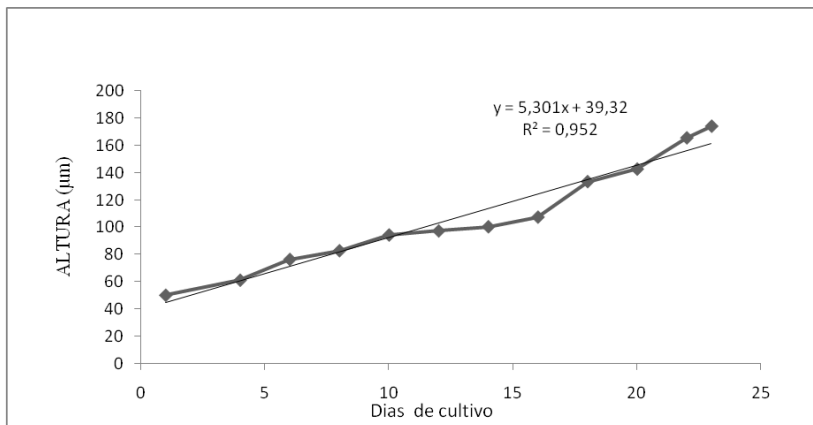


Figura 1- Altura (μm) de larvas de *Pteria hirundo* em 23 dias de cultivo larval (LPT 02).

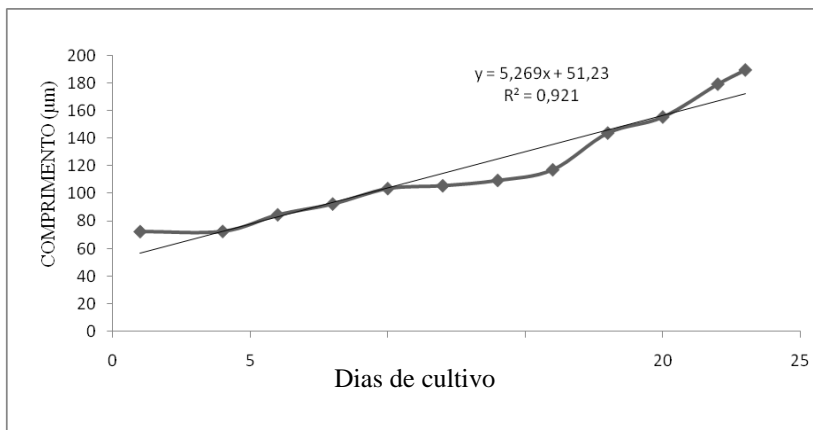


Figura 2- Comprimento (μm) de larvas de *Pteria hirundo* em 23 dias de cultivo larval (LPT 02).

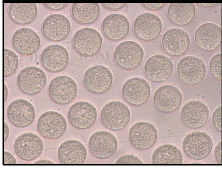
Tabela 1- Comparação de 4 larviculturas de *Pteria hirundo*.

	LPT 01	LPT 02	LPT 03	LPT 04
Origem dos reprodutores:	Selvagens	LPT 01	LPT 01	LPT 01 e 02
M* F* que desovaram	34M 17F	29M 21F	26 M 36 F	24 M 04 F
Oócitos (milhões)	47.333	49.379	136.975	29.000
Larva "D" (milhões - 24h)	33.750	20.000	57.439	9.713
Metamorfoseadas (24h) %	71,15	40,50	41,9	33,49
Densidade larvas /mL	8,44	3,33	6	12
Salinidade ‰	30	35	35	35
Temp. água °C (estação)	20,1 (outono)	19,4 (inverno)	23,1 (primavera)	22,7 (verão)
Dias de larvicultura	24	26	19	30
Tanque (volume L)	2000 (A e B)	6000	6000	800
% sobrevivência final	A 22,93 B 27,5	31,85	19,72	0,1

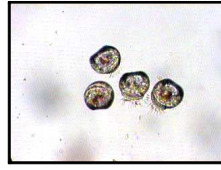
Quadro 1- Comparação do tamanho de diferentes etapas larvais de Pteridae. Os valores representam um compilado de resultados obtidos por Alagarwamiet al., 1983 abc, 1989; Minaur 1969; Rose e Baker 1989, 1994; Ota 1957; Tanaka e Kumeta 1981; Monteforte 2003; Beer 1999; nas espécies correspondentes:

	<i>Pinctata fucata</i>		<i>Pinctata margaritifera</i>		<i>Pinctata maxima</i>		<i>Pteria hirundo</i>	
Etapa	comp. x alt. (μm)	t (d)	comp. x alt. (μm)	t (d)	comp. x alt. (μm)	t (d)	comp. x alt. (μm)	t (d)
Ovo esférico	47,5	fert.	45	fert	59-60	fert.	50,5	0
Larva "D"	72 x 60	24 hrs	75 x 60	24 hrs	79 x 67	18-24 hrs	73 x 62	1
Umbo início	100 x 95	8	110 x 90	9	110 x 100	8-9	85 x 77	6
Umbonada	135 x 130	10-12	140 x 130	12	114 x 103	10	117 x 107	16
Mancha ocelar	210 x 190	15	210 x 200	16	230 x 210	15	155,5 x 143	20
Pedivéliger	230 x 200	20	220 x 210	20	270 x 220	22	190 x 174	23
Plantígrada	250 x 240	22	260 x 240	23	268 x 222	25	237 x 233	28

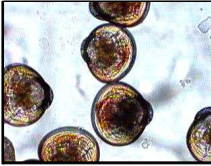
	<i>Pinctada mazatlanica</i>		<i>Pteria penguin</i>	
Etapa	altura (μm)	t (d)	altura (μm)	T (d)
Ovo esférico	-	-	52,2	0
Larva "D"	85	24 hrs	80,76	1
Umbo início	-	-	140,06	10
Umbonada	142	13	171,09	15
Mancha ocelar	184	23	251,94	20
Pedivéliger	230	27	-	-
Plantígrada	-	-	708,1	30



a - Oócitos (50,5 μm de diâmetro)



b - Larva "D" véliger 1 dia (73 x 62 μm)



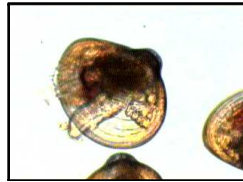
c - Umbonada inicial (85 x 77 μm)



d - Umbonada avançada 16 dias (117 x 107 μm)



e - Mancha ocelar 20 dias (155 x 143 μm)



f - Pedivéliger 23 dias (190 x 174 μm)



g - Plantigrada 28 dias (237 x 233 μm)

Figura 3- Desenvolvimento larval de *Pteria hirundo* (comprimento x altura em micrômetro) a) Oócitos; b) Larva "D"; c) Larva umbonada inicial; d) Larva umbonada avançada; e) Larva olhada f) Larva com pé; g) Semente.

Discussão

As gônadas masculinas e femininas são indistinguíveis por aparência externa. Machos e fêmeas de *Pteria hirundo* desovam de maneira igual soltando uma nuvem de gametas na água, ambas de coloração branca e em todas as desovas deste experimento, os machos desovaram primeiro que as fêmeas.

Geralmente ostras perlíferas masculinas desovam primeiro e o esperma na água estimula a desova das fêmeas (Alagarswami et al. 1987).

Os reprodutores de *Pteria hirundo* responderam indução à desova quando a temperatura da água atingiu 29°C. Foram também induzidos por estímulo mecânico de manipulação (limpeza de “fouling”) e por exposição ao ar.

A limpeza das ostras anterior a desova serve para remover e reduzir a contaminação bacteriana na larvicultura (Rose 1990). De maneira geral os reprodutores de ostras perlíferas desovam após trinta minutos, expostos a uma temperatura entre 5-6°C acima do ambiente em que se encontravam anteriormente à desova (Gervis e Sims 1992).

Para a espécie *Pinctada fucata* a simulação termal é adotada predominantemente e consiste no aumento gradual da temperatura da água por diversos graus (de 28.5 a 35°C) (FAO 1991). A espécie estudada no México, *Pinctada mazatlanica*, tem a indução à desova estimulada com o aumento da temperatura da água de 18°C até 29°C (Monteforte 2003). Rose (1990) sugere que indução a desova de *Pinctada maxima* deve ser estimulada com um aumento de 2°C a 5°C acima do ambiente atingindo a temperatura máxima entre 33-34°C.

Tanques de 800L, 2000L e 6000L foram utilizados para larvicultura de *P. hirundo* com sistema de cultivo com água estática. A água do mar utilizada foi filtrada mecanicamente até 1 µm e esterelizada com ultra violeta. Para larvicultura *Pinctada mazatlanica* utilizam-se tanques com volume de 5000L (Monteforte 2003).

No experimento não se fez uso de antibióticos para evitar mortalidade por contaminação bacteriana das larvas. Entretanto para outras espécies de ostras perlíferas não é incomum que se utilize antibióticos (como sulfato de estreptomicina) para evitar a mortalidade dos embriões (Southgate e Beer 1997, Beer 1999).

Dois sistemas de cultivo larval foram testados na primeira larvicultura de *P. hirundo* (LPT 01) em tanques com 2000 L. O sistema com troca de água a cada 2 dias (LPT 01B) apresentou um número final maior de larvas quando comparado com o sistema de cultivo larval com

troca de água diária (LPT 01A) ao final da larvicultura. Sugere-se este método para ser empregado na larvicultura desta espécie. Há economia de energia, água e mão-de-obra, e possivelmente menor estresse para as larvas.

A troca a cada 24 horas causa estresse diminuindo o crescimento e sobrevivência como sugerido por Helm e Millican (1977). Métodos de larvicultura de ostras perlíferas são geralmente os mesmos desenvolvidos para outros bivalves. Este protocolo geralmente envolve sistema de cultivo larval com água estática. A água é trocada a cada 1-2 dias (Tanaka et al. 1970, Alagarwami et al. 1989, Gervis e Sims 1992) ou uma porção da água do cultivo é trocada todo dia (Kakazu 1988). A cada troca de água as larvas são drenadas dos tanques e retidas em malhas de telas e colocadas de volta em tanques limpos (Southgate e Ito 1998).

Para a larvicultura da ostra perlífera *Pinctada margaritifera* os melhores resultados de sobrevivência e crescimento foram obtidos em sistema de cultivo com fluxo parcial de água contínuo quando comparado com sistema de troca de água estático (Shouthgate e Ito 1998).

Em todas as larviculturas de *Pteria hirundo* a intensidade da aeração foi moderada. Cultivos larvais de ostras perlíferas são geralmente providos com pouca ou nenhuma aeração (Shouthgate e Ito 1998). Tanaka et al. (1970) concluíram que para larvas de *Pinctada margaritifera* o cultivo até a fase inicial de umbo deve ser sem aeração e após esta fase deve-se introduzir uma aeração suave. Entretanto no estudo de Shouthgate e Ito (1998) onde uma relativa aeração vigorosa foi utilizada, a sobrevivência até o estágio de umbo não foi afetada. Após a fertilização até a primeira fase larval trocófora, as larvas do pectínídeo *Argopecten purpuratus* estão desprovidas de proteção e são extremamente delicadas. Nesta etapa recomenda-se evitar o uso de aeração para não prejudicá-las (Abarca 2001).

Para *Cassostrea gigas* as melhores práticas de manejo, troca de água e densidade larval, que resultaram em melhor crescimento e sobrevivência, foram determinadas por Oliveira (1998). Este autor determinou que para um melhor resultado de sobrevivência para as larvas da ostra japonesa nos 6 primeiros dias troca de água deve ser a cada 72 horas, com uma densidade de 10 larvas / mL. Do sétimo ao décimo quarto dia a troca de água a cada 48 horas e 5 larvas/ mL. Do 15º ao 23º dia a troca de água deve ser realizada a cada 48 ou 72 horas com densidade de 1.5 larvas por mL.

As densidades larvais (número de larvas por mL) deste estudo variaram para cada larvicultura: 8.44 larvas/ mL na primeira larvicultura de *P. hirundo* 01 (LPT 01), 3.33 larvas / mL (LPT 02), 6 larvas/ mL (LPT 03) e 12 larvas/ mL (LPT 04). Estas densidades são altas quando comparadas com a recomendada para ostras perlíferas em geral. No entanto os resultados de sobrevivência foram superiores a 20% com densidade até 8.44. Porém obteve-se um valor de 0,01% com a densidade de 12 larvas por mL.

A densidade larval para *Pinctada margaritifera* é utilizada com uma variação de 1-2/mL (Alagarwami et al. 1989, Southgate e Beer 1997), 3/mL para *Pinctada mazatlanica* (Martínez-Fernández et al. 2003) e 1-8/mL para *Pinctada maxima* (Rose e Baker 1994). Para a mesma espécie, Rose (1990) recomenda que a densidade inicial não deve exceder 5 / mL e esta quantidade deve ser reduzida para 2 / mL após 10 dias e 1/ mL com 14 dias de cultivo larval.

A densidade larval tem um papel significante no crescimento e sobrevivência de larvas de ostras perlíferas. Em altas densidades, o crescimento e a sobrevivência são pobres e a produção de larvas com uma densidade de 2 larvas/mL resulta em melhor resultado (Alagarwami e Dharmaraj 1984).

A porcentagem de sobrevivência larval final para as três primeiras larviculturas de *Pteria hirundo* foi similar e/ou superior quando comparada com a porcentagem de sobrevivência final de larviculturas de outras espécies moluscos bivalves. O valor obtido na primeira larvicultura (LPT 01) foi 22.93 % para o tratamento A e 27.5 % para o tratamento B. Na segunda larvicultura (LPT 02) 31.85% e 19.72 % na terceira larvicultura(LPT 03). Para a quarta larvicultura de *P. hirundo* (LPT 04) verificou-se uma sobrevivência de 0.01%. Com base nos valores de sobrevivência observados entre as larviculturas de *P. hirundo* neste estudo sugere-se taxas de densidade larval inferiores a 8 larvas/ mL para esta espécie.

Loosanoff e Davis (1963) descrevem que, em alta densidade, há um efeito deletério no crescimento e sobrevivência causado pelas freqüentes colisões entre as larvas de bivalves.

A alta densidade produz um consumo descontínuo de alimento, pois diante do choque, as larvas fecham as valvas e não consomem as microalgas. O aumento do nível de metabólitos, como amônia, a competição por alimento entre as larvas e susceptibilidade a doenças são também efeitos observados quando há um aumento na densidade larval (Uriate et al. 2001).

Outra possível explicação para o resultado de sobrevivência larval final verificado na quarta larvicultura de *Pteria hirundo*, é a menor quantidade de gametas femininos que foram gerados, quando comparado com as outras 3 larviculturas. Os oócitos foram obtidos da desova de 4 ostras perlíferas. É possível que este lote ostras apresentasse uma inadequada condição do estágio de maturação dos gametas culminando num baixo número de fêmeas desovando. Assim, os gametas eliminados poderiam estar com reservas vitelínicas insuficientes, comprometendo o desenvolvimento das larvas resultando na baixa sobrevivência larval final.

Magnesen et al. (2006) salientam que a qualidade dos reprodutores em diferentes épocas do ano pode exercer um impacto sobre a qualidade dos oócitos, taxas de fertilização e viabilidade larval.

Os autores Caers et al. (1999), Martinez et al. (2000) Palma-Fleming et al. (2002), verificaram para o pectinídeo *Argopecten purpuratus* que uma maior reserva de lipídeos nos oócitos proporciona um efeito positivo na sobrevivência larval.

Esta possibilidade pode ser confirmada com os resultados obtidos por Alves (DADOS NÃO PUBLICADOS) que estudou o ciclo reprodutivo de *Pteria hirundo*. Ele verificou que nos meses onde a temperatura da água está mais alta (verão e início de outono) há prevalência maior de ostras que já desovaram (isto é estão com poucos gametas nos folículos). O lote de ostras *P.hirundo* utilizado para a produção da quarta larvicultura (LPT04) foi retirado para a desova no laboratório no verão, com temperatura da água do mar superior a 25°C.

Manzoni et al. (1996) estudando aspectos do ciclo reprodutivo da vieira *Nodipecten nodosus* nos arredores da Ilha do Arvoredo (27°17'S - 48°22'W), observou maior índice de condição gonadosomático na primavera do que no inverno.

A época de desova da ostra perlífera *Pteria penguin* no sul do Japão ocorre entre o verão e outono (Yamaguchi e Shiihara, 1961) assim como *P. irundo*.

Alves (DADOS NÃO PUBLICADOS) conclui que a mudança de temperatura é um estímulo biológico fundamental para as mudanças das fases do ciclo reprodutivo de *P. hirundo*. No entanto Verginelli e Pietro (1991) sugerem que o ciclo gametogênico de *Pinctada imbricata* depende mais da disponibilidade alimento do que a temperatura.

Com relação à salinidade os dados de sobrevivência e crescimento verificados não podem ser atribuídos a este fator isoladamente. Mas pode-se afirmar que o processo de diluição da água do mar para alterar a salinidade é uma etapa que torna a larvicultura

mais laborosa. Portanto este procedimento é desnecessário para produção de larvas de *Pteria hirundo* já que apresentaram sobrevivência e desenvolvimento larval adequados em salinidade normal da água do mar (35‰).

Larvas de *Pinctada margaritifera* têm um crescimento favorável em salinidade entre 25-32‰ (Doroudi et al. 1999) e larvas de *Pinctada imbricata* de 29 a 35‰ (O'Connor e Lawler 2004).

A sobrevivência das larvas de *Pinctada margaritifera* para as duas primeiras semanas foi considerada boa sendo de 61.2% na primeira semana e 38.5% na segunda semana. A sobrevivência diminui de 11.3% no 23º dia para 7.2% no 28º dia. Aproximadamente 5% das larvas no estágio “D” foram inicialmente assentadas no 28º dia (Shouthgate e Ito 1998). Alagarswami et al. (1989) reportaram 6.3% de sobrevivência de larvas de *P. margaritifera* até o estágio de semente. Embora a sobrevivência das larvas tenha sido relativamente baixa, esse valor (menos que 10%) é típico para *Pinctada margaritifera* (Doroudi et al. 1999).

Em *Argopecten purpuratus* Uriarte et al. (1996) verificaram 27,8% de sobrevivência para larvas desta vieira cultivada no Chile até a fase de assentamento. Dados da literatura citam rendimentos variáveis na larvicultura de *Nodipecten nodosus* (nº de perdivéliger em relação à quantidade de larva “D”), com valores variando de 1,9 a 22,14% (Rupp e Parsons 2006).

Zanette et al. (2009) obtiveram para esta mesma espécie de vieira taxas de 31,6 e 47,2% de sobrevivência de larvas olhadas (em relação às larvas D) sem a utilização de qualquer tipo de produto para controlar a proliferação bacteriana. Estes autores acreditam que estes resultados possam ter sido consequência de mudanças metodológicas no cultivo larval, oferecendo melhores condições de desenvolvimento para as larvas. Estas resumem-se em manejos da diminuição da densidade larval, baixa alimentação de até $2,0 \times 10^4$ células mL⁻¹ e troca de água em intervalos de 48 horas.

Torkildsen et al. (2005) relatam que obtiveram larvas aptas para o assentamento de *Pecten maximus* apenas com a utilização de cloranfenicol. Narvarte e Pascual (2003) também citam baixas taxas de sobrevivência para *Aequipecten tehuelchus*, na ordem de 25% na primeira semana e menor que 1% após 22 dias de cultivo.

O tempo de larvicultura foi de 24 dias para LPT1, 26 dias para LPT2, 19 dias para LPT 03 e 30 dias LPT 04. Para as três primeiras larviculturas este tempo está diretamente relacionado com a média da

temperatura da água as quais as larvas foram submetidas. Com média de temperatura mais baixa, o tempo de larvicultura mostrou-se maior quando comparada as larviculturas que foram realizadas em água com a média de temperatura mais elevada. O final da larvicultura, foi estabelecido com observação na morfologia das larvas, que estavam no estágio de pedivéliger apresentando mudança no hábito com períodos de natação na coluna de água através do vélu, com os de rastejamento, no fundo do tanque de larvicultura, com auxílio do pé, em busca de um substrato para assentamento e metamorfose. Após esta etapa as larvas foram transferidas para tanques de assentamento.

O tempo de larvicultura para *Pinctada margaritifera* é de 28 dias. As primeiras larvas olhadas são removidas para tanques de assentamento no 23º dia (Shouthgate e Ito 1998).

Romero (1980) observou a larva pedivéliger do mexilhão *Perna perna* 37 dias após fecundação e Routledge (1999) 27 dias após a desova para a mesma espécie. O tempo de larvicultura para a vieira *Nodipecten nodosus* varia de 19 dias (Rupp 1994) a 12 dias (Zanette 2009). Para *Argopecten purpuratus* 16 a 20 dias (Bellolio et al. 1993). A larvicultura da ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas* é de 21 dias (Utting e Spencer 1991) e de *Tridacna gigas* entre 6-10 dias (Braley 1992).

A alimentação fornecida as larvas de *Pteria hirundo* consistiu de uma combinação de microalgas *Isochrysis sp.* variedade *Tahit* (T-Iso), *Skeletonema*, *Pavlova sp.*, *Tetraselmis* (3H) e *Chaetoceros mulleri* numa concentração inicial de $1,5 \times 10^4$ células por mL) aumentando gradativamente até concentração de $3,5 \times 10^4$ células por mL). Sempre foi utilizada a proporção de microalga flagelada com diatomácea 1:1.

Vários autores demonstraram que larvas e sementes de moluscos crescem mais quando alimentadas com uma dieta mista de microalgas (Laing e Millican 1986, Helm e Laing 1987, Thompson et al. 1993). As microalgas diatomáceas contém mais carboidratos e concentrações significativas de EPA- ácido eicosapentanóico- 20:5n-3. As microalgas flageladas possuem maior teor de lipídeos, em especial DHA- ácido docosaexanóico -22:6n-3 (Brown 1991, Brown et al. 1997). O teor desses componentes presentes em cada tipo de microalga é um fator importante no crescimento e desenvolvimento dos organismos marinhos que se beneficiam delas (Souldant et al. 1998, Silva et al. 2004).

Para larvas de *Pinctada margaritifera* a alimentação fornecida consiste de microalga *Isochrysis galbana* a partir do estágio larval véliger até o estágio de larva umbonada a uma concentração de 5000 céls/dia/larva. Do estágio umbo até estágio pedivéliger, a dose é dobrada, 10.000 céls/dia/larva e triplicada até a fase de assentamento

(Alagarswami e Dharmaraj 1984). As larvas de *Pinctada mazatlanica* são alimentadas com *Isochrysis galbana*, *Chaetoceros mulleri* e *C. calcitrans* na proporção 4:3:3 e concentração de 60-80 céls mL (Martínez-Fernandez et al. 2003).

Com 24 horas o comprimento observado das larvas de *Pteria hirundo* foi de 72.45 (± 6.04) μm ($\pm\text{SE}$ n=30) larva "D". No 6º dia 84.6 (± 5.35) μm , larva umbonada; 10º dia 103.6 (± 6.12) μm , 16º dia 117.3 (± 9.5) μm ; 20º dia 155.5 (± 14.2) μm , larva olhada e no 23º dia 189.6 (± 22.3) μm , pédivéliger. Assim como observado em *Pinctada margaritifera* (Shouthgate e Ito 1998) as larvas de *Pteria hirundo* foram transferidas para assentamento no 23º dia. Os desvios aumentam com o tamanho das larvas. Larvas de pectínídeos assentam quando atingem entre 120 e 260 μm (Uriate et al. 2001).

Para *Pinctada margaritifera* o estágio de larva "D" foi observado após 24 horas com tamanho de 80.8 (± 2.2) μm ($\pm\text{SE}$ n=30). No 6º dia foi observado a primeira larva umbonada.. No 10º dia representavam 18.2% da população e tinham uma média de comprimento de concha de 131.1 (± 7.2) μm . No 15º dia tinham 173.9 (± 23.8) μm . A primeira larva olhada foi observada no 16º dia . No 20º dia a média de comprimento de concha era de 185.9 (± 24.3) μm . As primeiras larvas olhadas foram removidas para tanques de assentamento no 23º dia (Shouthgate e Ito 1998).

Conclusões

A sobrevivência larval final foi superior a 19% em densidades de larvas de até 8.44/mL. Estas densidades testadas nas larvas de *P. hirundo* são altas, quando comparadas às recomendadas e utilizadas para outras espécies de ostras perliíferas.

Os resultados mostraram que não há necessidade de redução da salinidade da água do mar para cultivo larval. A temperatura mais alta da água diminuiu o tempo da larvicultura e com a temperatura da água mais fria, há uma porcentagem de sobrevivência larval final superior.

Os reprodutores responderam ao estímulo termal quando submetidos à desova. Os resultados indicam que devem ser, preferencialmente, induzidos à desova nas estações de inverno e primavera. As larvas podem ser alimentadas com microalga diatomácea combinada com flagelada.

Este trabalho indica que a produção desta espécie em laboratório é viável. Larvas da ostra perlífera *Pteria hirundo* demonstraram ser resistentes as práticas de manejo, com taxas de crescimento e sobrevivência larval final semelhantes a observados em outras espécies de ostras perlíferas exploradas comercialmente e moluscos bivalves utilizados na aquicultura.

Agradecimentos:

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e à CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

Referências

Abbott RT (eds) (1974) American Seashells. Van Nostrand Reinhold Co., New York

Abarca A (2001) Scallop hatcheries of *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) in Chile. A survey of the present situation. Book of abstracts. 13th International Pectinid Workshop, Coquimbo, Chile, pp. 74-75

Acosta-Salmón H, Southgate PC (2005) Histological changes in the gonad of the blacklip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* Linnaeus, 1758) during the reproductive season at two sites in north Queensland, Australia. Molluscan Research 25:71-74

Alagarwami K, Dharmaraj S, Velayudhan TS et al (1983a) On controlled spawning of the Indian pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould). Proc Symp Coastal Aqua 2:590-597

Alagarwami K, Dharmaraj S, Velayudhan TS et al (1983b) Embryonic and early larval development of the pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould). Proc Symp Coastal Aqua 2:598-603

Alagarwami K, Dharmaraj S, Velayudhan TS et al (1983c) Larval rearing and production of spat of pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould). Aquaculture 34:287-301

Alagarwami K, Dharmaraj S, Chellam A et ali (1989) Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). Aquaculture 76:43-56

Alagarwami K, S Dharmaraj (1984) Manual on pearl culture techniques. C.M.F.R.I. Spl. Publ. 20:1-42

Alagarwami K, Dharmaraj S, Velayudhan TS et al (1987) Hatchery tecnology for pearl oyster production. In: Alagarwami K (ed) Pearl culture, Bull Cent Mar Fresh Res Inst Cochin India, pp62-71

Alagarwami K, Dharmaraj S, Chellam A et al (1989) Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). Aquaculture 76:43-56

Alvarez IF (1991) Reproduccion y acondicionamiento de bivalves en el criadero. Xunta de Galicia. Conselleria de pesca, marisqueo e acuicultura, ed. ALVA, A Coruña, España.16: 3-35

Alves R (Dados não publicados) Ciclo reprodutivo de *Pteria hirundo* (L.1758)

Araya-Nunez O, Ganning B, Buckle-Ramírez F (1995) Embryonic development, larval culture and settling of American pearl-oyster (*Pteria sterna*, Gould). Californian Fish and Game 81:10-21

Beer AC (1999) Larval culture, spat collection an juvenile growth of the winged pearl oyster, *Pteria penguin*. World Aquaculture '99. The Annual International Conference and Exposition of the World Aquaculture Society, APRIL 26-May 2, 1999. Sydney, Australia. Book of Abstracts, p 63

Belllio G, Lohrmann K, Dupré E (1993) Larval Morphology of the Scallop *Argopecten purpuratus* as Revealed by Scanning Electron Microscopy. The Veliger 36 (4):332-342

Berg Jr. CJ (1969) Seasonal gonadal changes of adults oviparous oysters in Tomales Bay, California. The Veliger 12(01): 27-36

Bourne N, Hodgson CA, Whyte JNC (1989) A manual for scallop culture in British Columbia. Canada. Minister of Suply and Services Canada. 215p. (Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences, n. 1694).

Braley RD (ed) (1992) The Giant Clam: A Hatchery and Nursery Culture Manual. ACIAR Monograph No. 15. Australian Centre for International Agricultural Research, Canberra, p144

Breese WP, Malouf RE (1975) Hatchery manual for the Pacific oyster. Sea Grant Program Pub. No. ORESU-H-002. Oregon State Univ. Corvallis, Oregon, USA: p22

Brown MR (1991) The amino-acid and sugar composition of 16 species of microalgae used in mariculture. *J Exp Mar Biol Ecol* 15:79-99

Brown MR, Jeffrey SW, Volkman JK et al (1997) Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture* 151:315-331

Caers M, Coutteau P, Cure K et al (1999) The Chilean scallop *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819): II. Manipulation of the fatty acid composition and lipid content of the eggs via lipid supplementation of the broodstock diet. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 123 B: 97-103

Chellam A (1987) Biology of pearl oyster. In: Alagarswami K (ed) Pearl Culture. Bulletin of the Central Marine Fisheries Research Institute Cochin India, pp13-29

Chellam A, Victor ACC, Dharmaraj S et al (1991) Pearl Oyster Farming and Pearl Oyster Culture. Training Manual 8. Central Marine Fisheries Research Institute. Tuticorin, p104

Choi YH, Chang YJ (2003) Gametogenic cycle of the transplanted-cultured pearl oyster, *Pinctada fucata martensii* (Bivalvia: Pteriidae) in Korea. *Aquaculture* 220:781-790

Doroudi MS, Southgate PC, Mayer J (1999) The combined effects of salinity and temperature on embryos and larvae of the black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.). *Aquac. Res.* 30:271-277

Díaz AH, Buckle LF (1996) Ciclo gonadico de *Pteria sterna* Gould, 1851 Mollusca, Bivalvia in Baja California, Mexico. *Cienc. Mar.* 224:495-509

- FAO (1991) Pearl Oyster Farming and Pearl Culture. Central Marine Fisheries Institute at Tuticorin, India (RAS-90-002) pp66
- Gervis MH, Sims NA (1992) The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae). ICLARM Stu Rev 21, ODA London, p49
- Hayashi M, Seko K (1986) Practical technique for artificial propagation of Japanese pearl oyster (*Pinctada fucata*). Bull Fish Res Ins 1: 39-62
- Helm MM, Millican PF (1977) Experiments in hatchery rearing of pacific oyster larvae (*Crassostrea gigas* Thunberg). Aquaculture 11: 1-12
- Helm MM, Laing I (1987) Preliminary observations on the nutritional value of “*Tahiti Isocrysis*” to bivalve larvae. Aquaculture 62:281-288
- Hu YS, Fuller SC, Castagna M, Vrijenhoek RC, Lutz A (1993) Shell morphology and identification of early life history stages of congeneric species of *Crassostrea* and *Ostrea*. Mar Biol Ass UK 73:471-496
- Jaramillo R, Navarro J (1995) Reproductive cycle of the Chilean ribbed mussel *Aulacomya ater* (Molina, 1982). J Shellfish Res 14: 165– 171
- Jiuan-Jiuan H, Okutani T (2003) Taxonomy and Distribution of the Genera *Pteria* and *Pinctada* (Bivalvia: Pteriidae) in Taiwan. Journal of Fisheries Society of Taiwan 30(3):199-216
- Kakazu K (1988) Aquaculture of molluscs—black-lip pearl oysters. In: Shokita, S. (Ed.). Aquaculture in Tropical Areas. Midori Shobo, Tokyo, pp228–234
- Knuckey IA (1995) Settlement of *Pinctada maxima* Jameson and other bivalves on artificial collectors in the Timor Sea, Northern Australia. J Shellfish Res 14 2:411–416
- Laing I, Millican PF (1986) Relative growth and growth efficiency of *Ostrea edulis* L. spat fed various diets. Aquaculture 54:245-262
- Loosanoff VL, Davis HC (1963) Rearing of bivalve mollusks. In: Russel, F.S. (ed). Advances in Marine Biology. London: Academic Press, 1: p136

Lora-Vilchis MC, Maeda-Martínez AN (1997) Ingestion and digestion index of catarina scallop *Argopecten ventricosus-circularis*, Sowerby II, 1842, veliger larvae with ten microalgae species. *Aquac. Res.* 28:905–910

Lucas JS (2003) Bivalves. In: Lucas JS, Southgate PC (eds) *Aquaculture farming aquatic animals and plants*. Blackwell publishing, Oxford, pp443-466

Maeda-Martínez AN (2001) *Los Moluscos Pectinídeos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. Editorial Limusa, México

Magnesen T, Bergh O, Christophersen G (2006) Yields of great scallop, *Pecten maximus* in a commercial flow through rearing system in Norway. *Aquaculture International* 14: 377-394

Manzoni GC, Poli CR, Rupp GS (1996) Período reproductivo Del pectinidio *Nodipecten nodosus* (Mollusca: Bivalvia) em los alrededores de la Isla do Arvoredo (24°17'S-48°22'W) – Santa Catarina – Brasil. In: *Acuicultura em Latinoamérica* (ed. by Silva A & Merino G.). Asociación Latinoamericana de Acuicultura, Universidad Católica Del Norte, Coquimbo, Chile, pp. 197-201

Martínez G, Aguilera C, Mettifogo, L (2000) Interactive effects of diet and temperature on reproductive conditioning of *Argopecten purpuratus* broodstock. *Aquaculture* 183: 149-159

Martínez-Fernández E, Acosta-Salmón H, Rangel-Dávalos C, Oliveira A, Ruiz-Rubio H, Romo-Pinera AK (2003) Spawning and larval culture of pearl oyster *Pinctada mazatlanica* in the laboratory. *World Aquacult* 34: 36-39

Maratínez-Fernaández E, Acosta-Salmón H, Rangel-Dávalosa C (2004) Ingestion and digestion of 10 species of microalgae by winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) larvae. *Aquaculture* 230:417-423

Martínez-Fernández E, Acosta-Salmón H, Southgate PC (2006) The nutritional value of seven of tropical micro-algae for black-lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera*, L.) larvae. *Aquaculture* 257:491-503

- Millican PF (1997) The hatchery rearing of king scallop (*Pecten maximus*). Centre for Environment, Fisheries and Aquaculture Science. Lowestoft. UK. p40
- Minaur J (1969) Experiments on the artificial rearing of the larvae of *Pinctada maxima* (Jameson) (Lamellibranchia). Aust J Mar Freshwater Res 20:175-187
- Monteforte M (2003) Aprovechamiento racional de las ostras perleras (*Pinctada mazatlanica* y *Pteria sterna*) em Bahia de La Paz, Baja California Sur, México: cultivo, repoblamiento y perlicultura. Informe final del proyecto Q0008-CONABIO, CIBNOR.
- Morales JC (1986) Acuicultura Marina Animal. Mundi-Prensa, Madrid.
- Narvarte MA, Pascual MS (2003). Fertilization, larval rearing and post-larval growth of the Tehuelche scallop *Aequipecten tehuelchus* D'Orb., 1846. Aquaculture 217: 259-274
- O'Connor WA, Lawler NF4(2003) Salinity and temperature tolerance of embryos and juveniles of the pearl oyster, *Pinctada imbricata* Röding. *Aquaculture*. 229: 493-506
- Oliveira JM (1998) Efeitos de densidade populacional e renovação de água no crescimento e sobrevivência larval da ostra *Cassostrea gigas* (THUNBERG,1793). Dissertation, Universidade Federal de Santa Catarina
- Ota S (1957) Notes on identification of free swimming larvae of pearl oyster (*Pinctada martensii*) Bull Natl Pearl Res Lab 2:128-132
- Palma-Fleming H, Navarro JM, Peña E, Martinez G (2002) Effect of three conditioning diets on the fatty acid composition of gonads and muscle of *Argopecten purpuratus*. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research 36: 605-62
- Rios EC (2009) Compendium of Brazilian sea shells. Evagraf, Brasil
- Romero SMB (1980) Características comportamentais e morfológicas dos estágios larvais de *Perna perna* (Lamellibranchia:mytilidae) obtidos em laboratório. Bol Fisiol Animal Unv S Paulo 4:45-52

Rose R.A (1990) A manual for the artificial propagation of the gold-lip or silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) from Western Australia. Fisheries Department Perth, p41

Rose RA, Baker SB (1989) Research and development of hatchery and nursery culture for the pearl oyster, *Pinctada maxima*. FIRTA project 87/82, Final Report. Fisheries Department of Western Australia, p36

Rose RA, Dybdahl RE, Harders S (1990) Reproductive cycle of the western Australian silverlip pearl oyster, *Pinctada maxima*(Jameson) (Mollusca: Pteriidae). J Shellfish Res 9(2): 261–272

Rose RA, Baker SB (1994) Larval and spat culture of Western Australian silver or gold pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Molusca: Pteridae). Aquaculture 126:35-50

Routledge, EAB (1999) Larvicultura do mexilhão *Perna perna* (L.) alimentado com diferentes composições de microalgas. Dissertation, Universidade Federal de Santa Catarina

Rupp GS (1994) Obtenção de reprodutores, indução à desova e cultivo larval e pós-larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Bivalvia:Pectinidae). Dissertation, Universidade Federal de Santa Catarina

Saucedo PE, Rodriguez-Jaramillo C, Aldana-Aviles C, Monsalvo-spencer P, Reynoso-Granados T, Villarreal H, Monteforte M (2001) Gonadic conditioning of the calafia mother-of-pearl-oyster, *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856) under two temperature regimes. Aquaculture 195:103-119

Silva FC, Pereira A, Canozzi MB, Araújo SC (2004) Cultivo de microalgas marinhas. In: Poli CR, Poli ATB, Andreatta E, Beltrame E (eds) Aquicultura: experiências brasileiras. Multitarefa Editora Ltda. Florianópolis pp93-120

Sims NA (1992) Abundance and distribution of the black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.), in the Cook Islands, South Pacific. Aust J Mar Freshwater Res 43:11409–11421

Soudant P, Marty Y, Mohal J, Masski H, Samain JF (1998) Fatty acid composition of olear lipid classes during larval development of scallop *Pecten maximus* (L.). *Comp Biochem Physiol Part A* 121:279-288

Southgate PC (2003) Feeds and feed production. In: Lucas J, Southgate PC (eds) *Aquaculture Farming Aquatic Animals and Plants*. Blackwell Publishing, Oxford. pp172-198

Southgate PC, Beer AC (1997) Hatchery and early nursery culture of black lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.). *Journal of Shellfish Research* 16(2):561-567

Southgate PC, Ito M (1998) Evaluation of a partial flow-through culture technique for pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. *Aquacultural Engineering* 18:1-7

Southgate P (2008) Pearl Oyster Culture. In: Southgate P, Lucas J (eds) *The Pearl Oyster*, Elsevier, Oxford. pp 231-272

Southgate PC, Beer A, Duncan PF, Tamburri R (1998) Assessment of nutritional value of three species of tropical microalgae, dried *Tetraselmis* and a yeast-based diet for larvae of blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.). *Aquaculture* 162: 247- 257

Tanaka Y, Inoha S, Kakazu K (1970) Studies on seed production of black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera*, in Okinawa—V. Rearing of the larvae. *Bull. Tokai Reg Fish Res Lab* 63: 97-106

Tanaka Y, Kumeta, M. 1981. Successful artificial breeding of silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson). *Bull Nat Res Inst Aquacult Japan* 9: 45-49

Thompson PA, Guo, Min-xin, Harrison (1993) The influence of irradiation on the biochemical composition of three phytoplankton species and their nutritional value for larvae of the Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*). *Marine Biology* 117:259-268

Torkildsen L, Lambert L, Nylund A, Magnesen T, Bergh O (2005) Bacteria associated with early life stages of the great scallop, *Pecten maximus*: impact on larval survival. *Aquacult. Int.* 13: 575-592

Tranter DJ (1958a) Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) I. *Pinctada albina* (Lamarck). Aust J Mar Freshwat Res 9(1):135-143

Tranter DJ (1958b) Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) II. *Pinctada albina* (Lamarck):gametogenesis. Aust J Mar Freshwat Res 9(1):144-158

Tranter DJ (1958c)Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) IV. *Pinctada albina* (Lamarck). Aust J Mar Freshwat Res 9(4):509-523

Urban HJ (2000) Culture potential of the Caribbean pearl oyster (*Pinctada imbricata*) from the Caribean.II. Spat collection, growth and mortality in culture sistems. Aquaculture 189:375–388

Uriarte, I.,Farias A, Muñoz C (1996) Cultivo em hatchery y preengorde del ostion del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819), en el sur del Chile. Rev Biol Mar 31 (2):81-90

Uriarte I, Rupp G, Abarca A (2001) Producción de juveniles de pectinídeos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. In: Maeda-Martínez AN (ed) Los moluscos Pectinídeos de Iberoamérica: Ciencia e Acuicultura, 8rd edn México

Utting SD, Spencer BE (1991) The hatchery culture of bivalve mollusk larvae and juveniles. Lowestoft; Lab. Leaflet e MAFF. Directorate of Fisheries Research. p.31

Verginelli R, Pietro A (1991) Producción secundaria de *Pinctada imbricata* en una población de Golfo de Cariaco, Venezuela. Acta Cient Vene. 48: 138-144

Wada KT, Komaru A, Ichimura Y et ali (1995) Spawning peak occurs during winter in the Japanese subtropical population of the pearl oyster *Pinctada fucata fucata* (Gould,1850). Aquaculture 133:207-214

Wada KT, Komaru A (1996) Color and weight of pearls produced by grafting the mantle tissue from a selected population for white shell color of the Japanese pearl oyster *Pinctada fucata martensii* (Dunker). Aquaculture 142:25-32

Weeb KL, Chu FE (1983) Phytoplankton as a source for bivalve larvae. In: Proceedings of the Second International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition. G.P.Pruder, C.Langdon and D.Conklin (Ed.). Louisiana State University, Division of Continuing Education Baton Rouge LA, pp272-291

Wilson JH (1979) Observations on the grazing rates and growth of *Ostrea edulis* L. larvae when fed algal culture of different ages. J. Exp. Mar. Ecol. 38:187-199

Yamaguchi A, Shiihara (1961) Studies on the propagation of mabe *Pteria penguin* (Roding)[IV]. Growth of spat. Bulletin of the Fisheries Experimental station, Kagoshima prefecture, Japan: 426-432.

Zhang FS (1984) Mussel culture in China. Aquaculture 39:1-10

Zanete GB, Ferreira JF, Silva FC, Pereira A, Melo CMR (2009) Influence of the type of collector preparation periods of the settling rate of scallop *Nodipecten nodosus* L. in the laboratory. Aquaculture Research 40:1451-1458

CAPÍTULO IV

Aquaculture

INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA E DA SALINIDADE NA SOBREVIVÊNCIA E CRESCIMENTO DE LARVAS DE *Pteria hirundo* (Linneus, 1758)

Albuquerque, M.C.P*.; Ferreira, J.F.; Salvador, G.C., Turini, C.

*Correspondence:

Marine Mollusc Laboratory, University of Santa Catarina, Servidão dos Coroas s/n, Barra da Lagoa, Florianópolis/SC, Brazil, CEP 88061-600, tel (55) 48-32323279, e.mail : mcpa73@click21.com.br.

RESUMO

Os fatores que mais afetam as taxas de crescimento e sobrevivência de larvas de bivalves são temperatura e salinidade. Este estudo teve como objetivo testar diferentes condições de salinidade e temperatura para otimizar a produção de larvas em laboratório de *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758), um molusco bivalve com potencial de cultivo no sul do Brasil. Foram testadas 3 temperaturas (23-26-29°C) combinadas com 3 salinidades (25-30-35‰) para fase de cultivo larval. O crescimento das larvas foi favorecido em temperaturas mais elevadas. A maior sobrevivência larval final ocorreu na interação da menor temperatura, 23°C e salinidade a 35‰ ($p < 0,01$). A análise estatística indicou que a variabilidade observada na sobrevivência das larvas pode ser explicada por ação da combinação de temperatura e salinidade. A baixa salinidade a que as larvas de *P. hirundo* foram submetidas (25‰), influenciou a sobrevivência larval negativamente. Na menor temperatura testada 23°C, o crescimento das larvas foi menor quando comparado às submetidas a temperaturas mais altas. No entanto a combinação (25‰-23°C) não prejudicou a sobrevivência larval final. Este fato demonstra que a menor temperatura favorece a sobrevivência larval. Com base nos resultados de crescimento e sobrevivência deste trabalho recomenda-se para larvicultura de *Pteria hirundo* uma temperatura de 23°C combinada com as salinidades 30 ou 35‰.

Palavras-chave: Ostras perliíferas, salinidade, temperature, larvicultura, Pteriidade.

1. INTRODUÇÃO

Como forma de ofertar novas opções de cultivo, tanto em termos de investimento quanto de alternativas de locais para implantação dos cultivos, pode-se explorar diversas espécies de moluscos comestíveis existentes na costa brasileira (Magalhães, 1995). No entanto, é mais importante, iniciar a diversificação por espécies já conhecidas que apresentam bom rendimento e potencial de comercialização em outros locais (Ferreira, 1998).

Dentre os moluscos com potencialidade de cultivo está *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758), também conhecida como ostra alada do Atlântico (Atlantic Wing Oyster), que pertence a Classe Bivalvia, Família Pteriidae. Esse molusco ocorre nos EUA da Carolina do Norte a Florida, Texas, Oeste da Índia até o Brasil; Bermudas (Abbott, 1974).

Os moluscos bivalves da família Pteriidae têm sido utilizados na produção de pérolas e semi pérolas, em várias regiões do mundo sendo *Pinctata* e *Pteria* os principais gêneros. Métodos de larvicultura de ostras perlíferas são geralmente os mesmos desenvolvidos para outros bivalves (Kakazu, 1988), são economicamente viáveis e de simples implantação (Alagaswami et al., 1987).

Por muitos anos o cultivo comercial de pérolas tem mantido por coleta de sementes e ou extração controlada de adultos no ambiente (como na Austrália), mas atualmente as atenções estão voltadas as pesquisas de produção em laboratório para a maioria das espécies de ostras produtoras de pérolas (Monteforte e Morales-Mulia, 2000).

Ostras perlíferas sofrem simultaneamente efeitos de diferentes fatores em seu ambiente natural. Alguns destes fatores, como comprimento de onda da luz, não causam influência direta na sobrevivência. Porém a luz azul promove uma secreção de nácar de melhor qualidade nas pérolas cultivadas. Outros fatores, biológicos e físicos, constantemente influenciam as ostras perlíferas. Ou seja, predação, alimento, temperatura, salinidade, doenças e exposição ao ar. Entretanto, o efeito dos parâmetros ambientais diferem de acordo com o estágio de desenvolvimento em que a ostra se encontra (larva, semente, juvenil, adulta) e condição fisiológica (após desovar, após ser nucleada) (Lucas, 2008).

Os fatores que mais afetam as taxas de crescimento e sobrevivência de larvas de bivalves são temperatura e salinidade (Galtsoff, 1964; Brenko e Calabrese, 1969; Cain, 1973; Robert et al., 1988; Tettelbach e Rhodes, 1988).

A temperatura atua na velocidade dos processos metabólicos em espécies aquáticas ectotérmicas, influenciando a sobrevivência desenvolvimento e comportamento dos organismos (Kinne, 1970; Newell e Branch, 1980).

Ostras perliíferas raramente são expostas a temperaturas letais em ambiente natural. Mas quando ocorre este efeito causa significativos efeitos na taxa metabólica e funções relacionadas. Estudos da influência da temperatura no metabolismo e processos fisiológicos relacionados em bivalves, têm demonstrado que há uma temperatura ótima ou uma oscilação para cada espécie que proporciona uma taxa metabólica máxima, taxa de crescimento e sobrevivência (Yukihira, 2000).

Esta taxa metabólica máxima é reflexo de outros processos que ocorrem no corpo, próximas da taxa metabólica máxima (como taxa de respiração, clareamento, absorção, excreção, crescimento dos tecidos, secreção de concha e gametogênese). A taxa metabólica alcança um máximo com o aumento da temperatura e declina em altas temperaturas. Há também um aumento da taxa de desnaturação de enzimas (Lucas, 2008).

A maioria das espécies de ostras perliíferas são consideradas eurialinas, tolerando consideráveis variações de salinidade em diferentes estágios do ciclo de vida (embrião, larva, semente e adultas). Mas, de maneira geral, não toleram valores menores que 15‰. O tempo de exposição a uma condição desfavorável de salinidade é mais prejudicial na fase de larva das ostras perliíferas (Lucas, 2008). Mas a alteração repentina de salinidade implica em mortalidade de ostras perliíferas adultas cultivadas, como observado no Japão por Cahn (1949) e Itoh e Muzamoto (1978).

Ostras perliíferas são classificadas como bivalves marinhos, mas a maioria das espécies é encontrada em águas próximas à costa terrestre. Neste local, estão sujeitas à alteração da salinidade por influência de períodos chuvosos ou de seca que ocorrem nos rios e estuários das águas costeiras. Isto ocorre na Baía de Gokasho, no Japão, onde a salinidade declina de 34‰ no inverno para 28‰ no verão (Abo e Toda, 2001). Espécies de ostras perliíferas, que vivem associadas a recifes de coral ou atóis, são mais abundantes em locais onde a salinidade varia de 26-37‰ (Kimani e Mavuti, 2002).

A salinidade age sobre o equilíbrio osmótico e na transferência de íons importantes ao metabolismo (Burton, 1983). A composição inorgânica dos íons dos fluidos do corpo da ostra perliífera é similar a da água presente na cavidade do manto. Esta regulação dos íons ocorre ao

longo do tecido epitelial. Este possui uma concentração menor de Na^+ e K^+ (Funakoshi et al., 1985).

Uma alteração da taxa osmótica e iônica na água da cavidade do manto pode ser letal. Entretanto as ostras perliíferas adultas toleram longos períodos fechando suas valvas. Mantém através de adaptações fisiológicas, uma condição osmótica da água, da cavidade do manto e dos tecidos favorável, mesmo em baixa concentração de oxigênio dissolvido (Lucas, 2008).

Os efeitos biológicos de temperatura e salinidade estão correlacionados de várias maneiras. A salinidade pode modificar os efeitos da temperatura, aumentando ou diminuindo a amplitude de temperatura tolerada, ou variando o seu ótimo em muitos processos biológicos. A temperatura também pode modificar os efeitos da salinidade, da mesma maneira. Além disso, os dois fatores podem interagir e produzir um efeito que não é a soma de cada fator atuando independentemente (Romero, 1977).

A determinação de uma ótima salinidade e temperatura, para larvicultura de *Pinctada margaritifera*, pode ser um importante passo para um desenvolvimento mais eficiente de técnicas de cultivo em larga escala para esta espécie (Doroudi et al., 1999).

Para uma completa avaliação de uma espécie de bivalve, com potencial de cultivo, é necessário avaliar sua biologia, desempenho em sistemas de cultivo, crescimento e sobrevivência em condições de laboratório (Urban, 2000).

Este estudo testou em larvas de *Pteria hirundo* diferentes condições de salinidade e temperatura da água, com objetivo de otimizar produção destas em laboratório. Este esforço visa contribuir para o desenvolvimento do cultivo desta espécie de molusco, no litoral de Santa Catarina, Brasil.

2.MATERIAL E MÉTODOS

Os reprodutores de *Pteria hirundo* foram transportados da unidade de campo ao laboratório, no mesmo dia da desova. As ostras foram limpas externamente para retirada do material incrustante (“fouling”).

As larvas foram obtidas por indução à desova com aumento progressivo da temperatura da água (22°C até 28°C) de 2 em 2 graus, em intervalos de 30 minutos, e com “castigo”, sem água por 5 minutos antes do acréscimo da água com temperatura mais alta. Após a desova os oócitos foram fertilizados com espermatozóides. Após a fecundação

os embriões foram colocados em um tanque de 2000L com água do mar, filtrada e esterelizada com ultra-violeta, a 35‰ e 24°C. Após 24 horas as larvas foram drenadas do tanque para iniciar o experimento.

Foram testadas 3 temperaturas (23, 26, 29°C) combinadas com 3 salinidades (25, 30, 35‰) para fase de cultivo larval. Utilizaram-se recipientes de 10L, com 5L de água do mar filtrada e esterilizada com ultra violeta. A densidade inicial foi de 5 larvas por mL, totalizando 25 mil larvas por unidade de experimento (U.E.). Cada tratamento tinha 3 repetições, totalizando 27 U.E. Os recipientes estavam dentro de tanques com 250L de água, mantidos nas temperaturas estabelecidas por aquecedor com termostato, promovendo-se um banho-maria (Figura 1). Em cada recipiente havia uma mangueira de aeração. A troca de água ocorreu a cada 2 dias e alimentação todos os dias. A alimentação foi a mesma para todos tratamentos e consistiu de microalgas *Isochrysis galbana* variedade *Tahit* (T-Iso) (Iso) e *Chaetoceros mulleri* (Cm). A concentração foi de $1,5 \times 10^4$ (70% Iso+ 30% Cm) na primeira semana, 2×10^4 na segunda (50% Iso+ 50% Cm) e $3,5 \times 10^4$ (30% Iso+ 70% Cm) na terceira semana. Nos dias sem troca de água as larvas eram alimentadas com 50% da concentração do dia anterior. O período de luz foi de 10 horas e 14 horas sem luz. Larvas mortas e não desenvolvidas foram descartadas. A avaliação de taxa de sobrevivência foi realizada no décimo e no último dia de experimento. O crescimento larval avaliado no final do experimento, com 24 dias.

2.1 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados de sobrevivência e crescimento foram avaliados pelo teste estatístico bifatorial para verificar a influência da interação da temperatura e salinidade na sobrevivência larval final. Quando verificada a interação desdobrou-se a análise de variância (ANOVA) para que a análise considerasse a interação, calculando-se a variação de um fator dentro do outro [temperatura dentro da salinidade (°C : ‰) e salinidade dentro da temperatura (‰ : °C)]. Com a constatação da significância da diferença, o teste de Tuckey foi utilizado para comparação das médias

3. RESULTADOS

3.1 SOBREVIVÊNCIA LARVAL

A maior taxa de sobrevivência foi no tratamento com a combinação de salinidade 35‰ e temperatura a 23°C, tanto no 9º dia (46.66%) quanto no 24º dia (31.2%). A menor taxa de sobrevivência foi no tratamento onde a água das U.E. estavam a 29°C e salinidade 25‰ nos dois dias de avaliação. No 9º dia o valor de sobrevivência foi de 0.66% e no 24º dia de larvicultura foi verificado 0% de sobrevivência (Tabela-1).

Tabela 1- Média de larvas de *Pteria hirundo* por mL (Larv/ mL), número de larvas por unidade de experimento (Larv/ U.E.) e porcentagem de sobrevivência (%) no nono e vigésimo quarto dia de larvicultura nas diferentes salinidades e temperaturas. Densidade inicial de lavas 5/mL; 25000/ U.E.

‰	°C	Larv/mL		Larv/U.E.		% sobreviv	
		9 dias	24 dias	9 dias	24 dias	9 dias	24 dias
35	29	0,30	0,18	1500	900	6,00	3,60
35	26	0,45	0,23	2250	1150	9,00	4,60
35	23	2,33	1,56	11650	7800	46,66	31,20
30	29	0,12	0,08	580	415	2,32	1,66
30	26	0,53	0,21	2650	1050	10,60	4,20
30	23	0,68	0,70	3500	3415	14,00	13,66
25	29	0,03	0	165	0	0,66	0
25	26	0,38	0,15	1900	750	7,66	3,00
25	23	0,45	0,16	2250	800	9,00	3,20

3.2 Análise Estatística da Sobrevivência Larval

De acordo com análise de variância bifatorial, ambos fatores, salinidade e temperatura, interagindo e isoladamente.

Com 9 dias de avaliação a melhor sobrevivência para larvas de *Pteria hirundo* foi verificada com a interação de salinidade 35‰ e temperatura 23°C (35‰ -23°C) ($p < 0,01$). Avaliando-se os fatores isoladamente o maior resultado obtido foi a salinidade de 30 e 35‰ ($p < 0,01$) e a temperatura de 23°C ($p < 0,01$).

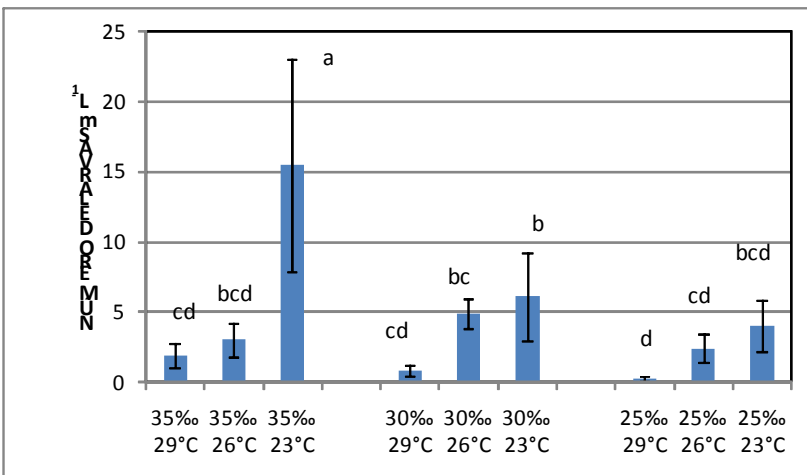


Figura 1- Número médio de larvas por mL de *Pteria hirundo* para os diferentes tratamentos testados. Avaliação com 9 dias de experimento.

Com 24 dias de avaliação maior sobrevivência para larvas de *Pteria hirundo* foi verificada com a interação das salinidade 30 e 35‰ e temperatura 23°C (35‰ 23°C) ($p < 0,01$) (Tabela 2). Avaliando-se os fatores isoladamente os maiores resultados de sobrevivência foram observados nas salinidades de 30 e 35‰ ($p < 0,05$) e na temperatura de 23°C ($p < 0,01$). A temperatura tem efeito maior na sobrevivência de larvas de *P. hirundo* do que a salinidade e a interação dos fatores.

Tabela 2- Análise estatística (Teste de Tuckey) para as diferentes condições de salinidade(‰) e temperatura (°C) testadas na sobrevivência de lavas de *Pteria hirundo* após 24 dias de experimento.

‰	°C	Média	Grupos		
35	23	8,17	A		
30	23	5,33	A	B	
25	23	1,83		B	C
30	29	1,83		B	C
35	26	1,67			C
35	29	1,60			C
30	26	1,50			C
25	26	1,33			C
25	29	0,83			C

3.2 CRESCIMENTO LARVAL

Os valores de crescimento foram obtidos no início do experimento e ao final com 24 dias de laticultura. Os maiores valores de comprimento e altura foram observados nas salinidades 35‰ e 30‰ combinadas com temperatura de 26°C e 29°C respectivamente (Figura - 4)

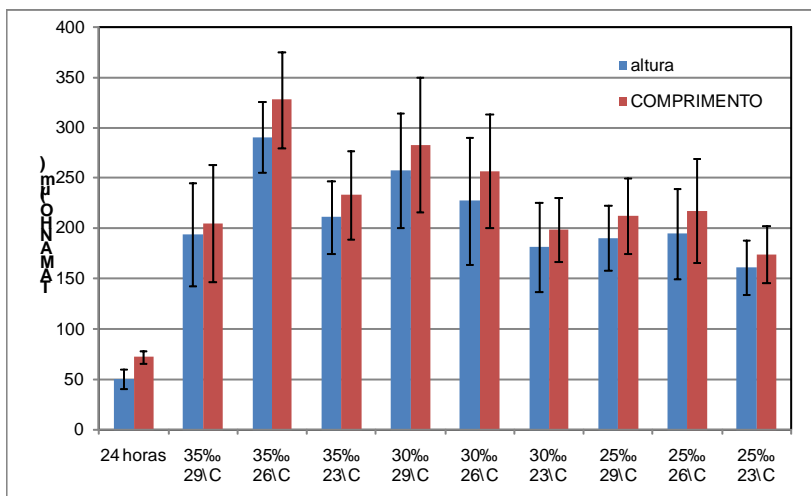


Figura 2- Altura e comprimento (µm) inicial (24 horas) e ao final do experimento (24 dias) de larvas de *Pteria hirundo* submetidas a diferentes condições de salinidade e temperatura.

3.2.1 Análise Estatística do Crescimento Larval

Com relação a altura o melhor crescimento larval foi verificado na combinação de 35‰ com 26°C que se igualou estatisticamente na combinação de 30‰ e 29°C ($p < 0,01$). O menor valor no crescimento em altura foi verificado na combinação 25‰ e 23°C (Tabela- 8).

Tabela 3- Altura média (μm) final (24 dias) de larvas de *Pteria hirundo* submetidas a diferentes condições de salinidade (‰) e temperatura(°C).

Para a taxa de comprimento, o maior resultado foi obtido com a combinação salinidade 35‰ com temperatura de 26°C. O menor resultado de crescimento em comprimento foi verificado na combinação 25‰ com 23°C (Tabela- 4).

Tabela 4- Comprimento médio final (24 dias) de larvas de *Pteria hirundo* submetidas a diferentes condições de salinidade (‰) e temperatura(°C).

4. DISCUSSÃO

Para *Pteria hirundo* a melhor taxa de sobrevivência larval foi em temperatura de 23°C combinada com as salinidades 30 e 35‰. Nas baías da Ilha de Santa Catarina (27°27' S 48°32' S), onde são encontrados adultos desta espécie, ocorre uma variação de temperatura, ao longo do ano, de 16 a 30°C e salinidade de 30 a 36‰ (Suplicy, 2003).

Com base nos resultados obtidos em laboratório, verifica-se que as águas, no entorno da Ilha de Santa Catarina, apresentam condições de temperatura e salinidade adequados para o desenvolvimento de larvas desta espécie.

O desenvolvimento embrionário para *Pinctada margaritifera* não parece ser afetado por diferenças na salinidade (25‰ e 35‰) que ocorrem em águas da Austrália. Naquele ambiente o desenvolvimento foi normal e as taxas de crescimento e sobrevivência foram satisfatórias (Doroudi et al., 1999).

A maior taxa de sobrevivência, de 46.66% (com 9 dias de larvicultura) e 31.2% (24 dias), observada para larvas de *Pteria hirundo*,

difere das taxas obtidas em larviculturas de outras espécies de bivalves. Davis e Calabrese (1969) verificaram 73.2% de sobrevivência para larvas de *Ostrea edulis* entre 8 a 10 dias, submetidas a diferentes temperaturas. Oliveira (1998) obteve sobrevivência larval final de 86.77% , em experimento com a ostra japonesa *Cassostrea gigas*, a 25 °C e 35‰.

É importante observar que o resultado deste estudo sobre sobrevivência larval de *P. hirundo* e os demais citados são resultados de experimentos (bioensaios), portanto os volumes de água são menores, quando comparados a tanques utilizados na produção comercial de larvas e sementes de bivalves. Este menor volume pode acarretar em um menor estresse às larvas, nas trocas de água, favorecendo a sobrevivência larval final. Por outro lado, os maiores volumes favorecem a manutenção da temperatura em produção.

Em tanques de 2000 L obteve-se para larvas de *Pteria hirundo* sobrevivência de 22.93 % com a troca de água a realizada a cada 24 horas e 27.5 % para troca de água a cada 48 horas (Gomes et al. 2006). Em tanque de 6000 L e troca de água a cada 2 dias, a sobrevivência larval foi de 31.85%, para a mesma espécie (Albuquerque et al. dados não publicados).

A sobrevivência das larvas de *Pinctada margaritifera* é de 7.2% com 28 dias de larvicultura quando já estão aptas ao assentamento. Aproximadamente 5% das larvas no estágio “D” foram inicialmente assentadas neste período (Southgate e Ito, 1998). Alagarswami et al. (1989) reportaram 6.3% de sobrevivência de larvas de *P. margaritifera* até o estágio de semente. Embora a sobrevivência das larvas tenha sido relativamente baixa, esse valor (menos que 10%) é típico para *Pinctada margaritifera* (Doroudi et al., 1999).

Doroudi *et al.* (1999) determinaram para *Pinctada margaritifera* que o cultivo de larvas nos 6 primeiros dias deve ser feito em temperatura variando de 22.5-26.5°C e salinidade entre 26.5-33.5‰. Estes autores verificaram que para cada grau (°C) aumentado acima de 29°C, a sobrevivência declinava aproximadamente 5% até 20% a 35°C . Com 15 dias foi verificada uma sobrevivência máxima as larvas em salinidade menor que 31‰ e temperatura menor que 25°C.

Doroudi e Southgate (2003) observaram que, em larvas da mesma espécie com 15 dias de larvicultura, as melhores taxas de sobrevivência e crescimento ocorreram nas temperaturas de 21 a 22.5°C e salinidades de 25 a 28.5‰ e 26.5 a 28.5°C, 27.5 a 31.5‰, respectivamente e Doroudi *et al.* (1999) observaram que a sobrevivência de larvas

Pinctada margaritifera foi maior em baixa temperatura (20°C) mas o crescimento foi lento até o estágio de larva umbonada.

Neste experimento para *Pteria hirundo* as maiores taxas de crescimento, tanto em altura como comprimento, foram verificadas em temperaturas altas de 26°C e 29°C.

O'Connor e Lawler (2003) registraram que, com o aumento da temperatura e conseqüentemente da taxa metabólica, as larvas de bivalves adquirem grande parte da energia através do aumento do consumo de microalgas para manter o consumo de energia positivo.

No entanto, o atual estudo mostrou que as larvas de *Pteria hirundo* tiveram melhor sobrevivência na temperatura mais baixa testada (23°C). Lough (1975) conclui que baixas temperaturas podem ser favoráveis para sobrevivência larval de bivalves, mas não necessariamente aumenta o crescimento.

Rose (1990) recomenda uma temperatura entre 27-30°C para cultivo de larvas de *Pinctada maxima*. Mas é importante observar que *P. maxima* tem sua distribuição em águas quentes entre o Norte da costa da China a 25°S da costa oeste da Austrália e a 16° da costa leste (Hynd, 1955).

A baixa salinidade da água, a que as larvas de *P. hirundo* foram submetidas (25‰), influenciou a sobrevivência larval negativamente quando avaliada isoladamente e também o crescimento, quando combinada com temperatura mais baixa testada, 23°C. No entanto a combinação (25‰-23°C) não prejudicou a sobrevivência larval final. Portanto a menor temperatura influencia positivamente a sobrevivência larval.

As larvas de *Pinctada margaritifera* cessam o crescimento quando a salinidade diminui para 27‰, embora a sobrevivência não tenha sido afetada (Doroudi et al., 1999) e em larvas de *Pinctada fucata martensii* as maiores taxas de mortalidade ocorrem na salinidade 11.4‰ mas o crescimento não é afetado entre 19 e 37.9‰ (Numaguchi e Tanaka 1986).

A análise estatística realizada indicou que a temperatura tem efeito maior na sobrevivência de larvas de *Pteria hirundo* do que a salinidade. A interação dos fatores influencia mais que cada fator isoladamente.

Romero (1977) verificou que em larvas do mexilhão *Perna perna* há uma melhor taxa de sobrevivência em salinidade 35‰ e temperatura de 20°C. Este bivalve ocorre naturalmente na região sul do litoral brasileiro (Suplicy, 2003), juntamente com a ostra perlífera *Pteria hirundo*.

Conclue-se com este trabalho que, a sobrevivência final das larvas, da ostra perlífera *Pteria hirundo*, foi afetada negativamente com a temperatura da água a 29°C. Este resultado, foi verificado independente

da salinidade com a qual a temperatura da água estava combinada. É importante destacar que, apesar das diferenças de tamanho e sobrevivência final, as larvas de *P. hirundo*, em todas salinidades e temperaturas testadas (exceto a combinação 29°C- 25‰), apresentaram desenvolvimento larval normal. Em 24 dias todas apresentam mancha ocelar, presença de pé e tendência de se fixar nas paredes dos tanques. Portanto mesmo sendo observadas larvas maiores, em temperaturas mais altas, o mais importante é obter uma maior sobrevivência larval final, com larvas aptas a assentar. Este foi o resultado verificado em larvas tratadas em água a 23°C e salinidades de 30 e 35‰.

5. AGRADECIMENTOS

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e à CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abbott, R.T., 1974. American Seashells, second ed. Van Nostrand Reinhold Co, New York.

Abo, K., Toda, S., 2001. Evaluation model of farming density of japonese pearl oyster, *Pinctada fucata martensii*, based on physiology and food environment. Bull. Jap. Soc. Fish. Oceanogr. 65, 135-144.

Alagarwami, K., Dharmaraj, S., Velayudhan, T.S., Chellam, A. 1987. Hatchery tecnology for pearl oyster production, in: Alagarwami, K. (Ed.), Pearl culture. Bull. Cent. Mar. Fresh. Res. Inst. pp. 62-71.

Alagarwami, K., Dharmaraj, S., Chellam, A., Velayudhan, T.S., 1989. Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). Aquaculture 76, 43-56.

Albuquerque, M.C.P., Ferreira, J.F., Gomes, C.H.A.M., Silva, F.C. , Viecili, R.V. , Zanette, G.B. (dados não publicados) Larvicultura da ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) no Brasil.

Brenko, M.H., Calabrese, A., 1969. The combined effects of salinity and temperature on larvae of mussel *Mytilus edulis*. Marine Biology 4, 224-226.

Burton, R.F. 1983. Ionic regulation and water balance, in: Saledin, A.S.M. (Ed.), The Mollusca- Physiology, Part 2. New York. 5, pp. 291-352.

Cain, T.D., 1973. The combined effects of salinity and temperature on embryos and larvae of the clam *Rangia cuneate*. Marine Biology 21, 1-6.

Cahn, A.R., 1949. Pearl culture in Japan. Fish. Leaflet. US Fish Wildl. Serv. 357, 1-91.

Davis, H.C., Calabrese, A., 1969. A survival and growth of larvae of the European oyster (*Ostrea edulis* L) at different temperatures. Biol. Bull. 136, 193-199.

Doroudi, M.S., Southgate, P.C., Mayer, J., 1999. The combined effects of salinity and temperature on embryos and larvae of the black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.). Aquac. Res. 30, 271-277.

Doroudi, M.S., Southgate, P.C., 2003. Embryonic and larval development of *Pinctada margaritifera* (Linnaeus, 1758). Molluscan Res. 23, 101-107.

Ferreira, J. F., 1998. Repensando o mar para o século XXI – Maricultura. In: II Workshop Regional Sul sobre o Mar. Florianópolis, pp. 83-89.

Funakoshi, S., Suzaki, T., Wada, K., 1985. Salinity tolerances of marine bivalves. in: Sindermann, C.J.(Ed.), Environmental Quality and Aquaculture Systems. Proceedings of the 13th US Japan Meeting on Aquaculture, Mie, Japan, October 24-25, 1984. NOAA Technical Report NMFS 69. US Department of commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service, Springfield, VA, USA, pp.15-18.

Galtsoff, P.S., 1964. The american oyster *Crassostrea virginica* Gmelin. Fishery Bulletin of the U.S. Fish and Wildlife Service. 64, 324-380.

Gomes, C. H. A. M., Da Silva, F. C., Ferreira J. F., Albuquerque, M., Viecili R.V., 2006. Larvicultura de *Pteria colymbus* no Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC, SC-Brasil. Anais Aquaciência 2006, 14 a 17 agosto 2006. Bento Gonçalves – RS.

Hynd, J.S., 1955. A revision of the Australian pearl-shells, genus *Pinctada* (Lamellibranchia). Aust. J. Mar. Freshwat. Freshwater Res. 6, 98-137.

- Itoh, K., Muzamoto, S., 1978. Mortality of the pearl oyster *Pinctada fucata* in pearl cultured ground Ago Bay, Japan. Bull. Natl. Pearl Res. Lab. 22, 2383-2404.
- Kakazu, K., 1988. Aquaculture of molluscs—black-lip pearl oysters, in: Shokita, S. (Ed.), Aquaculture in Tropical Areas. Midori Shobo, Tokyo, pp. 228–234.
- Kimani, E.N., Mavuti, K.M., 2002. Abundance and population structure of black lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* L. 1758 (Bivalvia:Pteriidae), in coastal Kenya. West. Indian Ocean J. Mar. Sci. 1, 169-179.
- Kinne, O., 1970. Marine Ecology, A comprehensive, Integrated Treatise on life in Oceans and Coastal Waters, Part 1, Environmental Factors. Wiley Intersc. London.
- Lough, R.G., 1975. A revaluation of the combined effects of temperature and salinity on survival and growth of bivalve larvae using response surface techniques. Fishery Bulletin 73, 86-94.
- Lucas, J.S., 2008. Environmental Influences. in: Southgate P.C., Lucas J.S. (Eds.), The Pearl Oyster. Elsevier, Oxford, pp.187-228.
- Magalhães, A. R. M., 1995. Malacologia: Importância econômica. in: XIV Encontro Brasileiro de Malacologia. Porto Alegre, pp. 85-86.
- Monteforte, M., Morales-Mulia, S., 2000. Growth and survival of the Califia mother-of-pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (Hanley 1856) under different sequences of nursery culture-late culture at Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. Aquaculture Research 31, 901-915.
- Newell, R.C., Branch, G.M., 1980. The influence of temperature on the maintenance of energy balance in marine invertebrates. in: Blasxter, J.H.S., Russeli, F., Yonge, M. (Eds.), Marine Biology. London, 17, pp. 329-396.
- Numaguchi, K., Y. Tanaka. 1986. Effects of salinity on mortality and growth of the spat of the pearl oyster *Pinctada fucata martensii*. Bull. Natl. Res. Inst. Aquacult. 9, 41-44.
- O'Connor, W.A., Lawler, N.F., 2003. Salinity and temperature tolerance of the pearl oyster, *Pinctada imbricata* Röding. Aquaculture 229, 493-506.

Oliveira, J.M. 1998. Efeitos de densidade populacional e renovação de água no crescimento e sobrevivência larval da ostra *Cassostrea gigas* (THUNBERG,1793). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Departamento de Aqüicultura, Florianópolis, SC, Brasil. 122p.

Robert, R., His, E., Dinet, A., 1988. Combined effects of temperature and salinity on fed and starved larvae of the European flat oyster, *Ostrea edulis*. Marine Biology 97, 95-100.

Romero, S.M.B. 1977. Efeitos combinados de salinidade e temperatura sobre embriões e larvas de *Perna perna* (Linné,1758). Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo. Departamento de Fisiologia Geral. São Paulo, SP, Brasil. 50p.

Rose, R.A., 1990. A manual for the artificial propagation of the gold-lip or silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) from Western Australia. Fisheries Department, Perth, 41 pp.

Southgate P.C., Ito M., 1998. Evaluation of a partial flow-through culture technique for pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. Aquacultural Engineering 18, 1–7.

Suplicy, F.M., 2003. Modelling growth and population dynamics of the brow mussel *Perna perna* (L.) in suspended culture in Santa Catarina, Brazil. Proceedings World Aquaculture 2003, Salvador. World Aquaculture 2003. Baton Rouge: World Aquaculture Society 2, 767-767.

Tettelbach, S.T., Rhodes, E.W., 1988. Combined effects of temperature and salinity on embryos and larvae of the northern bay scallop *Argopecten irradians irradians*. Marine Biology 63, 249-256.

Urban, H.-J. Culture potential of the Caribbean pearl oyster *Pinctada imbricata*. I. Gametogenic activity, growth, mortality and production of a natural population. Aquaculture 189, 361–373.

Yukihira, H., Lucas, J.S., Klumpp, D.W., 2000. Comparative effects of temperature on suspension feeding and energy budgets of the pearl oysters *Pinctada maxima* and *P. margaritifera*. Mar. Ecol., Prog. Ser. 195, 179– 188.

INFLUÊNCIA DA DIETA (MICROALGAS) NA
SOBREVIVÊNCIA E CRESCIMENTO DE LARVAS DE *Pteria*
hirundo (Linnaeus, 1758).

**Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque¹, Jaime Fernando
Ferreira¹, Gustavo Cunha Salvador¹ & Caio Turini¹**

1- Laboratório de Moluscos Marinhos – Universidade Federal de
Santa Catarina

Endereço: Servidão dos Coroas S/N, Barra da Lagoa, CEP
88061-600, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil

E-mail de contato: mcpa73@click21.com.br

RESUMO

Entre os moluscos com potencialidade de cultivo, no Brasil, está a ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) também conhecida como ostra alada do Atlântico, Classe Bivalvia, Família Pteriidae. Ostras perlíferas (Fam. Pteriidae) possuem grande interesse tanto para uso comercial como para aquíicultura pois a carne é utilizada para consumo humano além de sua capacidade de produzir pérolas. Para obter uma melhor produção de sementes em laboratório, os aspectos nutricionais das larvas são considerados com grande importância. Para o experimento foram testadas 3 microalgas: *Isocrisis galbana* (Iso); *Chaetoceros mulleri* (Cm) e *Calcitrans calcitrans* (Cc) com 8 tratamentos em triplicata. Tanto para altura como comprimento o melhor resultado de crescimento foi com a dieta da microalga *Isochrysis galbana* (Iso) combinada com *Chaetoceros calcitrans* ($p < 0,01$). Com relação a sobrevivência final, das larvas de *P. hirundo*, a análise estatística demonstrou que o tratamento 7, com microalga *Isochrysis galbana* combinada com *Chaetoceros calcitrans*, tendo suas proporções alteradas a cada semana de cultivo, favorece este parâmetro, quando comparado

ao tratamento sem alimentação e com as diatomáceas combinadas (Cc + Cm).

Palavra chave: Pteriidae, Ostras perlíferas, microalgas, larvicultura

INTRODUÇÃO

Dentre os moluscos com potencialidade de cultivo, no Brasil, está a ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) também conhecida como ostra alada do atlântico (Atlantic Wing Oyster), Classe Bivalvia, Família Pteriidae (Abbott 1974). A classe Bivalvia, também conhecida por Pelecypoda ou Lamellibranchia, abrange moluscos comprimidos lateralmente e possuidores de duas valvas encaixadas dorsalmente (Ruppert & Barnes 1996).

A espécie *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) é encontrada na bibliografia com as sinonímias *Pteria colymbus* (Rödingen, 1798), *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (Abbott 1974). Este molusco ocorre nos EUA da Carolina do Norte a Flórida, Texas; Oeste da Índia até o Brasil; Bermudas (Rios 2009).

Ostras perlíferas (Fam. Pteriidade) possuem grande interesse tanto para uso comercial como para aquicultura. A carne é utilizada para consumo humano e possuem capacidade de produzir pérolas (Urban 2000).

As pesquisas com ostras perlíferas vem sendo desenvolvidas simultaneamente em três regiões. Na região Indo-Pacífica, *Pinctada Albina*, *Pinctada margaritifera*, *Pinctada maxima* e *Pinctada maculata* foram objeto de vários estudos (Tranter 1958 abc; Rose *et al.* 1990; Rose & Becker 1994; Knuckey 1995; Sims 1992). No Japão, onde tradicionalmente, as ostras são cultivadas para a produção de pérolas, estudos com *Pinctada fucata* tem sido bastante publicados (Wada *et al.* 1995). Na costa do Pacífico, no México, são estudadas as espécies *Pinctada mazatlantica* e *Pteria sterna* (D'Yáz & Bückle 1996).

A biologia das ostras perlíferas é pouco compreendida considerando sua importância para o cultivo de pérolas e de ostras (Chellam 1987; Gervis & Sims 1992).

A maior limitação para o desenvolvimento da indústria do cultivo de pérolas, em muitas partes do mundo, é a disponibilidade limitada de

adultos e sementes selvagens. Isto tem impulsionado as pesquisas em cultivo em laboratório de ostras perliíferas (Gervis & Sims 1992).

Grandes variações na coleta de sementes perliíferas e a escassez de estoques naturais limitam a oportunidade para uma indústria de cultivo de pérolas baseada unicamente na coleta em ambiente natural (Martínez-Fernandez *et al.* 2004).

Como resultado destas pesquisas, o cultivo de ostras perliíferas em laboratório está bastante difundido e tem uma grande importância para as operações da indústria de pérolas (Alagarswami *et al.* 1983; Rose & Backer 1994; Araya-Nunez *et al.* 1995; Southgate & Beer 1997).

Entre as etapas da produção de larvas, o cultivo de microalgas é o mais caro, laborioso (Southgate 2003) e importante. Constituem uma fonte de alimento vivo indispensável em todas as fases de vida dos moluscos bivalves, exigindo a sua produção em condições altamente controladas (Weeb & Chu 1983; Laing 1991). As microalgas fornecem a energia e os nutrientes específicos para síntese de tecidos e acúmulo de reserva de energia para o crescimento larval (Southgate 2008).

A composição nutricional da dieta fornecida as larvas, durante a larvicultura de ostras perliíferas, é o fator de maior importância para o crescimento e sobrevivência destas (Southgate *et al.* 1998; Martínez-Fernández *et al.* 2006). A nutrição adequada resulta numa melhor produção de sementes em laboratório (Martínez-Fernandez *et al.* 2004).

O valor nutricional de uma determinada microalga é estabelecido principalmente pela composição e concentração de aminoácidos, composição de lipídios e conteúdo de vitaminas. Esse valor deve estar de acordo com o requerido pelas larvas e sementes. Isto está sujeito a variações consideráveis, dependendo das condições do cultivo e do momento do ciclo de crescimento em que é realizada a coleta da biomassa (Walne 1974; Bourn *et al.* 1989; Fernandez-Reiriz *et al.* 1989; Whyte 1986; Alvarez *et al.* 1991; Lourenço *et al.* 1997).

Existem alguns avanços em estudos de nutrição de larvas de ostras perliíferas como protocolos de alimentação (Doroudi *et al.* 1999; Doroudi & Southgate 2000) e reposição de microalgas (Southgate *et al.* 1998). No entanto um número maior de informações são necessárias para melhor entender as necessidades nutricionais de larvas de ostras perliíferas, pois nem todas as espécies de microalga podem ser ingeridas ou digeridas pela pequena larva véliger (Martínez-Fernandez *et al.* 2004).

Espécies do gênero *Isochrysis*, *Pavlova* e *Chaetoceros* são as mais utilizadas como alimento de larvas de moluscos bivalves, incluindo ostras perliíferas. Mas uma grande variedade de microalgas

marinhas também vem sendo utilizada com sucesso para alimentação de larvas de ostras perliíferas (Southgate 2008).

Com relação aos altos custos e procedimentos técnicos para o cultivo de microalgas (já anteriormente citados por Southgate, 2003) há uma alternativa para reduzir este esforço. Consiste na utilização de microalga desidratada (*Tetraselmis*) complementando o alimento vivo entre 25-50% (Southgate *et al.* 1998; Doroudi *et al.* 2002).

No Brasil, não existem trabalhos específicos relacionados à alimentação de larvas de *Pteria hirundo*. Este trabalho teve como objetivo testar diferentes dietas, usando três tipos de microalgas, disponibilizadas isoladamente ou combinadas aos pares. A avaliação do desenvolvimento de larvas de *P. hirundo*, considerou os parâmetros de sobrevivência e crescimento, desde a fecundação até a fase em que estavam aptas ao assentamento.

MATERIAL E MÉTODOS

As larvas foram obtidas a partir adultos, mantidos no cultivo experimental do Laboratório de Moluscos Marinhos, do Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/CCA/UFSC), localizado na praia do Sambaqui/Florianópolis (27°29'22.66"S, 48°32'15.80"O). Estes foram transportados na mesma data para a desova ao (LMM/CCA/UFSC) localizado na Barra da Lagoa/Florianópolis (27°35'1.95"S, 48°26'30.58"O), local onde foi realizado o experimento em novembro de 2007. As valvas dos animais foram limpas para retirada de organismos incrustantes e posteriormente estimulados à desova com aumento progressivo da temperatura da água (22°C até 28°C), aumentada em 2°C por 30 minutos. O “castigo”, sem água, por 5 minutos, foi aplicado antes do acréscimo da água com temperatura mais alta.

Para o experimento foram testadas 3 microalgas como alimentação para larvas de *Pteria hirundo*: *Isochrysis* sp. variedade *Tahit* (T-Iso) (4-6 µm) uma microalga flagelada; *Chaetoceros mulleri* (6-8 µm) e *Calcitrans calcitrans* (2-3 µm) (Tabela 1). As duas últimas são microalgas diatomáceas, com carapaça de sílica. Estas microalgas foram cultivadas no meio Guillard F/2, em água filtrada e esterilizada, aeração contínua filtrada, temperatura de 22 °C e um regime de luz de 24 h. As microalgas foram utilizadas na fase exponencial de crescimento.

Tabela 1-Composição bioquímica e tamanho (μm) das microalgas testadas como alimento em larvas de *Pteria hirundo*.

Microalga	Proteína total (%)	Carboidrato total (%)	Lipídeos totais (%)	Astaxantina ($\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$)
<i>Isochrysis</i> sp (T-Iso) (4-6 μm)	26,10 $\pm 1,64$	15,2 $\pm 0,96$	32,49 $\pm 5,41$	3,28 $\pm 0,08$
<i>Chaetoceros calcitrans</i> (2-3 μm)	21,88	29,04	28,37	-
<i>Chaetoceros muelleri</i> (6-8 μm)	28,68 $\pm 1,72$	17,07 $\pm 7,89$	24,62 $\pm 1,20$	2,69 $\pm 0,07$

(Brown 1991; Sühnel 2008)

Foram testados 8 tratamentos em triplicata em baldes de 10L, contendo 5L de água do mar esterilizada com ultra- violeta, com salinidade de 35‰ e temperatura a 23°C.

Descrição dos tratamentos

Tratamento 1- larvas alimentadas com *Isochrysis galbana* ; 2- larvas alimentadas com *Chaetoceros calcitrans*; 3- larvas alimentadas com *Chaetoceros mulleri*; 4- larvas alimentadas com *Isochrysis* sp. + *Calcitrans calcitrans* (1:1); 5- larvas alimentadas com *Isochrysis* sp. + *Chaetoceros mulleri* (1:1); 6- larvas alimentadas com *Chaetoceros calcitrans* + *Chaetoceros mulleri* (1:1); 7 (mix) -neste tratamento as larvas foram alimentadas com duas microalgas e suas proporções foram alterando-se com o tempo do experimento. Iniciou-se com *Isochrysis galbana* (70%) + *Chaetoceros calcitrans* (30%) nos 7 primeiros dias. Do 8º ao 16º dia a proporção foi de *I. galbana* (50%) + *C. calcitrans*

(50%) e do 17^o ao 24^o dia *I. galbana* (30%) + *C. calcitrans* (70%); 8- controle, larvas sem alimentação.

A concentração de microalgas nos 7 primeiros dias foi $1,5 \times 10^4$ células/ mL; $2,0 \times 10^4$ células/ mL do 8^o ao 16^o dia; concentração de $3,5 \times 10^4$ células/ mL do 17^o ao 24^o dia.

A densidade de cada tratamento foi de 5 larvas por mL, 25 mil larvas por unidade de experimento (U.E.). A troca de água foi realizada a cada 2 dias e alimentação todos os dias, uma vez por dia. Nos dias sem troca de água as larvas foram alimentadas com 50% da concentração do dia anterior. Larvas mortas e não desenvolvidas eram descartadas. O período de luz foi de 10 horas. A avaliação estatística de taxa de sobrevivência foi realizada ao final do experimento, que foi de 24 dias. As taxas de crescimento foram avaliadas estatisticamente no oitavo e último dia de experimento.

Análise estatística

A ANOVA foi aplicada para as amostras finais de crescimento e sobrevivência. Utilizou-se o programa XLSTAT 7.5.2. Com a verificação de diferença estatística aplicou-se teste de Tuckey para determinar a significância entre elas.

RESULTADOS

Para a primeira avaliação de sobrevivência, as maiores valores foram observadas nas larvas de *Pteria hirundo* alimentadas com tratamento 7, *Chaetoceros calcitrans* (Cc) e *Isochrysis galbana* (Iso) com *C. calcitrans* (Iso + Cc) respectivamente. Na segunda amostra verificaram-se as maiores taxas de sobrevivência, em ordem decrescente, nas larvas submetidas ao tratamento 7, *Isochrysis galbana* (Iso) com *Chaetoceros mulleri* (Cm) (Iso+Cm) e *Isochrysis galbana* (Iso). Observou-se na avaliação final, terceira amostra, que as melhores taxas de sobrevivência foram verificadas nas larvas alimentadas com tratamento 7, (Iso+Cm) e (Iso+ Cc) respectivamente (Tabela 2).

Para as três amostras a maior porcentagem de sobrevivência larval foi verificada no tratamento 7 e a menor no tratamento sem alimento (Branco) (Tabela 2).

Tabela 2- Porcentagem de sobrevivência de larvas de *Pteria hirundo* submetidas a diferentes e concentrações de microalgas. Três avaliações: primeira amostra com 8 dias, segunda amostra, com 16 dias, terceira amostra 24 dias.

Tratamento	8dias ($1,5 \times 10^4$ céls mL ⁻¹)	16dias ($2,0 \times 10^4$ céls mL ⁻¹)	24dias ($3,5 \times 10^4$ céls mL ⁻¹)
1 - Iso	41,32	44 ,00	25,2
2 - Cc	59,33	39,33	30,6
3 - Cm	50,00	34 ,00	31,2
4 - Iso+Cc	56,66	40,66	40,00
5- Iso+Cm	66,00	47,2	45,2
6 - Cc+Cm	44,00	37,33	20,00
7 - mix	71,33	66,00	54,00
8- Sem alga	32,00	28,00	20,00

7 - mix : *Isochrysis galbana* (70%) + *Chaetoceros calcitrans* (30%) nos 7 primeiros dias. Do 8^o ao 16^o dia a proporção foi de *I. galbana* (50%) + *C. calcitrans* (50%) e do 17^o ao 24^o dia *I. galbana* (30%) + *C. calcitrans* (70%).

A análise estatística para sobrevivência foi realizada na amostragem final, com 24 dias de experimento considerando-se as médias finais de larvas mL⁻¹ de *Pteria hirundo*. O teste mostrou que os tratamentos 7 e Iso+Cm foram os que favoreceram a sobrevivência larval final (Figura 1, Tabela 3). As larvas alimentadas com as microalgas Cc e Cc+Cm tiveram o menor valor de sobrevivência igualando-se a média de larvas/ mL do tratamento Branco, sem alimentação (Figura 1).

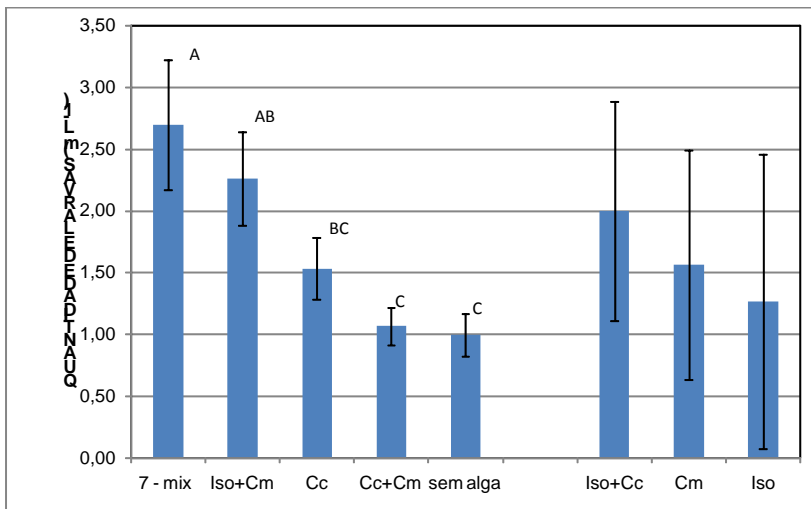


Figura1 –Quantidade final de larvas mL⁻¹ de *Pteria hirundo* nos diferentes tratamentos, sobrevivência final.

Tabela 3- Análises de diferenças entre os tratamentos com nível de significância de 95,00 %: Teste de Tukey (HSD) para média final de larvas/ mL de *Pteria hirundo* sobrevivência após 24 dias de experimento.

Tratamento	Diferença	Pr. > Diff
7 ~ sem alga	1,700	0,001
7 ~ Cc+Cm	1,633	0,001
7 ~ Cc	1,167	0,010
7 ~ Iso+Cm	0,433	0,521
Iso+Cm ~ sem alga	1,267	0,006
Iso+Cm ~ Cc+Cm	1,200	0,008
Iso+Cm ~ Cc	0,733	0,118
Cc ~ sem alga	0,533	0,337
Cc ~ Cc+Cm	0,467	0,455
Cc+Cm ~ sem alga	0,067	0,999

Valor crítico de Tukey: 4,654

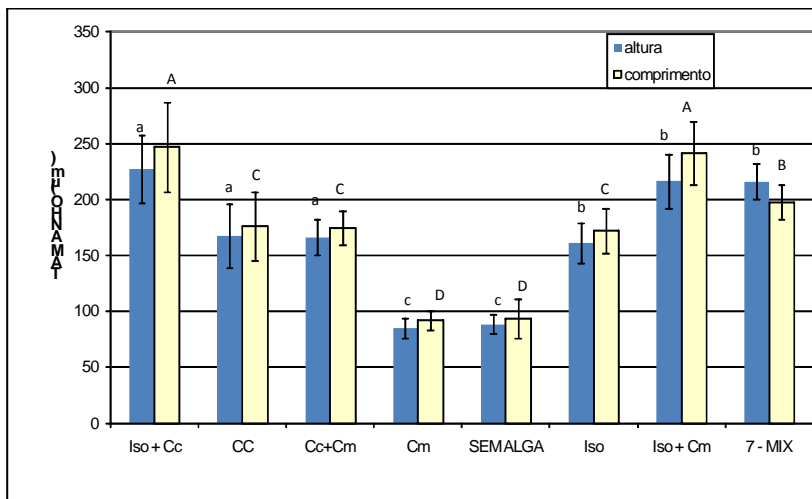


Figura 2- Altura e comprimento (μm) de larvas de *Pteria hirundo* após 24 dias de cultivo alimentadas com diferentes dietas de microalgas.

Com 24 dias de cultivo as larvas de *Pteria hirundo* ultrapassaram a altura de 200 μm em três tratamentos: Iso+ Cc, Iso+ Cm e 7 (Figura 1). A relação entre altura e comprimento apresentou valor semelhante a 1 com $p= 0,40$. Tanto para altura como comprimento o maior resultado de crescimento foi com a dieta da microalga *Isochrysis* sp. (Iso) combinada *Calcitrans calcitrans* ($p<0,01$). O menor resultado de crescimento de larvas de *Pteria hirundo* foi observado quando estas foram alimentadas apenas com a microalga *Chaetoceros mulleri*.

DISCUSSÃO

A sobrevivência larval final de *Pteria hirundo*, foi superior quando as larvas foram alimentadas com dietas mistas de microalga flagelada *Isochrysis galbana* (Iso) combinadas com diatomáceas *Chaetoceros calcitrans* e *Chaetoceros mulleri* (Cc ou Cm). A dieta com duas microalgas diatomáceas (Cc+Cm) e dietas com apenas uma microalga proporcionaram uma menor eficiência na sobrevivência larval final.

Uma possível explicação para este efeito negativo, é a presença da carapaça de sílica nas microalgas diatomáceas. Estas são de difícil digestão e ingestão para as larvas e/ ou o tamanho grande de *Chaetoceros mulleri*, de 6-8µm também dificulta a ingestão nos primeiros dias de fase larval. Esta ineficiência na ingestão ou digestão pode afetar a fisiologia energética das larvas prejudicando o crescimento (Figura 1) e diminuindo a sobrevivência (Tabela-2).

Laing (1991) recomenda a alimentação com *Chaetoceros mulleri* após as larvas de bivalves atingirem 120µm. As larvas de *Pteria hirundo* atingem este tamanho após 16 dias de larvicultura.

O tamanho das microalgas não deve ser superior a 10 µm (Walne 1964; Quayle & Newkirk 1989), podendo ser menor que 6 µm para larvas mais novas e até 10 µm para larvas em estágios de desenvolvimento mais avançados (Gerdes 1983). Bresse & Malouf (1975) recomendam uma microalga com tamanho inferior a 6 µm para larvas jovens da ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas*.

Rose & Baker (1994) testaram quatro espécies de microalgas para alimentação de larvas de *Pinctada maxima*. Os espinhos da microalga *Chaetoceros gracilis* impediram a ingestão por larvas pequenas e *Nannochloropsis oculata* não foi facilmente digerida.

Taxas de clareamento (CR) e ingestão (IR) são mais lentas em larvas da ostra perliífera *Pinctada maxima* alimentadas com microalgas diatomáceas do que flageladas. As taxas em larvas alimentadas com a microalga *Pavlova salina* (flagelada), são cinco vezes mais eficientes, quando comparadas com as taxas das larvas alimentadas com diferentes espécies de diatomáceas *Chaetoceros* (Doroudi *et al.* 2003).

Vários autores demonstraram que larvas e sementes de moluscos crescem mais quando alimentadas com uma dieta mista de microalgas, diatomáceas e flageladas (Laing & Millican 1986; Helm & Laing 1987; Thompson *et al.* 1993). Fornecem um melhor balanço de nutrientes às larvas de bivalves se comparado com dietas simples, com apenas uma espécie de microalga (Webb & Chu 1983).

As microalgas diatomáceas contém mais caboidratos e concentrações significativas de EPA- ácido eicosapentanóico- 20:5n (n-3). As flageladas possuem maior teor de lipídeos, em especial DHA- ácido docosahexanóico -22:6n (n-3) (Brown 1991, Brown *et al.* 1997). A associação dos dois ácidos graxos polinsaturados é essencial para a nutrição dos moluscos bivalves, sendo o 20:5 (n-3), aparentemente, mais utilizado durante o desenvolvimento embrionário (Utting 1993).

Routledge (1999) observou um alto índice de sobrevivência de 81,3% para larvas de *Perna perna* alimentadas com dieta mista composta de microalgas *Isochrysis galbana* e *Thalassiosira pseudomona*.

As concentrações de microalgas, 15.000 céls/dia/larva na primeira semana, 20.000 céls/dia/larva na segunda semana e 35.000 céls/dia/larva na terceira semana, testadas mostraram-se adequadas para as larvas de *Pteria hirundo* favorecendo a sobrevivência larval final em todos tratamentos.

A alta concentração de células de alimento pode provocar um colapso do vélum, enfraquecendo a larva e possibilitando o aparecimento de bactérias (Elston 1984; Sprung 1984), comprometendo a qualidade da água, diminuindo a taxa de crescimento das larvas (Southgate 2008).

A alimentação para a ostra perlífera *Pinctada fucata* consiste de microalga *Isochrysis galbana* a partir do estágio larval véliger até o estágio de larva umbonada a uma concentração de 5.000 céls/dia/larva. Do estágio umbo até estágio pedivéliger a dose é dobrada, 10.000 céls/dia/larva e triplicada até a fase de assentamento. Após o assentamento por 15 dias as sementes são alimentadas com *I. galbana* a uma concentração 50.000 céls/dia/semente sendo nos 15 dias seguintes alimentada também com a microalga *Chaetoceros sp.* na proporção de 1:1 (Alagarwami & Dharmaraj 1984; Chelam *et al.* 1991).

Larvas de *Pinctada maxima* são alimentadas com três microalgas, *Isochrysis* (T-Iso), *Chaetoceros gracilis* e *Nannochloropsis oculata* iniciando com concentração de 5000 céls/dia/larva. Esta concentração é aumentada aos poucos, encerrando com 5×10^4 céls/dia/larva (Rose 1990).

Em larvicultura de *Pinctada margaritifera* as três microalgas (*Isochrysis* (T-Iso), *Pavlova salina* e *Chaetoceros simplex*) são fornecidas inicialmente a uma concentração de 1000 céls/dia/larva. Esta é gradualmente elevada até encerrar no valor de $2,5 \times 10^4$ céls/dia/larva (Southgate & Beer 1997).

As microalgas *Isochrysis* (T-Iso) e *Pavlova lutheri* são utilizadas na proporção (1:1) para larvicultura da ostra perlífera *Pinctada mazatlanica*, com uma concentração inicial de 10.000 céls/dia/larva e triplicada até a fase larval final, 3×10^4 céls/dia/larva (Martínez-Fernández *et al.* 2003).

Neste experimento foi surpreendente foi o valor de sobrevivência (20%) do tratamento controle, larvas de *Pteria hirundo*, sem alimento. Este foi igual ao das larvas tratadas apenas com a microalga *Chaetoceros mulleri* (Cm). As larvas quando observadas ao microscópio

óptico mostravam-se hialinas, com o estilete cristalino em atividade e formato “D”véliger.

Segundo Gallager *et al.* (1986), as reservas vitelínicas dos ovócitos possibilitam a manutenção da larva de bivalves durante os primeiros dias de vida. Esta utilização e assimilação de energia parental também é observada em larvas de ostras perliíferas (Strugnell & Southgate 2003).

Larvas de moluscos bivalves consomem suas reservas de energia oriundas dos ovócitos nos primeiros dias de desenvolvimento, ovo oliglécito. A maioria acumula reservas de energia, durante o restante da etapa larval, como combustível para metamorfoses (Mann & Gallager 1985; Gallager *et al.* 1986; Whyte *et al.* 1987).

De 10 espécies de microalgas oferecidas para larvas de *Pteria sterna* com diferentes dias de cultivo, apenas 3 foram ingeridas. *Isochysis aff galbana* e *Pavlova luthheri* foram digeridas mas *Nannochloris* sp. não (Martinez-Fernandez *et al.* 2004).

Espécies de *Nannochloris* são facilmente ingeridas provavelmente por seu pequeno tamanho (2-3µm), entretanto não são facilmente digeridas (Lora- Vilchis & Maeda-Martinez 1997).

Para larvicultura de *Pinctada margaritifera* realizada experimentalmente em Tuticorin, Índia foram oferecidas como alimento, independentemente, duas microalgas flageladas, *Isochrysis galbana* e *Pavlova lutheri*. A concentração ministrada foi de 5 cells/µl e a densidade larval foi 1/ml. *I. galbana* proporcionou um crescimento mais rápido e um desenvolvimento antecipado de larvas aptas a assentar quando comparado com as larvas alimentadas com *P. lutheri* (Alagarwami *et al.* 1989).

Martínez-Fernández *et al.*(2006) verificaram em larvas de *Pinctada margaritifera*, que as microalgas *Pavlova salina* e *Pavlova* sp. favoreceram um maior crescimento nos estágios larvais D- véliger e umbonada e a microalga diatomácea *Chaetoceros* sp. promoveu um menor crescimento para o estágio larval D-véliger. Estes autores correlacionaram o melhor crescimento larval para estágio D-véliger com o carboidrato, lipídeo, proteína, alta concentração de ácidos graxos insaturados (HUFA) e ácidos graxos saturados (SFA) contidos nas microalgas. Para a fase umbonada os níveis de carboidratos e HUFA foram mais significativos para o crescimento das larvas.

No entanto, para larvas da mesma espécie, *Pinctada margaritifera*, Martínez- Fernández & Southgate (2007) recomendam o fornecimento da microalga *Pavlova* sp. e *Pavlova* sp. combinada com *Chaetoceros muelleri* para as etapas D-véliger e umbonada,

respectivamente. Southgate *et al.* (1998) observaram que *Isochrysis* (T-Iso) promoveu taxas altas de crescimento e sobrevivência em larvas de *P. margaritifera*.

Minaur (1969) demonstrou que *Isochrysis galbana* e *Monochrysis lutheri* são as espécies mais nutritivas para larvas de *Pinctada maxima*. O cultivo destas em temperaturas superiores a 30°C faz com que percam mobilidade.

Chellam *et al.* (1991) testaram 4 microalgas em larvas de *Pinctada fucata*. O valor nutricional de *Isochrysis galbana* foi considerado alto e, o das demais, bom. Esta mesma espécie de microalga, combinada com *Pavlova lutheri*, é utilizada na manutenção de sementes da ostra perliífera *Pinctada mazatlanica* (Martínez-Fernández *et al.* 2003).

A espécie da microalga, fornecida isolada ou combinada com outra espécie, foi determinante para o crescimento larval final das larvas de *P. hirundo*. Larvas alimentadas com dieta mista de microalgas flageladas e diatomáceas, apresentaram crescimento significativamente superior quando comparadas a larvas alimentadas com uma microalga ou com duas diatomáceas combinadas (Tabelas 7 e 8).

No entanto, para os 8 dias iniciais de larvicultura de *P. hirundo*, a microalga *Calcitrans calcitrans* favoreceu o crescimento larval equivalendo ao tratamento de dieta mista com as microalgas *Isochrysis galbana* e *C. Isochrysis galbana* (Tabela 6) bem como a porcentagem de sobrevivência (Tabela 2). Pode-se supor que, a maior quantidade de carboidrato, presente em *C. calcitrans* (Tabela-1), proporciona um desenvolvimento adequado as larvas de *P. hirundo* na fase inicial da larvicultura.

Com relação a sobrevivência final, das larvas de *P. hirundo*, a análise estatística demonstrou que o tratamento Tanque favorece este parâmetro quando comparado ao tratamento sem alimentação (Branco) e com as diatomáceas combinadas (Cc + Cm) (Tabela 4). Optou-se demonstrar os dados que não obtiveram diferença entre a variância das médias. Para esta análise utilizou-se o teste paramétrico ANOVA. (Figura 1; Tabela 4). Quando realizado o teste estatístico, com todos tratamentos obteve-se diferença entre as variâncias. Os testes não paramétrico utilizados (Kruskal-Wallis e Bartlett) e o paramétrico ANOVA não detectaram diferenças de sobrevivência nas larvas de *P. hirundo*. Portanto o efeito da dieta da microalga e sua ausência não influenciariam a sobrevivência larval final. Como explicação pode-se supor um efeito do fator microalga neste parâmetro, que dificilmente pode-se comprovar ou um problema de amostragem pois os desvios

obtidos foram quase iguais as médias (Figura 1). Novos testes, com uma maior amostragem, devem ser realizados para responder com mais propriedade esta questão.

Como conclusão deste trabalho, recomenda-se aplicar o tratamento 7 em larvas *Pteria hirundo*, ou seja, a combinação de uma microalga flagelada, sem carapaça e de tamanho pequeno combinada com microalga diatomácea, de tamanho pequeno, com a proporção da última sendo aumentada a cada 7 dias.

AGRADECIMENTOS:

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e à CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abbott R.T. (1974) American Seashells. New York, van Nostrand Reinhold Co., 2nd ed., 663p.

Alagarwami K., Dharmaraj S., Velayudhan T.S., Chellam A., Victor A. A.C. & Gandhi A. D. (1983) Larval rearing and production of spat of pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould). *Aquaculture* **34**, 287-301.

Alagarwami K. & Dharmaraj S. (1984) Manual on pearl culture techniques. C.M.F.R.I. Spl. Publ. **20**, 1-42.

Alagarwami K., Dharmaraj S., Chellam A. & Velayudhan, T.S. (1989) Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). *Aquaculture* **76**, 43-56.

Alvarez I.F.; Casabellas M.A.C. & Camacho A.P. (1991) Cultivo de bivalvos en criadero. In: Casabellas, M.A.C.; Camacho, A.P. & Fernández, I. Unidades didácticas de Acuicultura. A Coruña, Alva, **1**, 53p.

Araya-Nunez O., Ganning B. & Buckle-Ramírez F. (1995.) Embryonic development, larval culture and settling of American pearl-oyster (*Pteria sterna*, Gould). *Californian Fish and Game* **81**, 10-21.

Bourne N., Hodgson C.A. & Whyte J.N.C. (1989) A manual for scallop culture in British Columbia. Canada. Minister of Supply and Services Canada. 215p. (Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences, n. 1694).

Breese W.P. & Malouf R.E.(1975) Hatchery manual for the Pacific oyster. Oregon: Oregon State University Sea Grant Program. 22 p.(Agricultural Experiment station- Special report n° 443).

Brown M.R. (1991) The amino-acid and sugar composition of 16 species of microalgae used in mariculture. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* **15**, 79-99.

Brown M.R., Jeffrey S.W., Volkman J.K. (1997) Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture* **151**, 315-331.

Chellam A. (1987) Biology of pearl oyster. In: Alagarwami K. (ed.), Pearl Culture. Bulletin of the Central Marine Fisheries Research Institute, Cochin, India, pp. 13–29.

Chellam A., Victor A.C.C., Dharmaraj S., Velayudhan T.S. & Satyanaryana Rao T.S. (1991) Pearl Oyster Farming and Pearl Oyster Culture. Training Manual 8. Central Marine Fisheries Research Institute. Tuticorin. 104pp.

Doroudi M.S., Southgate P.C. & Mayer R. (1999) Growth and survival of black lip pearl oyster larvae fed different densities of microalgae. *Aquac. Int.* **7**, 179–187.

Doroudi M.S. & Southgate P.C. (2000) The influence of algal ration and larval density on growth and survival of blacklip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (L.) larvae. *Aquac. Res.* **31**, 621– 626.

Doroudi M.S., Southgate P.C. & Mayer R. (2002) Evaluation of partial substitution on live algae with dried *Tetraselmis* for larval rearing black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (L.). *Aquaculture Int.* **10**, 265-277.

Doroudi M.S., Southgat, P.C., Lucas J.S. (2003) Variation in clearance and ingestion rates by larvae of the black-lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera*, L.) feeding on various microalgae. *Aquac. Nutr.* **9**, 11 – 16.

Díaz A.H., Buckle L.F. (1996) Ciclo gonadico de *Pteria sterna* Gould, 1851 Mollusca, Bivalvia in Baja California, Mexico. *Cienc. Mar.* **22** **4**, 495–509.

Elston R.A. (1984) Prevention and management of infectious diseases in intensive mollusc husbandry. *J. World Maricult. Soc.* **15**, 284-300.

Fernández-Reiriz M.J., Camacho A.P., Ferrero M.J., Blanco J., Planas M., Campos M.J. & Labarta U. (1989) Biomass production and variation on the biochemical profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of 7 species of microalgae. *Aquaculture* **83**, 17-37.

Gallager S. M., Mann R. & Sasaki G. (1986) Lipid as an index of growth and viability in three species of bivalve larvae. *Aquaculture* **56**, 81-103.

Gerdes D. (1983) The Pacific oyster *Crassostrea gigas*- Part I. Feeding behavior of larvae and adults. *Aquaculture*, **31**, 195-219.

Gervis M.H. & Sims N.A. (1992) The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae). ICLARM Stu. Rev. **21**, 49 pp.

Helm M.M. & Laing I. (1987) Preliminary observations on the nutritional value of “*Tahiti Isocrysis*” to bivalve larvae. *Aquaculture* **62**, 281-288.

Knuckey I.A. (1995) Settlement of *Pinctada maxima* Jameson and other bivalves on artificial collectors in the Timor Sea, Northern Australia. *J. Shellfish Res.* **142** , 411–416.

Laing, I. (1991) Cultivation of marine unicellular algae. MAFF Lab. Leaf, Fish. Res. n.67, Directorate of Fisheries Research, Lowestoft, U.K. 31p.

Laing I. & Millican P.F. (1986) Relative growth and growth efficiency of *Ostrea edulis* L. spat fed various diets. *Aquaculture* **54**, 245-262.

Lora-Vilchis M.C. & Maeda-Martínez A.N. (1997) Ingestion and digestion index of catarina scallop *Argopecten ventricosus-circularis*, Sowerby II, 1842, veliger larvae with ten microalgae species. *Aquac. Res.* **28**, 905-910.

Lourenço S.O., Marques U.M.L., Mancini-Filho J., Barbarino E. & Aídar E. (1997) Changes in biochemical profile of *Tetraselmis gracilis* I. Comparison of two culture media. *Aquaculture* **148**, 153-168.

Mann R. & Gallager S.M. (1985) Physiological and biochemical energetic of larvae of *Teredo navalis* L. and *Bankia gouldi* (Bartsch). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* **33**, 211-228.

Martínez-Fernández E. & Southgate P.C. (2007) Use of tropical microalgae as food for larvae of the black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera*. *Aquaculture* **263**, 220-226.

Martínez-Fernández E., Acosta-Salmón H., Rangel-Dávalos C., Oliveira A., Ruiz-Rubio H. & Romo-Pinera A.K. (2003) Spawning and larval culture of pearl oyster *Pinctada mazatlanica* in the laboratory. *World Aquacult.* **34**, 36-39.

Martínez-Fernández E., Acosta-Salmón H. & Rangel-Dávalosa C. (2004) Ingestion and digestion of 10 species of microalgae by winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) larvae. *Aquaculture* **230**, 417-423.

Martínez-Fernández E., Acosta-Salmón H. & Southgate P.C. (2006) The nutritional value of seven species of tropical micro-algae for black-lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. *Aquaculture* **257**, 491-503.

Minnaur, J. (1969) Experiments on the artificial rearing of the larvae of *Pinctada maxima* (Jameson) Lamellibranchia. *Aust. J. Mar. Freshwat. Resour.* **20**, 175-187.

- Quayle D.B. & Newkirk G.F. (1989) Farming bivalve mollusks: Methods for Study and Development. In: Sandifer, P.A. (ed.). *Advances in World Aquaculture* 1, 273p.
- Rios E.C. (2009) Compendium of Brazilian sea shells. Evangraf, Brasil.439pp.
- Rose R.A. (1990) A manual for the artificial propagation of the gold-lip or silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) from Western Australia. Fisheries Department, Perth, 41 pp.
- Rose R.A., Dybdahl R.E. & Harders, S. (1990) Reproductive cycle of the western Australian silverlip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson) Mollusca: Pteriidae. *J. Shellfish Res.* **9** (2), 261–272.
- Rose R.A. & Baker S.B. (1994) Larval and spat culture of Western Australian silver or gold pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Molusca:Pteridae). *Aquaculture* **126**, 35-50.
- Routledge E. (1999) Larvicultura do mexilhão *perna perna* (L.) alimentado com diferentes composições de microalgas. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Departamento de Aqüicultura, Florianópolis, SC, Brasil. 106p.
- Ruppert E. E. & Barnes R.D. (1996) Zoologia dos invertebrados. 6. ed. Roca, São Paulo. 1029 pp.
- Sühnel S. (2008) 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, Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), Departamento de Aqüicultura, Florianópolis, SC, Brasil. 154p.
- Sims N.A. (1992) Abundance and distribution of the black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* L., in the Cook Islands, South Pacific. *Aust. J. Mar. Freshwater Res.* **43**, 11409–11421.
- Southgate P.C. & Beer A.C. (1997) Hatchery and early nursery culture of black lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.). *Journal of Shellfish Research* **16** (2), 561-567.

- Southgate P.C., Beer A., Duncan P.F. & Tamburri, R. (1998) Assessment of nutritional value of three species of tropical microalgae, dried *Tetraselmis* and a yeast-based diet for larvae of blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.). *Aquaculture* **162**, 247–257.
- Southgate P.C. (2003) Feeds and feed production. In: Lucas J., Southgate P.C. (eds.). *Aquaculture Farming Aquatic Animals and Plants*. Blackwell Publishing, Oxford. pp.172-198.
- Southgate P.C. (2008) Pearl Oyster Culture. In: Southgate P, Lucas J (eds.). *The Pearl Oyster*, Elsevier, Oxford. pp. 231-272.
- Sprung, M. (1984) Physiological energetics of mussel larvae (*Mytilu edulis*). II- Food uptake. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* **17**, 295-305.
- Strugnell J.M. & Southgate P.C. (2003) Changes in tissue composition during larval development of the blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (L.). *Molluscan Res.* **23**, 179-183.
- Thompson P.A., Guo, Min-xin & Harrison. (1993) The influence of irradiant on the biochemical composition of three phytoplankton species and their nutritional value for larvae of the Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*). *Marine Biology* **117**, 259-268.
- Tranter D.J. (1958a) Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) I. *Pinctada albina* (Lamarck). *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.* **9**(1), 135-143.
- Tranter D.J. (1958b) Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) II. *Pinctada albina* (Lamarck):gametogenesis. *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.* **9**(1), 144-158.
- Tranter D.J. (1958c) Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) IV. *Pinctada albina* (Lamarck). *Aust. J. Mar. Freshwat. Res.* **9**(4), 509-523.
- Urban H.J. (2000) Culture potential of the Caribbean pearl oyster *Pinctada imbricata*. I. Gametogenic activity, growth, mortality and production of a natural population. *Aquaculture* **189**, 361–373.

Utting S.D. (1993) Procedures for the maintenance and hatchery-conditioning of bivalve broodstocks. *World Aquaculture* **24**(3), 78-82.

Wada K.T., Komaru A., Ichimura Y. & Kurosaki H. (1995) Spawning peak occurs during winter in the Japanese subtropical population of the pearl oyster *Pinctada fucata fucata* (Gould, 1850). *Aquaculture* **133**, 207-214.

Walne P.R. (1964) The culture of bivalve marine larvae. In: *Physiology of Mollusca*. New York: Academic Press, Cap. 6, v.1, p.197-210.

Walne, P.R. (1974) Culture of bivalve mollusks, 50 years experience at Conwy. Fishing News books (Ed.). West Byfleet, Surrey, England. 173 pp.

Weeb K.L. & Chu F.L.E. (1983) Phytoplankton as a source for bivalve larvae. In: *Proceedings of the Second International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition*. G.P. Pruder, C. Langdon and D. Conklin (Ed.). Louisiana State University, Division of Continuing Education, Baton Rouge, LA, pp. 272-291.

Whyte J.N.C. (1986) Biochemical composition and energy content of six species of phytoplankton used in mariculture of bivalves. *Aquaculture* **60**, 231-241.

Whyte J.N.C., Bourne N. & Hodgson C.A. (1987) Assessment of biochemical composition and energy reserves in larvae of the scallop *Patinopecten yessoensis*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* **113**, 113-124.

CAPÍTULO VI

*Aquaculture Research*ASSENTAMENTO DA OSTRAS PERLÍFERA *Pteria hirundo*
(Linnaeus, 1758) EM LABORATÓRIO

Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque, Jaime Fernando
Ferreira

Laboratório de Moluscos Marinhos – Universidade Federal de
Santa Catarina

Endereço: Servidão dos Coroas S/N, Barra da Lagoa, CEP
88061-600, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil

E-mail de contato: mcpa73@click21.com.br

Resumo A identificação dos fatores que afetam o assentamento culminará na eficiência do processo de produção em laboratório de ostras perlíferas. Este trabalho teve como objetivo avaliar o assentamento de larvas de *Pteria hirundo* em condições de laboratório no substrato de cor azul, Netlon. Anterior ao assentamento (12 dias) houve a preparação dos coletores para formação de biofilme e com 5 gramas de folha de *Pinus* em seu interior. Coletores foram colocados de forma aleatória em um mesmo tanque circular, branco, de fibra com volume de 2.500L. Neles foram adicionadas 5.000 larvas olhadas (com 23 dias e comprimento de $189.6\mu\text{m} \pm 22.62$) por coletor. A drenagem, limpeza e renovação da água do tanque foram realizadas a cada 48 horas. A alimentação foi ministrada a cada 24 horas. A salinidade da água estava em 34‰ e a média da temperatura da água do tanque foi 22,7°C (± 1.07). O tempo de assentamento larval em laboratório foi de 15 dias. A avaliação mostrou uma taxa de assentamento larvas de 69.64%. Com este trabalho conclui-se que, as altas taxas de rendimento no assentamento larval de *Pteria hirundo* em laboratório, foram influenciadas positivamente por um conjunto de fatores associados: o tipo de coletor Netlon e seu condicionamento prévio, o acréscimo de folhas de *Pinus*, uma adequada qualidade e concentração de microalgas e correto período de troca de água, com temperatura e salinidade controladas.

Palavra chave: Ostras perlíferas, Assentamento, Larvas, Coletores, Pteriidae

INTRODUÇÃO

A maior limitação para o desenvolvimento da indústria do cultivo de pérolas, em muitas partes do mundo, é a disponibilidade limitada de adultos e sementes selvagens. Isto tem impulsionado as pesquisas em cultivo em laboratório de ostras perlíferas (Gervis & Sims 1992).

Como resultado destas pesquisas, o cultivo de ostras perlíferas em laboratório está mais difundido e tem uma grande importância nas operações no cultivo de pérolas (Alagarwami *et al.* 1983; Rose & Backer 1994; Araya-Nunez *et al.* 1995; Southgate & Beer 1997).

Esta tecnologia auxilia a superar o problema de falta de matrizes para produção de pérolas pois os métodos de larvicultura são economicamente viáveis e de simples implantação (Martínez -Fernandez *et al.* 2004). No entanto, existem poucas pesquisas que indiquem conclusivamente quais fatores influenciam o sucesso no processo de assentamento de ostras perlíferas (Southgate 2008).

Após a fase plânctonica, a larva dos moluscos bivalves sofre mudanças morfológicas (metamorfose) e altera o modo de vida larval pelágica para a vida no bentos (fixação no substrato) (Gosling 2003). O assentamento é um estágio crítico no ciclo de vida dos bivalves (Bourne, Hodgson & Whyte 1989; Bourne & Hodgson 1991; Gosling 2003) por ser um processo que demanda bastante energia (Hodgson & Burke 1988).

A larva reabsorve o vélum (aparato filtrador) que passa a ter sua função de brânquia (Little 1998) resultando numa diminuição da taxa de filtração do alimento e do conteúdo de matéria orgânica corporal, principalmente de proteínas e lipídeos acumulados durante a fase larval (Holland & Spencer 1973; Holland 1978). O lipídeo é utilizado como fonte de energia até que o sistema de filtração das brânquias esteja estabelecido (Holland 1978). Nesta fase do assentamento inicia-se a secreção da concha definitiva (dissoconcha) adotando a forma característica do indivíduo adulto (Farías *et al.* 1998).

Larvas de muitos bivalves de vida móvel (Pectinidae) não apresentam uma preferência muito restrita pelo substrato em que se fixam. No entanto, espécies sésseis (Ostreidae, Mytilidae, Pteridae, Pinidae) possuem um alto grau de especificidade na escolha de substratos em que se assentam. Podem selecionar materiais de diferentes tipos e ainda retardar a metamorfose, até encontrar o substrato adequado (Gray 1974).

O processo de assentamento, em moluscos bivalves, ocorre de maneira natural e espontânea, mas em condições de laboratório, em

alguns casos, é necessário induzi-lo com hormônios ou neurotransmissores (Abarca *et al.* 1994; Abarca & Castilla 1997).

Entretanto Martinez *et al.* (1999) afirmam que larvas induzidas com epinefrina produzem pós-larvas significativamente menores e energeticamente mais lentas que larvas de controle, sem indutor.

O assentamento larval, em ostras perlíferas, induzido com Adrenalina e L- Dopamina resultou em pouco sucesso. Verificou-se que a utilização de substratos apropriados é determinante para um assentamento larval adequado (Rose & Baker 1989).

A identificação dos fatores que afetam o assentamento culminará na eficiência do processo de produção em laboratório (Laing 1995).

Em condições de laboratório, as ostras perlíferas têm uma fase larval de aproximadamente três semanas. Após esta fase, as larvas fixam-se em substratos colocados em tanques de assentamento, permanecendo até a transferência para o oceano (Southgate & Beer 1997). Entretanto, o tempo que as sementes de ostras perlíferas permanecem no laboratório, anterior a transferência, varia entre as espécies. Este período está associado a fatores como, disponibilidade de alimento, condição da semente e condições do local do cultivo de berçário (Dharmaraj *et al.* 1991; Rose & Backer 1994).

Os tanques de assentamento para ostras perlíferas contém substratos apropriados como filamentos de plásticos dentro de bolsas de rede (Taylor *et al.* 1998a) ou telas de sombrite envoltas em malha, semelhantes a coletor de sementes (Southgate & Beer, 1997). Diversos substratos para coleta em ambiente natural de sementes, para diferentes espécies de ostras perlíferas, são utilizados: cabos e filamentos de propileno e Nylon, conchas, redes velhas de pesca e partes de plantas terrestres como *Pemphis acidula* e bambu (Gervis & Sims 1992; Monteforte & Garcia-Gasca 1994).

Na fase de assentamento, é verificada uma preferência das larvas de ostras perlíferas por substratos escuros e usados (Rose & Backer 1989). Materiais de cor opaca e em áreas com baixa iluminação favorecem uma maior taxa de assentamento em comparação com materiais claros e em locais iluminados (Ajana 1979; Alagarswami *et al.* 1983; Taylor *et al.* 1998b).

A aeração deve ser mais vigorosa em tanques de assentamento do que nos de larvicultura. Isto facilita o assentamento das larvas sobre os coletores e evita que se fixem no fundo do tanque. A aeração deve ser adequada para promover a circulação da água através dos coletores (Southgate & Beer 1997; Martínez-Fernández 2003). O efeito negativo

da aeração é verificado em tanques com menor volume (Alagarswami & Dharmaraj 1984).

O assentamento das larvas de ostras perliíferas no substrato, ocorre entre um e dois dias após o povoamento do tanque (Southgate & Beer 1997; Martínez-Fernández 2003).

Diferente das ostras, as quais se fixam ao substrato de maneira permanente, larvas de ostras perliíferas possuem a capacidade de se movimentar sobre o mesmo com o pé, até que encontrem um local adequado. É quando então secretam o bisso, como ocorre em outras famílias de bivalves (Mitillidae, Pectinidae e Pinnidae). Este lhes permite permanecer em um local temporariamente e voltar a se deslocar se for necessário (Uriate *et al.* 2001).

Parece claro que estas preferências obedecem às características físicas (forma, textura, orientação) e químicas (substâncias neuroativas, filme microbiano) do material, ao tipo de fototropismo e tactismo que a larva apresenta durante a fase de fixação. Também é influenciado pelo o ambiente circundante (temperatura, luminosidade, correntes). Sabe-se que os fatores químicos, físicos e biológicos que regulam o processo de fixação larval não funcionam da mesma maneira em todos bivalves. Cada população possui um conjunto único de respostas a fixação. O perfil, que pode ser diferente em espaços relativamente reduzidos, está regulado por uma completa interação entre estes fatores (Crisp 1974; Gray 1974).

Uma metodologia utilizada em assentamento de pectinídeos, e que não implica na adição de químicos, trata-se do condicionamento de substrato (coletores). Consiste em submergir os coletores (geralmente confeccionados de “Netlon”) 4 a 7 dias antes do assentamento e metamorfose em água do mar filtrada com microalgas para formar uma película de bactérias e assim facilitar o assentamento (Abarca 2001).

A importância de diversos de tipos de filmes microbianos já foram comprovados para fixação larval de algumas espécies de bivalves como *Patinopecten yessoensis* (O’Foighil *et al.*, 1990), *Crassostrea gigas* e *C. virginica* (Weiner *et al.* 1989; Fitt *et al.* 1990; Tritar *et al.* 1992) e *Ostrea edulis* (Tritar *et al.* 1992). Este bio-filme proporciona a larva do bivalve uma “reserva ou depósito de alimento” (O’Foighil *et al.* 1990).

Alguns autores acreditam que as larvas ao realizarem o assentamento, possuem uma alimentação alternativa no período entre a perda do vélum e a formação dos filamentos da brânquia. Por isso a importância do biofilme nos coletores (Bourne *et al.* 1989). Esta

alimentação é auxiliada pelo pé da pós-larva e é denominada “pedal-palp feeding” (O’Foighil *et al.* 1990).

Este trabalho teve como objetivo avaliar a taxa de fixação de larvas de *Pteria hirundo* em condições de laboratório com o substrato do tipo Netlon, já utilizado comercialmente para pectinídeos.

MATERIAL E MÉTODOS

Este experimento foi desenvolvido no Laboratório de Moluscos Marinhos, do Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/CCA/UFSC), localizado na Barra da Lagoa/Florianópolis (27°35'1.95"S, 48°26'30.58"O) em setembro de 2008. O processo de assentamento das larvas foi realizado utilizando-se o coletor comercial “Netlon” de cor azul (utilizado no assentamento de vieiras). Os coletores apresentavam as mesmas dimensões (140 cm de comprimento e 68 cm de largura) e foram moldados em forma de novelo, com 5 gramas de folha de *Pinus* no interior, seguindo a metodologia descrita por Zanette *et al.* (2009).

Anteriormente a preparação dos coletores, estes foram limpos e esterilizados por 24 horas em tanque com 50 ppm de hipoclorito de sódio. A eliminação do cloro foi realizada por neutralização através de tiossulfato de sódio, seguido de lavagem por água do mar.

A preparação dos coletores teve como objetivo formar um biofilme natural de microalgas, bactérias e sedimentos nos coletores, como descrito por (Harvey *et al.* 1995). Durante o período de preparação dos coletores, o tanque foi suprido com água e microalgas, *Isochrysis galbana* (T-ISO), *Chaetoceros calcitrans* em concentração de $3,5 \times 10^4$ células mL⁻¹ na proporção (1:1). A aeração foi constante e vigorosa, com renovação da água e limpeza realizada em intervalos de 48 horas. Foram utilizados coletores preparados 12 dias antes do assentamento.

Após o preparo, 90 coletores foram colocados de forma aleatória em um mesmo tanque circular, branco, de fibra com volume de 2.500L. A eles foram adicionadas 5.000 larvas olhadas (com 23 dias e comprimento de $189.6\mu\text{m} \pm 22.62$) por coletor.

A drenagem, limpeza e renovação da água do tanque foram realizadas a cada 48 horas e a alimentação (igual a da preparação dos coletores) realizada a cada 24 horas. A salinidade da água foi a 34‰ e a média da temperatura da água do tanque foi 22, 7°C (± 1.07). A avaliação da taxa de assentamento foi realizada em seis coletores, retirados de forma aleatória do tanque, após 15 dias de assentamento.

RESULTADOS

A porcentagem de recuperação após 15 dias de assentamento nos coletores tipo Netlon foi 69.64%. A média de sementes verificada por coletor, foi 3481,667. O maior valor observado de sementes por coletor 5334 e o menor 2235 (Tabela 1).

Tabela 1- Quantidade de sementes por coletor, média e porcentagem de recuperação de sementes.

Coletor	Quantidade
Coletor 1	5334
Coletor 2	2724
Coletor 3	2235
Coletor 4	4166
Coletor 5	3106
Coletor 6	3325
Média	3881.67
Desvio	1112.97
%	69,64

Tabela 2- Média inicial e final de altura e comprimento de sementes de *Pteria hirundo* após 15 de assentamento em laboratório.

	Altura (μm)	Comprimento (μm)
Média inicial	174,1 ($\pm 19,1$)	189,6 ($\pm 22,62$)
Média final	428 ($\pm 14,51$)	540 ($\pm 11,29$)

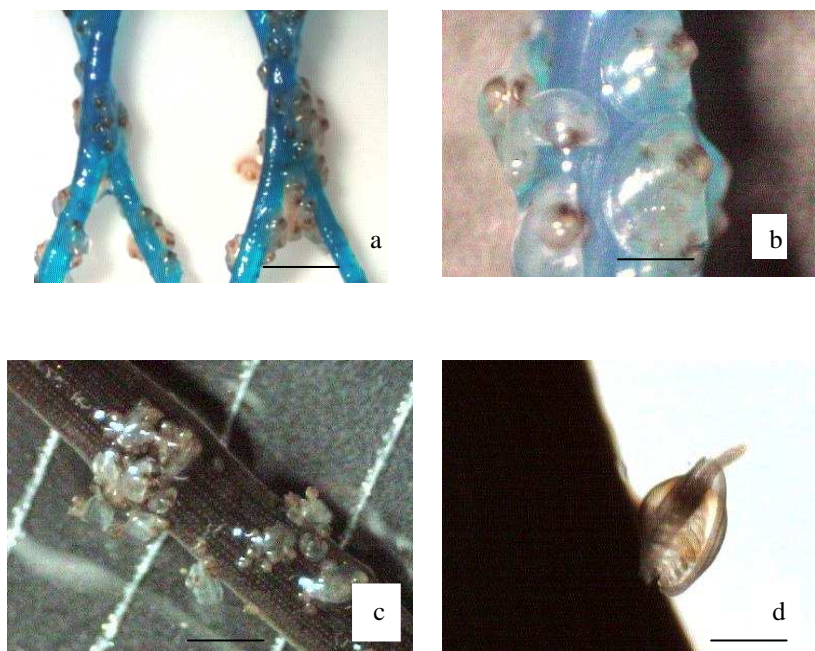


Figura 1- *Pteria hirundo* fixa ao coletor de Netlon (a b), em folha de *Pinus* sp.(c) e evidenciando pé e filamentos branquiais (d). A barra representa 1 mm.

DISCUSSÃO

Os filamentos branquiais de *Pteria hirundo*, na fase de assentamento, podem ser facilmente visualizados(Figura 1d). Nesta etapa de desenvolvimento, a dissoconcha apresenta-se transparente assim como observado em outra espécie de ostra perlífera, *Pinctada maxima* por Saucedo & Southgate (2008).

As larvas de *Pteria hirundo* apresentaram as características para assentamento entre 21-24 dias, ao atingir o tamanho de 190 μ m. A troca de água, esterelizada com ultra-violeta, do tanque de assentamento, foi a cada 2 dias.

Para *Pinctada maxima* a água dos tanques de assentamento é filtrada a 10 μ m e trocada em intervalos de 3 dias (Rose 1990).

Larvas das três espécies de ostras períferas mais cultivadas (*Pinctada margaritifera*, *Pinctada maxima* e *Pinctada fucata martensii*) assentam aproximadamente com mesmo tempo (20-23 dias após a fertilização) e tamanho (230-266 µm) (Alagarswami *et al.* 1989; Rose & Backer 1994). No entanto estes valores variam de acordo com as condições de cultivo (Southgate 2008).

Shouthgate & Ito (1998) observaram que as primeiras larvas olhadas de *Pinctada margaritifera* foram removidas para tanques de assentamento no 23º dia de larvicultura e aproximadamente 5% das larvas no estágio “D” foram inicialmente assentadas no 28º dia.

O procedimento indicado é o de, quando as larvas olhadas de *Pinctada margaritifera* estão com tamanho suficiente para serem retidas em malha de 150 µm (medindo 214 µm transversalmente), sejam removidas do tanque de larvicultura para o tanque de assentamento (Rose 1990).

Neste experimento com relação a densidade de larvas por coletor, o valor estabelecido de 5000 larvas de *Pteria hirundo* por coletor resultou em taxa significativa de recuperação. Isto é, larvas assentadas por área de coletor.

O número de larvas, por tanque de assentamento, deve ser rigorosamente controlado para que possuam área de coletor suficiente que favoreça o assentamento. É recomendado uma densidade entre 0.5×10^6 - 10×10^6 larvas pediveliger por 1000L para *Pinctada maxima* (Rose 1990).

Para o estudo atual com *Pteria hirundo* foi utilizada uma densidade de 450 mil larvas tanque com volume de 2500L. No futuro pode-se testar densidades mais elevadas.

A avaliação após duas semanas de assentamento de larvas de *Pteria hirundo* mostrou uma taxa de 69.64% de recuperação em tanque circular, branco, de 2500L. Zanette (2009) verificou o valor de 34.49% em larvas de vieira, *Nodipecten nodosus*, assentadas no mesmo tipo de substrato e tanque, porém na densidade de 10.000 larvas por coletor.

Southgate & Beer (1997) observaram uma sobrevivência de 4.3-5.7% para assentamento em larvas de *Pinctada margaritifera* criadas em tanques de 500L.

Em laboratório, há 20% de sobrevivência da produção de sementes de *Pinctada fucata* em tanque de 500L e 40-50% em tanque de 50L (Alagarswami & Dharmaraj 1984).

Mesmo em tanque de coloração branca, a taxa de assentamento das larvas de *Pteria hirundo* foi comparativamente alta em relação a outras espécies de bivalves. No entanto, a quantidade de coletores no

tanque de assentamento proporcionou um ambiente relativamente escuro pela proximidade dos mesmos. Este fator pode ter favorecido o assentamento das larvas de *P. hirundo*.

A cor do tanque influencia o assentamento larval de *Pinctada fucata*, sendo as melhores taxas em tanques pretos quando comparadas às dos tanques azuis e brancos (Alagarwami & Dharmaraj 1984).

Durante o processo de fixação, as larvas de bivalves apresentam fototropismo negativo (Ritchie & Menzel 1969, Crisp 1974, Hadfield 1984, Silva 1987, Tremblay & Sinclair 1990, Ambrose *et al.* 1992) o que induz a fixação em substratos de cor escura e em locais protegidos e sombreados como verificado para *Ostrea lurida* (Hopkins, 1935) *Pinctada fucata* (Alagarwami *et al.* 1987), *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* (Monteforte & Bervera 1994; Monteforte & Wright 1994) e *Pinctada maxima* (Taylor *et al.* 1998a).

Salvador (2009) avaliou a taxa de recuperação de sementes de *Pteria hirundo* no mar. Comparou dois tipos de coletores: Netlon azul e o coletor de rede plástica vermelha, utilizado para embalar frutas. A avaliação ocorreu em dois períodos, 60 e 90 dias após a transferência para o mar. Este pesquisador verificou uma maior quantidade de sementes, nos dois períodos, no coletor azul, Netlon. As taxas de recuperação foram de 49.68% e 27.36% em 60 e 90 dias respectivamente. Portanto conclui-se que a utilização do coletor Netlon é adequada para esta espécie de ostra perliífera na fase de assentamento larval. Este substrato proporciona taxas recuperação de sementes eficientes, em laboratório e no mar.

Na espécie *Pinctada fucata* a taxa de sobrevivência, da transferência das sementes do laboratório para a fazenda no mar, é de 30% em 1 ano (Alagarwami & Dharmaraj 1984).

A alimentação utilizada para as larvas de *Pteria hirundo* foi adequada, promovendo uma eficiente taxa de assentamento assim como a concentração e proporção das duas microalgas. Durante o assentamento de *Pinctada fucata* por 15 dias as larvas foram alimentadas com *I. galbana* a uma concentração 50.000 cels/dia/semente sendo nos 15 dias seguintes alimentada também com a microalga *Chaetoceros sp.* na proporção de 1:1 (Alagarwami & Dharmaraj 1984).

Vários autores demonstraram que larvas e sementes de moluscos crescem mais quando alimentadas com uma dieta mista de microalgas, diatomáceas e flageladas (Laing & Millican 1986; Helm & Laing 1987; Thompson *et al.* 1993). Esta combinação fornece um melhor balanço de nutrientes as larvas de bivalves comparando com

dietas simples, com apenas uma espécie de microalga (Webb & Chu 1983).

O tempo de assentamento em laboratório, de 15 dias, para as larvas de *Pteria hirundo* mostrou-se adequado, favorecendo resultados eficientes de taxas de recuperação tanto em laboratório quanto no mar, como obtido por Salvador (2009).

Este período foi semelhante ao utilizado em fazendas de pérolas comerciais na Indonésia. Neste país, sementes de *Pinctada maxima* são transferidas para o mar após duas semanas de assentamento em laboratório (Pit & Southgate 2000).

Dybdahl *et al.* (1990) aguardaram que as sementes da ostra perliífera *Pinctada maxima* atingissem 6 mm (2-3 meses após assentamento) para transferência ao mar e Rose (1990) e Rose & Backer (1994) transferiram sementes de *P. maxima* 3-4 semanas após o assentamento em laboratório.

São poucas as informações a respeito do tempo de transferência de sementes de *Pinctada margaritifera* do laboratório para o oceano. Embora este período tenha sido descrito por cerca de 2 meses (Alagarwami & Dharmaraj 1984), 7 semanas (Alagarwami *et al.*, 1989) e 3 semanas (Southgate & Beer, 1997) após o assentamento.

Em sementes de *Pinctada fucata* espera-se que alcancem 3mm de tamanho para transferência para o mar (Alagarwami & Dharmaraj 1984). Visa minimizar a mortalidade causada pelo estresse nesta etapa de cultivo (Alagarwami *et al.* 1987; Anon 1991; Dharmaraj *et al.* 1991).

Para maximizar crescimento e sobrevivência de sementes, antes da transferência, é necessário presumir que elas podem ser beneficiadas em laboratório. Neste local, o ambiente é controlado e a alimentação é constante. Para sementes mantidas em laboratório por longos períodos, presume-se que sejam maiores e mais resistentes a predação e ao estresse nutritivo, do que as transferidas mais cedo para o mar. Entretanto, com o aumento de tempo das sementes em laboratório, há um aumento dos custos associados com produção de microalga, mão de obra e fornecimento de água. Portanto o aumento dos custos pode pesar nos benefícios de transferir as sementes tardiamente (Pit & Southgate, 2000).

Sementes de *Pinctada margaritifera*, mantidas em laboratório por longos períodos, mostram um crescimento inferior do que as transferidas antes e com tamanho menor. Para esta espécie determinou-se um tempo de 3 semanas após início do assentamento para transferência ao mar (Pit & Southgate, 2000).

Os coletores de Netlon azul, utilizados no assentamento das larvas de *Pteria hirundo*, foram maturados 12 dias antes da transferência das larvas para o tanque de assentamento, com o objetivo de formar um biofilme. Não podemos afirmar que o biofilme, isoladamente, favoreceu a taxa de assentamento de larvas de *P. hirundo* no laboratório. No entanto, constatou-se que a técnica de assentamento utilizada, também empregada por Zanette *et al.*, (2009) em larvas de vieira *Nodipecten nodosus*, favoreceu o assentamento de larvas da ostra perliífera *P. hirundo*.

Este biofilme (composto por bactérias, fungos, microalgas) pode oferecer as larvas além de um atraente químico ou quimiorreceptor (Crisp, 1974; Gray, 1974; Hadfield, 1984), um importante recurso alimentar durante a etapa de fixação (Crisp, 1974; O'Foighil *et al.*, 1990). O alimento pode ser ingerido pela larva, que utiliza seu pé rastejante como órgão secundário de alimentação, como descrito por King (1986) para o molusco *Panope abrupta* e para *Patinopecten yessoensis* (O'Foighil *et al.* 1990).

Entretanto, Taylor *et al.* (1998a) descreveram que não houve diferença significativa no crescimento de larvas de *Pinctada maxima* assentadas em coletores de PVC condicionados e não condicionados. Este resultado indica que o potencial benefício nutricional fornecido pelo biofilme pode ser perdido quando as sementes tornam-se filtradoras.

Com relação ao acréscimo de folhas de *Pinus*, dentro dos coletores de Netlon, pode-se supor que estas estruturas influenciaram positivamente o assentamento de larvas *Pteria hirundo* assim como descrito por Zanette *et al.*, (2009). Estes autores verificaram que coletores acrescidos de folhas de *Pinus*, são excelentes para assentamento de larvas de *N. nodosus*. No entanto, não sabe ainda, qual o principal motivo que faz da folha de *Pinus* um adequado substrato. Pode-se observar que, além do aumento em área, a folha possui uma estrutura física heterogênea e formada por camadas sobrepostas, assemelhando-se a uma superfície com escamas.

De maneira geral os materiais com superfície fibrosa rugosa ou porosa são preferencialmente selecionados pelas larvas às superfícies lisas (Cranfield 1970; Phelger & Cary 1983; Rose & Baker 1984, 1989; Taylor *et al.* 1998a); os substratos que oferecem contornos sinuosos ou ramificações são mais atrativos para as larvas que aqueles mais uniformes (Ajana 1979; Alagarswami *et al.* 1983; Taylor *et al.* 1998b).

Monteforte (2003) testou diferentes materiais para assentamento de larvas de *Pinctada mazatlanica* tendo verificado os melhores

resultados de fixação nas malhas mais rugosas, escuras e que apresentavam microfilme bacteriano.

Com este trabalho conclui-se que a alta taxa de rendimento no assentamento larval de *Pteria hirundo* em laboratório, foi influenciada positivamente por um conjunto de fatores associados como o tipo de coletor Netlon e seu condicionamento, o acréscimo de folhas de *Pinus*, uma adequada qualidade e concentração de microalgas, correto período de troca de água e temperatura e salinidade específicas. Portanto a metodologia testada, também utilizada em assentamento de vieira *Nodipecten nodosus*, mostrou-se adequada a larvas da ostra perliífera *Pteria hirundo*.

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e a CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abarca A., Medina Q., Fierro J. & Castilla J.C. (1994) Descripción del proceso de asentamiento y metamorfosis en el ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) en condiciones de laboratorio. En: Memorias XIV Jornadas de Ciencias del Mar Univ. Austral. 23-25 mayo, 1994. P65. Puerto Montt, Chile.

Abarca A. & Castilla J.C. (1997) Chemical induction of settlement and metamorphosis in *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) larvae. pp 105-106. En: Book of abstracts, 11 th International Pectinid Workshop, 10-15 abril, 1997. La Paz, B.C.S. Mexico.

Abarca A. (2001) Scallop hatcheries of *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) in Chile. A survey of the present situation. Pp. 74-75. Book of abstracts. 13th International Pectinid Workshop, Coquimbo, Chile.

Alagarswami, K. & Dharmaraj, S. (1984) Manual on pearl culture techniques C.M.F.R.I. Spl. Publ. **20**, 1-42.

Alagarswami, K, Dharmaraj S., Velayudhan T.S., Chellam A., Victor A A.C. & Gandhi A. D. (1983) Larval rearing and production of spat of pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould). *Aquaculture*, **34**, 287-301.

Alagaraswami K., Dharmaraj S., Velayudhan T.S. & Chellam A. (1987) Hatchery tecnology for pearl oyster production. In: K. Alagaraswami, editor. Pearl culture. *Bull. Cent. Mar. Fresh. Res. Inst.* 62-71.

Alagaraswami K., Dharmaraj S., Chellam A., Velayudhan T.S. (1989) Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). *Aquaculture* **76**, 43–56.

Ajana A.M. (1979) Preliminary investigation into some factors affecting the settlement of the larvae of the mangrove oyster *Crassostrea gasar* (Adanson) in the Lagos Lagoon. In: Proc. 6th Euro. Malac. Cong. Malacologia. **18**, 271-275.

Ambrose W.G., Peterson C.H., Summerson H.C. & Lin J. (1992) Experimental tests of factors affecting recruitment of the bay scallops, *Argopecten irradians*, to spat collectors. *Aquaculture* **108**, 67-86.

Anon (1991) Training Manual on Pearl oyster Farming and Pearl Culture in India. Prepared for the Pearl Oyster farming and Pearl Culture Taining Course Conducted by the Central Marine Fisheries Research Institute at Tuticorin, India and Organised by the Regional Seafarming Development and Demonstration Project (RAS/90/002).

Araya-Nunez O., Ganning B. & Buckle-Ramírez F. (1995) Embryonic development, larval culture and settling of American pearl-oyster (*Pteria sterna*, Gould). *Californian Fish and Game* **81**, 10-21.

Bourne N., Hodgson C.A. & Whyte J. N. C. (1989) A manual for scallop culture in British Columbia. Can. Tech. Rep. Fish. Aquat. Sci., No. 1694, 215 pp.

Bourne N. & Hodgson C.A. (1991) Development of a viable nursery system for scallop culture. In: *An International Compendium of Scallop Biology and Culture* (ed. by Shumway S. E. & Sandifer P.A.), World Aquaculture Workshops, no. 1, The World Aquaculture Society, Baton Rouge, pp. 273-280.

Cranfield, H.J. (1970) Some effects of experimental procedure on settlement of *Ostrea lutaria*. Hutton. N.2. *J. Mar. Freshwater Res.* **4**, 63-69.

Crisp D.J. (1974) Factors influencing the settlement of marine invertebrate larvae. In: P.T. Grant and A.M. Mackie (eds.), *Chemoreception in Marine Organisms*. Academic Press, N.Y., pp 177-263.

Dharmaraj S., Velayudhan T.S., Chellam A., Victor A.C.C. & Gopinathan G.S. (1991) Hatchery production of pearl oyster spat. *Pinctada fucata* Central Marine Fisheries Research Institute Special Publication no 49. Central Marine Fisheries Research Institute, Cochin, India.

Dybdahl R., Harders S. & Nicholson C. (1990) Developing on-growing techniques and disease prevention husbandry of pearl oysters in Western Australia (FIRTA Project 87-81) and on-growing mariculture techniques for the pearl oyster *Pinctada maxima* in Western Australia (FIRTA Project 89-60) – Final reports. Western Australian Marine Research Laboratories. Fisheries Department of Western Australia. Perth.

Fariás A., Uriate I. & Castilla J.C. (1998) A biochemical study of the larval and postlarval stages of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*. *Aquaculture* **166**, 37-47.

Fitt W.K., Coon S.L., Walch M., Colwell R.R. & Bonar D.B. (1990) Settlement behaviour of oyster larvae (*Crassostrea gigas*) in response to bacterial supernatants. *Mar.Biol.* **106**, 389-394.

Gervis M.H. & Sims, N.A. (1992) *The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae)*. ICLARM Stu. Rev. 21, 49 pp ODA, London.

Gosling E. (2003) *Bivalve Molluscs. Biology, Ecology and Culture*. Blackwell Publishing, Fishing News Books, pp. 442.

Gray J.S. (1974) Animal-sediment relationships. *Ocean. Mar. Biol. Ann. Rev.* **12**, 223-261.

Hadfield, M.G. (1984) Settlement requirements of molluscan larvae: new data of chemical and genetics roles. *Aquaculture* **39**, 283-289.

Harvey M., Miron G. & Bourget E. (1995) Resettlement of Iceland scallop (*Chlamys Islandica*) spat on dead hydroids: response to chemical cues from the protein-chitinous perisardic and associated microbial film. *J. Shellfish Res.* **14** (2), 383-388.

Helm M.M. & Laing I. (1987) Preliminary observations on the nutritional value of "*Tahiti Isocrysis*" to bivalve larvae. *Aquaculture* **62**, 281-288.

Hodgson C.A. & Burke R.D. (1988) Development and larval morphologic of the spiny scallop, *Chlamys hastata*. *Biol. Bull.* **174**, 303-318.

Holland D.L. (1978) Lipid reserves and energy metabolism in the larvae of benthic marine invertebrates. In: Malins D.C., Sergeant J.R. (Eds.). *Biochemical and Biophysical Perspectives in Marine Biology*. London Academic Press, pp. 85-123.

Holland D.L. & Spencer B.E. (1973) Biochemical changes in fed and starved oyster, *Ostrea edulis* L., during larval development, metamorphosis and early spat growth. *J.Mar.Biol. Assoc. UK* **53**, 287-298.

Hopkins A.E. (1935) Attachment of larvae of the Olympia oyster *Ostrea lurida*, to plane surfaces. *Ecology* **16**, 82-87.

King J.J. (1986) Juvenile feeding ontogeny of the geoduck *Panope abrupta* (Bivalvia:Saxicavacea), and comparative ontogeny and evolution of feeding in bivalves. PhD. thesis, University of Victoria, British Columbia.

Laing I. (1995). Effect of food supply on oyster spatfall. *Aquaculture* **131**, 315-324.

Laing I. & Millican P.F. (1986) Relative growth and growth efficiency of *Ostrea edulis* L. spat fed various diets. *Aquaculture* **54**, 245-262.

Little C. (1998) Mollus. Life Histor. In: Beesley P.L., Ross G.J.B., Wells A.(Eds.). *Mollusca: The Southern Synthesis*. Fauna of Australia, vol 5. CSIRO Publishing, Melbourne, pp. 23-29. Part B viii 565-1234pp.

Martínez G., Aguilera C., Campos E.O. (1999) Induction of settlement and metamorphosis of the scallop *Argopecten purpuratus* Lamarck by excess K⁺ and epinephrine: Energetics costs. *J. Shellfish Res.* **18**,41-46.

Martínez-Fernández E., Acosta-Salmón H., Rangel-Dávalos C., Oliveira A., Ruiz-Rubio H. & Romo-Pinera A.K. (2003) Spawning and larval culture of pearl oyster *Pinctada mazatlanica* in the laboratory. *World Aquacult.* **34**, 36-39.

Martínez-Fernández E., Acosta-Salmón H. & Rangel-Dávalos C. (2004) Ingestion and digestion of 10 species of microalgae by winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) larvae. *Aquaculture.* **230** 417-423.

Monteforte M. & Garcya-Gasca A. (1994) Spat collection studies of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) in Bay of La Paz, South Baja California, Mexico. *Hydrobiologia* **291**, 21-34.

Monteforte, M. & Bervera, H. (1994) Spat collection trials for pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahía de La Paz, South Baja California, Mexico. *J. Shellfish Res.* **13**(1): 341-32.

Monteforte M. & Wright H. (1994) Ecology of pearl oyster spat collection in Bahya de La Paz, South Baja California, Mexico: temporal and vertical distribution, substrate selection, associated species. *J. Shellfish Res.* **13** (1), 342-343.

Monteforte M. (2003) Aprovechamiento racional de las ostras perleras (*Pinctada mazatlanica* y *Pteria sterna*) em Bahia de La Paz, Baja California Sur, México: cultivo, repoblamiento y perlicultura. Informe final del proyecto Q0008-CONABIO, CIBNOR.

O'Foighil D.O., Kingzett B., O'Foighil G. & Bourne N. (1990) Growth and survival of juvenile Japanese scallops *Patinopecten yessoensis* in nursery culture. *J. Shellfish Res.* **9**, 135-144.

Phelger C.F. & Cary S.C. (1983) Settlement of spat of the purple-hinge rock scallop *Hinnites multirugosis* (Gale) on artificial collectors. *J. Shellfish Res.* **3**, 71-73.

Pit J.H. & Southgate P.C. (2000) When should pearl oyster *Pinctada Margaritifera* (L.), spat be transferred from the hatchery to the ocean? *Aquaculture Research* **31**, 773-778.

Ritchie T.P. & Menzel, R.W. (1969) Influence of light on larval settlement of American oysters. *Proc. Natl. Shellfish Assoc.* **59**:116-120.

Rose R.A. (1990) A manual for the artificial propagation of the gold-lip or silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) from Western Australia. Fisheries Department, Perth, 41 pp.

Rose R.A. & Baker S.B. (1994) Larval and spat culture of Western Australian silver or gold pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Molusca:Pteridae). *Aquaculture* **126**, 35-50.

Rose R.A. & Baker S.B. (1989) Research and development of hatchery and nursery culture for the pearl oyster, *Pinctada maxima*. FIRTA project 87/82, Final Report. Fisheries Department of Western Australia, 36 pp.

Salvador G.C. (2009) A influência do tipo de coletor e do período de destaque, na sobrevivência de sementes de *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) em sistemas de cultivo na região da Baía Norte da Ilha de Santa Catarina. Dissertação de Mestrado. Departamento de Aqüicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, 36p.

Saucedo P.E. & Southgate P.C. (2008) Reproduction, Development and Growth. In: Southgate P, Lucas J (eds.). *The Pearl Oyster*, Elsevier, Oxford. pp. 231-272.

Silva M.A. (1987) Larval behavior of the sea scallop *Placopecten magellanicus* under laboratory conditions: effect of light on swimming behavior through development. *J.Shellfish. Res.* **7**(1), 176.

Southgate P.C. & Beer A.C. (1997) Hatchery and early nursery culture of black lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.). *Journal of Shellfish Research* **16** (2), 561-567.

Southgate P.C. & Ito M. (1998) Evaluation of a partial flow-through culture technique for pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.) larvae. *Aquacultural Engineering* **18**, 1-7.

Southgate P.C. (2008) Pearl oyster culture. In: Southgate P.C., Lucas J. (Eds.) *The pearl Oyster*. Elsevier 1st Ed. pp. 231-272.

Taylor J.J., Southgate P.C. & Rose R.A. (1998a) Effects of mesh covers on growth and survival of silver-lip pearl oyster (*Pinctada maxima*, Jameson) spat. *Aquaculture* **153**, 41-49.

Taylor J.J., Southgate P.C. & Rose R.A. (1998b) Assessment of artificial substrates for collection of silver-lip pearl oyster (*Pinctada maxima*, Jameson) spat. *Aquaculture* **162**, 219-230.

Thompson P.A., Guo, Min-xin & Harrison. (1993) The influence of irradiant on the biochemical composition of three phytoplankton species and their nutritional value for larvae of the Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*). *Marine Biology* **117**, 259-268.

Tremblay M.J. & Sinclair C. (1990) Sea scallop larvae *Placopecten magellanicus* on Georges Bank: vertical distribution in relation to water column stratification and food. *Mar.Ecol. Progr. Series.* **61**, 1-15.

Tritar S., Prieur D., Weiner R. (1992) Effects of bacterial films on the settlement of the oysters *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793), *Ostrea edulis*, Linnaeus, 1750, and the scallop *Pecten maximus* (Linnaeus, 1758). *J. Shellfish Res.* **11**, 325-350.

Uriate I., Rupp G. & Abarca A. (2001) Los moluscos Pectínídeos de Iberoamérica: Ciencia e Acuicultura. En: A.N.Maeda-Martínez (ed.). Cap. 8 pp.147-171.

Weeb K.L. & Chu F.L.E. (1983) Phytoplankton as a source for bivalve larvae. In: Proceedings of the Second International Conference on Aquaculture Nutrition: Biochemical and Physiological Approaches to Shellfish Nutrition. G.P.Pruder, C.Langdon and D.Conklin (Ed.). Louisiana State University, Division of Continuing Education, Baton Rouge, LA, pp. 272-291.

Weiner R.M., Walch M., Labare M.P., Bonar D.B. & Cowell R.R. (1989) Effect of biofilms of the marine bacterium *Alteromonas colwelliana* (LST) on set of the oysters *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) and *C. virginica* (Gmelin, 1791). *J. Shellfish Res.* **8**, 117-123.

Zanette, G. Ferreira, J.F, Silva, F.C., Pereira, A., Melo, C.M.R. (2009) Influence of the type of collector preparation periods of the settling rate of scallop *Nodipecten nodosus* L. in the laboratory. *Aquaculture Reseach* **40**, 1451-1458.

CAPÍTULO VII

Brazilian Journal of Biology Número da referência de recebimento na BJB: BJB-138/09

Crescimento e sobrevivência da ostra perliífera
Pteria hirundo (Linnaeus, 1758) em etapa intermediária de cultivo
em Santa Catarina, Brasil

Albuquerque, MCP.^{a*}, Alves, R.^b, Zanandrea, ACV.^b, Ferreira, JF.^a and Magalhães ARM.^b

^a Laboratório de Moluscos Marinhos, Universidade Federal de Santa Catarina, Servidão dos Coroas s/n, Barra da Lagoa, CEP 88061-600. Florianópolis, SC, Brazil

^b Núcleo de Estudos em Patologia Aquícola - CCA – UFSC
Rodovia Admar Gonzaga, 1346
88034-001 - Itacorubi – Florianópolis, SC, Brazil

*e-mail: mcpa73@click21.com.br

Resumo

No Brasil não há registro de cultivos para ostras da família Pteridae, gêneros *Pteria* e *Pinctada*. O cultivo intermediário pode ser considerado um dos estágios críticos no processo de cultivo pois a mudança nas condições de vida de um ambiente semi fechado, oferecido pelo coletor de sementes, para as estruturas intermediárias, utilizadas para criar os bivalves, representam um fator de estresse considerável a estes animais. Este trabalho teve como objetivo avaliar o crescimento e sobrevivência de ostras perliíferas *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) mantidas em lanternas intermediárias. Sementes de *P. hirundo*, obtidas em larvicultura realizada no Laboratório de Moluscos Marinhos (UFSC), sul do Brasil, foram destacadas dos coletores, transferidas e mantidas em sistema intermediário de cultivo. Durante 6 meses foi avaliado o crescimento (altura dorso ventral - DVH - em mm) e a sobrevivência (%). Foram testadas duas classes de tamanho: média (M) entre 34 e 44 mm e grande (G) maior que 45 mm. A densidade de

ocupação de cada andar da lanterna foi de 50% da área superficial do andar. Ao final do período avaliado a sobrevivência de dos indivíduos da classe M foi de 89,97% e para a classe G foi 94%. Animais M de *P. hirundo* tiveram um crescimento médio de 16,1 mm (\pm 4,38) de altura dorso ventral e os G apresentaram um aumento médio de 11,4 mm (\pm 3,77). O resultados observados para *Pteria hirundo* durante os seis meses do experimento indicam que esta espécie pode ser mais uma opção de cultivo para o litoral do Brasil.

Palavras-chave: ostras perlíferas, cultivo intermediário, crescimento, sobrevivência, , *Pteria hirundo*

1.Introdução

Como forma de ofertar novas opções de cultivo tanto em termos de investimento quanto de alternativas de locais para implantação de cultivos, pode-se explorar diversas espécies de moluscos comestíveis existentes na costa brasileira (Magalhães, 1995). No entanto, é mais interessante iniciar a diversificação por espécies que sejam conhecidas e apresentam bom rendimento e potencial de comercialização em outros locais (Ferreira, 1998).

Considerando o potencial de organismos da família Pteriidae, como é demonstrado em cultivos em outros países (FAO, 1991) incluindo a capacidade de gerar divisas em conjunto com a atividade turística (Willians *et al.*, 2000), o Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) está iniciando pesquisas de produção em laboratório e cultivo visando estudar a possibilidade de implantar cultivo e produção de ostras perlíferas da espécie *Pteria hirundo*.

Apesar do grande número de estudos sobre o cultivo de ostras perlíferas em diversos países, na América Latina o conhecimento sobre os parâmetros básicos para produção, ainda é deficiente e encontram-se de forma fragmentada na literatura.

No México existem vários trabalhos realizados com *Pteria sterna* e *Pinctada mazatlantica* (Monteforte e Cariño, 1992; Monteforte et al.,1994; Monteforte e Garcya-Gasca, 1994; Monteforte e Wright, 1994; Monteforte, et al., 1995; Monteforte et. al.,1996 ; Monteforte e Morales-Mulia, 2000).

A espécie *Pinctada imbricata* é estudada na Venezuela, Colômbia (Borrero, 1994; Pico et al., 1999) e Austrália (O'Connor e Lawler, 2004), demonstrando grande potencial de cultivo. No Brasil não há

registro de cultivos para ostras da família Pteridae, gêneros *Pteria* e *Pinctada*.

Os maiores produtores de pérola estão no Japão, China, Sul do Pacífico e Sudeste da Ásia. Trinta e duas nações estão em algum estágio de cultivo da pérola, da escala-piloto de pesquisa para uma produção maior (Fassler, 1995).

A ostra perlífera *Pinctada maxima* é cultivada de forma comercial na Austrália, Indonésia, Malásia, Mynamar e Filipinas; a *Pinctada margaritifera cumingi* na Polinésia Francesa, Ilhas Cook e em algumas ilhas do Pacífico Central; a *Pinctada martensi* no Japão e na China; a *Pinctada fucata* na Índia; a *Pteria penguin* no Japão e na Tailândia e a *Pteria sterna* no México (Fassler 1991; 1994; 1995).

Com relação ao tamanho dos pterídeos, a *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* são espécies de médio a grande porte (15 a 22cm). A gigante *Pinctada maxima*, encontrada no norte da Austrália, mar da Malásia a Filipinas, pode chegar a medir quando adulta 30 cm de diâmetro de concha. A *Pteria penguin*, encontrada na costa centro-oriental e sudeste da Ásia, alcança 22 cm de altura de concha e a *Pinctada margaritifera* da Polinésia Francesa, cujo tamanho é similar ao da *P. mazatlanica*. As espécies menores representam a maioria das espécies da família Pteriidae e raramente passam de 8 cm, como a *Pinctada imbricata* (Indo-Pacífico), a *Pinctada martensi* (Japão), a *Pteria hirundo* (Mediterrâneo) e a *Pteria colymbus* (Caribe) (Shirai 1994; Monteforte, 1996).

O método de seleção para o cultivo de bivalves varia de acordo com a condição do local, diferença de cultivo das espécies (Gaytan-Mondragon et al., 1993), economia (Rahama e Newkirk, 1987) e considerações práticas (Crawford et al., 1988).

O critério utilizado para avaliar se o método de cultivo é favorável para juvenis, depende das condições do local. São as mais relevantes: a composição e abundância de predadores e quantidade de “fouling” (Southgate e Beer, 2000).

Manejo, predação, densidade de estoque, colonização de espécies associadas, entre outros, são alguns dos fatores que também afetam o crescimento e a sobrevivência das ostras perlíferas jovens durante o início da criação (Gervis e Sims, 1992; Monteforte et al., 1994; 1996; Taylor et al., 1998).

Tradicionalmente, a indústria perlífera estabelecida no Japão, Austrália e Polinésia Francesa beneficia-se da coleta de ostras no ambiente, entre adultos e juvenis grandes (Sims, 1993). Na Polinésia Francesa, por exemplo, as sementes que se fixam em coletores são

mantidas até atingirem o tamanho entre 60-90 mm (AQUACOP, 1982; Preston, 1990; Pouvreau e Prasil, 2001).

Por este motivo, o cultivo intermediário, focando sementes e juvenis pequenos, recebeu pouca atenção por pesquisas. No entanto, com o aumento da produção de sementes por laboratórios (Gervis e Sims, 1992) e o desenvolvimento de programas de coleta de sementes fora da Polinésia Francesa, onde as sementes são removidas dos coletores com menor tamanho (Monteforte e García-Gasca, 1994; Friedman et al., 1998), houve um maior interesse em pesquisar esta etapa para otimizar os métodos de cultivo berçário e intermediário de ostras perlíferas (Southgate, 2008).

Os métodos de cultivo para etapa de cultivo intermediário variam com a espécie e o local. A ostra perlífera *Pinctada mazatlanica* é cultivada no México em lanternas (lantern nets) e em bolsos de rede (pocket nets) e *Pteria sterna* é cultivada também em gaiolas plásticas (plastic cages) (Gaytan-Mondragon et al., 1993).

Friedman e Southgate (1999) realizaram estudos para cultivo de *Pinctada margaritifera* com lanternas, painéis de rede (panel nets) e cestas de plástico (plastic mesh trays) nas Ilhas Salomão. Na Polinésia Francesa o método de cultivo juvenis da mesma espécie *P. margaritifera*, consiste em remover as ostras dos coletores, perfurar a aurícula posterior da concha e prendê-las individualmente com arame ou linha de pesca. Este método é denominado “chaplets” (AQUACOP, 1982; Preston, 1990).

O cultivo de pérolas negras por ostras perlíferas da espécie *P. margaritifera* é uma indústria significativa para o povo do Pacífico Sul. A Polinésia Francesa produz anualmente US\$ 117 milhões sendo que as Ilhas Cook produzem cerca de US\$ 2.6 milhões (Norton et al., 2000).

Este trabalho teve como objetivo avaliar o crescimento e sobrevivência da ostra perlífera *Pteria hirundo*, mantidas em lanternas, durante a etapa de cultivo intermediário.

2. Material e Métodos

A espécie *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) é um bivalve que pertence à família Pteridae (Rios, 2009), também encontrada na bibliografia com as sinónimas *Pteria colymbus* (Röding, 1798) e *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (Abbott, 1974). Sementes da ostra perlífera *Pteria hirundo*, foram obtidas em larvicultura realizada no Laboratório de Moluscos Marinhos, do Departamento de Aquicultura da

Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/CCA/UFSC), localizado na Barra da Lagoa/Florianópolis (27°35'1.95"S, 48°26'30.58"O).

Após a fase de larvicultura, as larvas foram transferidas para tanques de assentamento com coletores e foram mantidas nestes por duas semanas. Após este período os coletores foram transportados a unidade de cultivo experimental de moluscos da UFSC, localizado na praia do Sambaqui/Florianópolis (27°29'22.66"S, 48°32'15.80"O). Neste local, os coletores, contendo as pré sementes, foram acondicionados em lanternas tipo berçário, utilizadas no cultivo de semnetes de ostra japonesa *Crassostrea gigas*. Estas foram fixas em sistema de cultivo flutuante e mantidas por 2 meses. Posteriormente as sementes foram destacadas dos coletores, contabilizadas e separadas por classes de tamanho para iniciar o experimento. Após a classificação foram novamente transferidas e mantidas em lanternas berçário e fixas ao sistema de cultivo flutuante. A partir desta etapa iniciou-se o experimento para verificar o crescimento e a sobrevivência das sementes.

Durante seis meses, de dezembro de 2006 a junho de 2007, a foi avaliado mensalmente o crescimento, considerando para tanto a altura dorso ventral em mm (Jiuan-Jiuan e Okutani, 2003) e a sobrevivência, apresentada em porcentagem. Foram acompanhadas duas classes de tamanho de sementes: média (M) entre 34–44 mm e grande (G) maior que 45 mm. A densidade ocupação de cada andar da lanterna foi de 50%. A frequência de limpeza das lanternas foi mensal e realizada com jato de água.

Análise estatística

Para comparação entre a porcentagem de sobrevivência no final do experimento foi usado um teste de comparação entre proporções (z test for 2 proportions / two-tailed test) – no programa XLSTAT 7.5.2 com alfa = 5% .

Para comparação do resultado final de crescimento partindo de indivíduos com altura diferente na amostra 0 – foi necessário realizar uma análise de covariância, considerando a covariável como o tamanho na amostra 0.

3. Resultados

Na classe de tamanho médio (M) o número inicial de animais foi de 319 e para a classe de tamanho grande (G) foi de 100. No

final do experimento, depois de seis meses, foram obtidos respectivamente 287 animais para a M e 94 para a G. Esses dados encontram-se expressos em porcentagem de sobrevivência na Tabela 1.

Animais médios (M) de *Pteria hirundo*, entre 34 – 44mm, tiveram um crescimento de 16,1 mm ($\pm 4,38$) de altura dorso ventral. Os da classe grande (G), maiores que 45mm, apresentaram um aumento de 11,4 ($\pm 3,77$) mm em 6 meses de experimento (Tabela 1).

No teste de comparação entre porcentagens para a sobrevivência final não foi possível encontrar diferença estatística entre os animais que iniciaram o experimento na classe M e os da classe G.

Utilizando a ANCOVA também não foi possível identificar diferença estatística entre o crescimento em altura para indivíduos que iniciaram o experimento na classe M com os que iniciaram na classe G.

De acordo com os resultados obtidos, as sementes da classe M possuem um crescimento mais acentuado, em relação ao tempo, quando comparado com as da classe G. Este resultado fica evidente analisando o ângulo da reta da classe M (2,31) que é maior que o da classe G (1,71) (ver Fig 1). A avaliação da covariância não apresentou diferença estatística entre as classes M e G demonstrando que, na etapa final da avaliação do experimento, as duas classes avaliadas possuem estatisticamente o mesmo tamanho.

As temperaturas da água do mar, no local do experimento, apresentaram os maiores valores nos meses de verão entre dezembro e março iniciando declínio com a aproximação do inverno até o mês de julho, quando a avaliação foi encerrada (Figura- 2).

Tabela1- Crescimento em altura (mm) e sobrevivência em porcentagem para as duas classes de tamanho (M e G) da ostra perlífera *Pteria hirundo*.

AMOSTRA	ALTURA (mm)		SOBREVIVÊNCIA (%)	
	M	G	M	G
T0	39,40 (±2,17)	45,30 (±4,98)	100	100
T1	42,00 (±7,54)	45,30 (±3,87)	99,06	100
T2	43,83 (±3,53)	46,10 (±1,47)	99,06	100
T3	45,50 (±4,68)	48,10 (±2,88)	99,06	100
T4	46,70 (±3,56)	50,33 (±2,02)	89,97	94
T5	51,00 (±4,79)	50,90 (±5,03)	89,97	94
T6	55,50 (±4,40)	56,70 (±6,15)	89,97	94

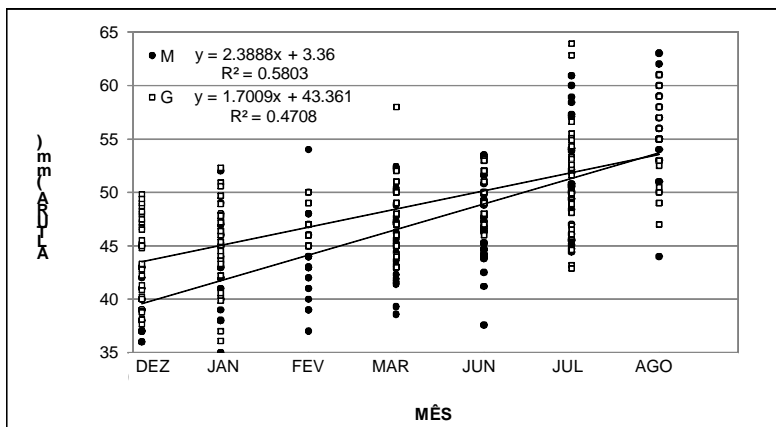


Figura 1- Representação do crescimento em altura para as duas classes de tamanho (M e G) de *Pteria hirundo* durante o período experimental.

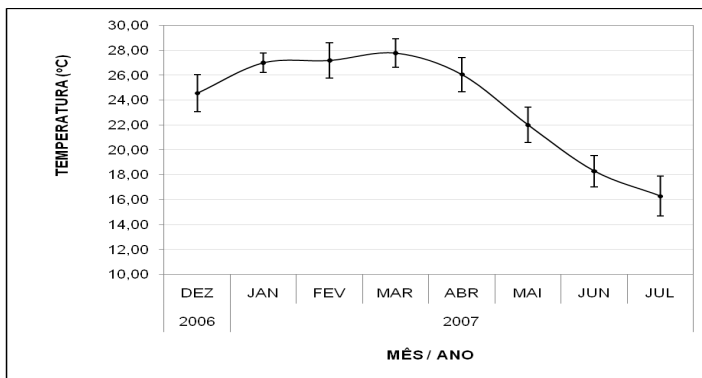


Figura 2- Temperaturas médias da água do mar, no local do experimento.

4. DISCUSSÃO

O manejo de *Pteria hirundo*, durante a condução do experimento, foi realizado com as sementes sempre imersas em recipiente com água salgada do próprio local de cultivo. O método de destacamento das sementes dos coletores, dentro de recipiente com água, e adequado tamanho destas não causaram estresse para esta espécie, proporcionando alta taxa de sobrevivência nas duas classes de sementes testadas. O tempo que as sementes permaneceram nos coletores foi de 3 meses.

O cultivo berçário pode ser considerado um estágio crítico no processo de cultivo de *Pinctada mazatlanica*. A mudança nas condições de vida, de um ambiente semi fechado, oferecido pelo coletor de sementes, para um “exposto”, como gaiolas ou caixas, utilizadas para criar as sementes, representam um fator de estresse considerável aos quais os juvenis são submetidos (Monteforte e Garcia-Gasca, 1994).

Em cultivos comerciais do gênero *Pinctada* a etapa berçário não é um processo distinto no processo de cultivo. Geralmente as sementes permanecem nos coletores por 6 meses e depois são transferidas e colocadas em diferentes tipos de gaiolas onde permanecem até a época de indução da pérola (Wada, 1973; Coeroli et al., 1984; Gervis e Sims, 1992).

Sementes de *Pinctada mazatlanica* tem sua sobrevivência afetada por fatores de estresse como destacamento do bisso, limpeza da concha e exposição ao ar (Taylor et al., 1997a). As pequenas sementes

de ostras perlíferas são mais vulneráveis, como mostra o estudo de Monteforte e Morales-Mulia (2000) que também recomenda um manejo cuidadoso numa frequência de 2 meses para evitar dano ao bisso. Ainda são necessários mais estudos para testar os efeitos de densidade e tempo de limpeza para *P. mazatlantica*.

Entretanto para *Pinctada mazatlantica*, bem como para *Pteria sterna*, pesquisas preliminares indicaram que os coletores devem ser recuperados não mais tarde que 3 meses após a imersão. Caso contrário uma alta mortalidade das sementes pode ocorrer como resultado de predação e competição entre espécies associadas (Monteforte e Garcia-Gasca, 1994; Monteforte e Wright, 1994; Monteforte et al., 1995; Wright, 1997).

Neste estudo foi verificado que a espécie *Pteria hirundo* apresenta comportamento gregário, fixando-se entre si com o bisso. Porém não foi observada fixação na lanterna berçário. Enquanto ostras perlíferas grandes, como *Pinctada mazatlantica*, não exibem comportamento gregário (Monteforte e Cariño, 1992), este comportamento é comum em menores como *P. martensi*, *P. fucata* (Chellan et al., 1983; Chellan, 1987; Wada, 1991; Gervis e Sims, 1992) e *P. radiata* (Salvat e Rives, 1980), bem como espécies do Caribe como *Pinctada imbricata* e *Pteria colymbus* (Borrero, 1994; Lodeiros et al., 1999). Ostras que crescem nestas condições, agregadas, apresentam taxas de crescimento reduzidas, deformidades na concha e proporção de tamanho irregular, predominando ostras menores (Southgate e Beer, 1997; Taylor et al., 1997b; Friedman e Southgate, 1999).

Friedman e Southgate (1999) verificaram que juvenis de *P. margaritifera* fixadas na malha de plástico da bandeja mostraram uma taxa de crescimento significativamente maior quando comparada com as sementes que estavam soltas durante o cultivo berçário.

Métodos de cultivo que limitam o contato físico entre os juvenis como o de bolsos (pocket panel nets) e presas pela aurícula (chaplets) previnem o agrupamento e permitem um crescimento uniforme (Southgate e Beer, 2000).

Ao final de 6 meses de cultivo em lanternas, a sobrevivência de *Pteria* obtida foi de 89,97% para exemplares da classe média e 94% para os da classe grande. Estes valores são semelhantes aos de experimentos realizados com diferentes espécies de ostras perlíferas.

Para juvenis de *Pinctada margaritifera*, originados em laboratório, Southgate e Beer (2000) encontraram 100% de sobrevivência, sendo que estes valores variaram com o tamanho dos juvenis e método de cultivo. Uma sobrevivência de 68-88% foi

reportada para juvenis de *P. margaritifera* com 3-5 meses de idade com tamanho em altura inicial de 9,8-13,9 mm cultivadas por 19 semanas em cestas e lanternas berçário (Southgate e Beer, 1997).

A mortalidade, para juvenis de *P. margaritifera* com 6-12 meses cultivados na Polinésia Francesa, foi de aproximadamente 30% (Coeroli et al, 1984). Nas Ilhas Salomão a média de sobrevivência 86,9% foi reportada em juvenis de *P. margaritifera* (24-33 mm altura dorso ventral DVH) criadas em lanternas berçário, por 3 meses (Friedman e Southgate, 1999).

Beer e Shouthgate (2000) testaram por 8 meses o cultivo de juvenis de *P. margaritifera*. Concluíram que ostras cultivadas em sistema de bolso (24-pocket panel nets) cresceram menos que ostras cultivadas individualmente, presas pela aurícula ao sistema de cultivo. Observaram que, possivelmente, o “fouling”, que cresce rapidamente na tela da estrutura, limita a disponibilidade de alimento das ostras.

Taxas de crescimento de juvenis de *Pinctada mazatlanica* não diferiram em relação ao método de cultivo testado por Gaytan-Mondragon et al. (1998). Mas houve significativa diferença quanto a sobrevivência de animais cultivados em gaiolas (cages) com 99% de sobrevivência e lanternas com 65%, após 22 meses de avaliação. Neste mesmo estudo, entretanto, sementes de *Pteria sterna* apresentaram valores de crescimento e sobrevivência mais significativos quando cultivados em sistema de bolso quando comparado ao sistema de gaiolas.

Neste experimento a mudança dos valores de sobrevivência de *P. hirundo* foi verificada a partir da terceira avaliação (Tabela -1). Tal fato pode ser atribuído a alteração de temperatura da água neste mesmo período (Figura-2) e/ou associado a um efeito negativo do “fouling” que cresceu sobre as ostras, prejudicando o fechamento das valvas e facilitando a ação de predadores no interior da lanterna com siris, caranguejos e planária. Para as duas classes de tamanho não foi verificada diferença estatística na sobrevivência final.

Fatores exógenos (como temperatura e salinidade) influenciam o metabolismo de moluscos bivalves por serem animais ectotérmicos e com circulação aberta. Um esforço para produzir e manter tecido germinativo associado a um fator de estresse (alteração de temperatura ou salinidade) em uma etapa inicial de crescimento em que há também grande dispêndio de energia para crescimento somático, poderiam causar a mortalidade de *Pteria hirundo*.

Como outros moluscos bivalves, a água constitui a maior proporção dos tecidos de ostras perlíferas (Dharmaraj et al., 1987). Eles

são osmorreguladores, isto é, seus fluidos intracelulares e extracelulares (=hemolinfa) são aproximadamente isosmóticos com a água da cavidade do manto. Estes ajustam as variações com os limites da água circundante. Durante períodos de estresse, como extremos ou mudanças rápidas de fatores ambientais, as ostras perliíferas podem ficar com suas valvas fechadas por dois dias ou mais (Funakoshi et al., 1985). Sementes de *Pinctada maxima* tem uma melhor taxa de crescimento em temperaturas entre 20-29°C (Mills 2000), de *Pteria sterna* entre 20-30°C (del Rio-Portilla et al., 1992).

De acordo com os resultados obtidos, as sementes de *P. hirundo* da classe M possuem um crescimento maior em relação ao tempo quando comparado com as da classe G. Este resultado fica evidente analisando o ângulo da reta da classe M (2,31) que é maior que o da classe G (1,71) (ver Fig 1). A análise de covariância não apresentou diferença estatística entre as classes M e G. Ficou demonstrado que, na etapa final da avaliação do experimento, as duas classes avaliadas possuem estatisticamente o mesmo tamanho.

Uma possível explicação para o crescimento mais rápido da classe M, seria que estas sementes ainda não estariam maduras sexualmente e estariam crescendo somaticamente (crescimento de concha) enquanto as da classe G estariam disponibilizando energia para reprodução (gametogênese). Portanto, o crescimento em altura seria menos acentuado. Do mesmo modo o baixo crescimento, em seis meses de avaliação (menos que 2 cm ver tabela 1) para as duas classes, pode ser justificado por investimento energético das sementes em constituição de tecido reprodutivo.

Em 6 meses de experimento os animais médios (M) de *Pteria hirundo*, entre 34 – 44 mm, tiveram um crescimento de 16,1 mm ($\pm 4,38$) de altura dorso ventral e os da classe grande (G), maiores que 45 mm, apresentaram um aumento de 11,4 ($\pm 3,77$) mm. O que se observa é uma equiparação no crescimento das duas classes de tamanho avaliadas no quinto mês de experimento (Figura 1). O crescimento verificado para esta fase de vida das ostras perliíferas avaliado neste experimento é menos intenso quando comparado aos primeiros meses de vida desta espécie.

Segundo Grotta e Lunetta (1980) este menor crescimento somático pode estar relacionado ao maior gasto de energia pelas fêmeas na produção dos ovócitos e na síntese do vitelo e nos machos a produção de espermatozóides. O ciclo gametogênico para moluscos bivalves envolve um período de repouso da atividade reprodutiva (período vegetativo), período de diferenciação celular, de crescimento

citoplasmático, de vitelogênese (maturação), de desova (liberação de gametas) e de reabsorção dos gametas que não foram liberados na desova (Barber; Blake, 1991).

Para Sastry (1975), os estágios no ciclo reprodutivo envolvem as interações entre fatores endógenos e exógenos. Os fatores exógenos são principalmente, temperatura, salinidade e abundância nutricional. Para os fatores endógenos o autor descreve a idade, o metabolismo e os hormônios.

Lodeiros et al. (1999), verificaram por 10 meses o crescimento de juvenis de *Pteria colymbus* com tamanho inicial de 13,5 mm de altura. Reportaram um rápido crescimento nos cinco primeiros meses e baixas taxas até o final do estudo.

Southgate e Beer (1997) observaram para juvenis de *P. margaritifera* um crescimento médio de 40,5 mm e peso médio de 7.4g, após 7 meses de cultivo, em sementes obtidas em laboratório na Austrália.

Coeroli et al. (1984) verificaram que sementes de *P. margaritifera*, coletadas no ambiente e cultivadas em sistema suspenso, na Polinésia Francesa, tiveram um crescimento de 8 -10 mm após 3 meses e 40-50 mm em altura dorso ventral (DVH) após 6 meses,.

Após o assentamento, a ostra perlífera, *Pinctada imbricata*, cresce cerca de 7 cm em 14 meses (León et al., 1987).

Alagarswami et al. (1989) observaram para sementes de *P. margaritifera*, produzidas em laboratório, cultivadas em “pearl nets” a 5 m de profundidade, uma taxa de crescimento diário de 0.4 mm de altura dorso ventral.

Nas Ilhas Salomão, Friedman e Southgate (1999) reportaram para juvenis de *P. margaritifera* com altura dorso ventral de 58.3-78.5 mm, um aumento de tamanho entre 20,4-24,8 mm em 3 meses e de 30,7-36,5 mm em 5 meses.

Sementes de ostras perlíferas cultivadas em regiões subtropicais, (como verificado em *Pteria hirundo* neste trabalho), como *Pinctada mazatlanica* tem um crescimento de 25mm (Saucedo e Monteforte, 1997) a 40mm no primeiro ano de cultivo (Gaytan-Mondragon et al., 1993); *P. fucata martensii* cresce 12mm (Wada, 1991). A espécie *Pinctada margaritifera* cultivada em áreas tropicais cresce de 27 mm (Buestel et al.,1995) a 52 mm no primeiro ano de cultivo (Elnaeim, 1984).

Para ostras perlíferas a seleção de um método de cultivo berçário deve considerar outros fatores além das vantagens biológicas puras (i.é crescimento e sobrevivência). A disponibilidade de unidades pré-

fabricadas (Pearl nets e cestas), que custam entre US\$ 7-9, deve ser considerada quando comparada com método de cultivo com a ostra presa pela aurícula (chaplets). Apesar de ser uma técnica barata, esta requer uma grande quantidade de mão de obra para sua confecção (Southgate e Beer, 2000).

De maneira prática os resultados obtidos com este trabalho demonstram que para esta etapa de cultivo intermediário de *Pteria hirundo*, deve-se optar em transferir sementes da classe M para lanternas definitivas sem precisar esperar que atinjam o tamanho da classe G uma vez que estatisticamente atingem o mesmo tamanho em 6 meses. A classe M atinge o tamanho inicial da classe G em 3 meses (Tabela 1). As espécies do gênero *Pteria* têm valor econômico significativo e grande potencial demonstrado em outros países onde se cultiva pérolas. *Pteria hirundo* pode vir a ser uma nova opção de cultivo de molusco nas atuais áreas e condições de maricultura no estado de Santa Catarina, Brasil.

5. Agradecimentos:

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e à CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

6. Referências Bibliográficas

ABBOTT, R.T., 1974 *American Seashells*. 2 ed. New York: van Nostrand Reinhold Co. 663p.

ALAGARSWAMI, K., DHARMARAJ, S., CHELLAM, A. and VELAYUDHAN, TS., 1989. Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). *Aquaculture* vol. 76, p. 43–56.

AQUACOP, 1982. *French Polynesia-Country report*. In: Davy, F.B., Graham, M. Eds., *Bivalve Culture in Asia and the Pacific*. Proceedings from a workshop 16–19 February 1982, Singapore. International Development Research Centre, Ottawa, p. 31–33.

BARBER, B.J. and BLAKE, N.J., 1991. Reproductive physiology. In: Shumway, S.E. *Scallop: biology, ecology and aquaculture*, Elsevier Amsterdam.

BEER, AC. and SOUTHGATE, PC., 2000. Collection of pearl oyster (Family Pteriidae) spat at Orpheus Island, Great Barrier Reef (Australia). *J. Shellfish Res.* vol 19, p. 821-826.

BORRERO J., 1994. Potential for pearl culture in Colombia, Abstracts, Pearls '94 International Conference, Honolulu, USA. *Journal Shellfish Research*, vol. 1, no. 13, p. 331-332.

BUESTEL, D., POUVREAU, S., TIAPARI, J., BOUGRIER, S., CHABIRAND, J.M., GEAIRON, P., FOUGEROUSE, A., 1995. Ecophysiology of the pearl oyster: Approach of the relations between the growth of the pearl oyster *Pinctada margaritifera* and the environment in the lagoon of Takapoto. IFREMER RIDRV 95-18 RA, Tahiti, 79 pp.

CHELLAM A. 1987. *Biology of pearl oyster*. In: Alagarwami K. (ed.), Pearl Culture. Bulletin of the Central Marine Fisheries Research Institute, Cochin, India, p. 13-29.

CHELLAM A., VELAYUDHAN TS., DHARMARAJ S., VICTOR ACC., GANDHI AD., 1983. A note on the predation on pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould) by some gastropods. *Indian Journal Fish*, vol. 30, p. 337-339.

COEROLI, M., De GAILLAND D., LANDRETT, JP. and COATANEA, D. 1984. Recent innovation in cultivation of molluscs in French Polynesia. *Aquaculture*, vol. 39, p.45-67.

CRAWFORD, C.M., LUCAS, JS., NASH, WJ., 1988. Growth and survival during the ocean-nursery rearing of giant clams, *Tridacna gigas*: 1. Assessment of four culture methods. *Aquaculture*, vol. 68, p.103-113.

del-RIO-PORTILLA, M., RE-ARAUJO, A.D., VOLTOLINA, D. 1992. Growth of the pearl oyster *Pteria sterna* under different thermic and feeding conditions. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* vol 89, p.221-227.

ELNAEIM, A.G., 1984. Variability in growth of the mother of pearl oyster *Pinctada margaritifera* in the Red Sea, Sudan. Th. Dalhousie Univ., 120 pp.

- FAO, 1991. *Pearl oyster farming and pearl culture*. Rome: FAO, 68p.
- FASSLER, RC., 1991. Farming jewels: The aquaculture of pearls. *Aquaculture Magazine* Sep/Oct, p. 34-52.
- FASSLER, RC., 1994. Abstracts of papers presented at Pearls '94, International Pearl Conference, Honolulu, Hawaii, May 14-19, *Journal Shellfish Research*, vol.13, no. 1, p. 325-354.
- FASSLER, R., 1995. Farming jewels, new developments in pearl farming. *World Aquaculture*, vol. 26, no 3, p. 5-10.
- FERREIRA, J. F., 1998. Repensando o mar para o século XXI – Maricultura. In: II Workshop Regional Sul sobre o Mar. Florianópolis, p. 83-89.
- FRIEDMAN, KJ. and SOUTHGATE, PC., 1999. Growout of blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* collected as wild spat in Solomon Islands. *Journal Shellfish Research*, vol.1 81, p.159-167.
- FUNAKOSHI, S., SUZAKI, T. and WADA, K. 1985. *Salinity tolerances of marine bivalves*. In: Sindermann, C.J.(Ed.), Environmental Quality and Aquaculture Systems. Proceedings of the 13th US Japan Meeting on Aquaculture, Mie, Japan, October 24-25, 1984. NOAA Technical Report NMFS 69. US Department of commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service, Springfield, VA, USA, pp.15-18.
- GAYTAN-MONDRAGON, IG., CACERES-MARTINEZ, C. and TOBIAS-SANCHEZ, M., 1993. Growth of the pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* in different culture structures at La Paz Bay, Baja California Sur, Mexico. *Journal World Aquaculture Soc.*, vol. 24, p.541-549.
- GERVIS, MH. and SIMS, NA., 1992. *The biology and culture of pearl oysters* (Bivalvia: Pteriidae). ICLARM Stu. Rev. London. ODA, vol. 21, 49 p.
- GROTTA, M. and LUNETTA, JE., 1980. Ciclo sexual de *Anomalocardia brasiliensis* (Gmelin, 1791) do litoral do Estado da Paraíba. *Revista Nordest. Biol.*, João Pessoa, vol. 3, no. 1, p. 5-55.

JUAN-JUAN, H. and OKUTANI, T., 2003. Taxonomy and Distribution of the Genera *Pteria* and *Pinctada* (Bivalvia: Pteriidae) in Taiwan. *Journal of Fisheries Society of Taiwan*, vol. 30, no. 3, p.199-216.

LEÓN, L., CABRERA T., and TROCCOLI L., 1987. Fijación e índice de engorde de la ostra perla *Pinctada imbricata*, Roding 1798 (Mollusca: Bivalvia) en tres bancos naturales del nororiente de Venezuela. *Contrib. Científicas 12, Cent. Invest. Científicas*, Univ. Oriente, Porlamar, Venezuela, 20 p.

LODEIROS C.J., RENGER J.J. and HIMMELMAN J.H. 1999. Growth of *Pteria colymbus* (Roding, 1798) in suspended culture in Golfo de Cariaco, Venezuela. *Journal Shellfish Research*, vol. 18, p. 155–158.

MAGALHÃES, A. R. M., 1995. Malacologia: Importância econômica. In: XIV Encontro Brasileiro de Malacologia. Porto Alegre, p. 85-86.

MILLS, D., 2000. Combined effects of temperature and algal concentration on survival, growth and feeding physiology of *Pinctada maxima* (Jameson) spat. *J. Shellfish Res.*, vol.19, p.159-166.

MONTEFORTE M. and CARIÑO M., 1992. Exploration and evaluation of natural stocks of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia, Pteriidae): La Paz Bay, South Baja California, Mexico. *AMBIO, Journal of the Human Environment*. vol. 21, p. 314–320.

MONTEFORTE M., BERVERA H. and MORALES S., 1994. Growth and survival of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* in extensive conditions at Bahía de La Paz, South Baja California, Mexico. *Journal of Shellfish Research* vol.13, no. 1, p. 344-345.

MONTEFORTE M. and GARCÍA-GASCA A., 1994. Spat collection studies of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) in Bay of La Paz, South Baja California, Mexico. *Hydrobiologia* vol. 291, no. 3, p.21-34.

MONTEFORTE M. and WRIGHT H., 1994. Ecology of pearl oyster spat collection in Bahía de La Paz, South Baja California, Mexico:

temporal and vertical distribution, substrate selection, associated species. *Journal of Shellfish Research* vol. 13, no. 1, p. 342-343.

MONTEFORTE ME., KAPPELMAN and ESPINOZA B.E., 1995. Spatfall annual survey of pearl oyster *Pteria sterna* (Gould) on experimental collectors at Bahía de La Paz, South Baja California, Mexico. *Aquaculture and Fisheries Management*, vol. 26, p. 497-511.

MONTEFORTE, M., 1996. *Cultivo de Ostras Perleras y Perlicultura*. In : Estudio del Potencial Pesquero y Acuícola de Baja California Sur.

MONTEFORTE, M., ALDANA, C., BERVERA, H., PEREZ V., RAMÍREZ JJ., SAUCEDO, P. and WRIGHT H., 1996. Effects of biofouling on growth and survival of pearl oysters *Pteria sterna* and *Pinctada mazatlanica* during nursery culture at station El Merito, Bahía de La Paz, South Baja California Mexico. Abstracts of the 1996 Annual Meeting of the World Aquaculture Society (WAS96). January 29-February 2, 1996. Bangkok, Thailand, pp. 258-259.

MONTEFORTE, M. and MORALES-MULIA, S., 2000. Growth and survival of the Califia mother-of-pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (Hanley 1856) under different sequences of nursery culture-late culture at Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. *Aquaculture Research*, vol. 31, p. 901-915.

NORTON, JH., LUCAS JS., TURNER, I., MAYER,RJ. and NEWNHAM, R., 2000. Approaches to improve cultured pearl formation in *Pinctada margaritifera* through use of relaxation, antiseptic application and incision closure during bead insertion. *Aquaculture*, vol. 184, p.1-17.

O'CONNOR, WA. and LAWLER, NF. 2004. Reproductive condition of the pearl oyster, *Pinctada imbricata*, Ro ding, in Port Stephens, New South Wales, Australia *Aquaculture Research*, vol. 35, p. 385-396.

PICO, D., NUÑEZ, M., NARVÁEZ, N. and LODEIROS, C., 1999. Crecimiento de la ostra perlífera *Pinctada imbricata* Ro ding, 1798 en condiciones de cultivo suspendido y de fondo en el Golfo de Cariaco, Venezuela. II Congreso Suramericano de Acuicultura, Pto. La Cruz, Venezuela, Memorias Resúmenes p. 115.

- POUVREAU, S. and PRASIL, V., 2000. Growth of black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* at nine culture sites in French Polinesia; syntesis of several sampling designs conducted between 1994 and 1999. *Aquatic Living Resour.* vol. 14, p. 153-202.
- PRESTON, G., 1990. Pearl oyster culture in three French Polynesian atolls, 1986–1987. SPC Pearl Oyster Information Bulletin vol.1, p. 10-12.
- RAHMA, IH. and NEWKIRK, GF., 1987. Economics of tray culture of the mother-of-pearl shell *Pinctada margaritifera* in the Red Sea, Sudan. *Journal World Aquaculture Society* vol. 18, no. 3, p. 156.
- RIOS, EC., 2009. *Compendium of Brazilian Sea Shells*. Rio Grande: Fundação Cidade do Rio Grande, EVANGRAF Ed., 668p.
- SALVAT, B. and RIVES C., 1980. *Les Coquillages de Polynesie*. Papeete : Editions du Pacifique, 392 p.
- SASTRY, A. N., 1975. Physiology and ecology of reproduction in marine invertebrates. in F. J. Vernberg, Ed., *Physiological Ecology of Estaurine Organisms*, University of South Carolina Press, Columbia, S. C. P. p. 279-299.
- SAUCEDO, P. and MONTEFORTE, M., 1997. Breeding cycle of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahia de La Paz, Baja California Sur, Mexico. *J. Shellfish Res.* vol.16, p. 103-110.
- SHIRAI, S., 1994. *An overview of pearl oyster culture in the world*. Conferencia magistral. Congreso Internacional Pearls. Honolulu, Hawaii.
- SIMS, NA., 1993. *Pearl oysters*. In: Wright, A., Hill, L. (Eds.), *Nearshore Marine Resources of the South Pacific*. IPS, Suva, FFA, Honiara, ICOD, Canada.
- SOUTHGATE, PC. and BEER, A.C., 1997. Hatchery and early nursery culture of black lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.). *Journal of Shellfish Research*, vol.16, no. 2, p. 561-567.

SOUTHGATE, PC. and BEER, AC., 2000. Growth of blacklip pearl oyster *Pinctada margaritifera* juveniles using different nursery culture techniques *Aquaculture* vol. 187, p. 97–104.

TAYLOR JJ., SOUTHGATE PC. and ROSE RA., 1997. Fouling animals and their effect on the growth of silverlip pearl oysters, *Pinctada maxima* (Jameson) in suspended culture. *Aquaculture*, vol. 153, p.31-40.

TAYLOR JJ., ROSE RA., SOUTHGATE PC. and TAYLOR CE., 1997b. Effect of stocking density on growth and survival of early juvenile silverlip pearl oysters *Pinctada maxima* (Jameson) held in suspended nursery culture. *Aquaculture*, vol. 153, p.41-49.

TAYLOR JJ., SOUTHGATE PC. and ROSE, RA., 1998. Effects of mesh covers on growth and survival of silver-lip pearl oyster (*Pinctada maxima*, Jameson) spat. *Aquaculture*, vol. 153, p. 41-49.

WADA K., 1973. Modern and traditional methods of pearl culture. *Underwater Journal*, vol. 5, no. 1, p.28-33.

WADA, K.T., 1991. *The pearl oyster, Pinctada fucata G Family Pteriidae*. In: Menzel, W. Ed., Estuarine and marine bivalve mollusc culture. CRC Press, Boston, p. 246–260.

WILLIAMS, MJ., BELL, JD., GUPTA, MV., DEY, M., AHMED, M., PREIN, M., CHILD, S., GARDINER, PR., BRUMMETT, R., JAMU, D., 2000. Responsible aquaculture can aid food problems. *Nature*, vol. 406, p. 673.

WRIGHT H., 1997. Ecología de la captación de semilla de madreperla *Pinctada mazatlanica* y concha nacar. *Pteria Sterna* (Bivalvia: Pteriidae), en la Isla Gaviota, Bahía de LaPaz, B.C.S., Mexico. La Paz: CICIMAR-IPN. 139p. [Tesis de Maestría].

CAPÍTULO VIII

Revista: **Brazilian Journal of Biology (BJB)**

Larvicultura em condições de laboratório do molusco de areia *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758).

Marcos Caivano Pedroso Albuquerque^{a*}, Jaime Fernando Ferreira^a

^a Laboratório de Moluscos Marinhos, Universidade Federal de Santa Catarina, Servidão dos Coroas s/n, Barra da Lagoa, CEP 88061-600. Florianópolis, SC, Brazil

*e-mail: mcpa73@click21.com.br

Abreviação do título: Larvicultura de *Cyrtopleura costata*

Autor para correspondências: Marcos C. P. de Albuquerque
Laboratório de Moluscos Marinhos - UFSC
*SERVIDÃO DOS COROAS S/N, BARRA DA LAGOA,
FLORIANÓPOLIS/SC-BRASIL CEP88061-600*
mcpa73@click21.com.br

Resumo

No Brasil, não há produção em laboratório de sementes e cultivo de moluscos de areia. O estudo do molusco de areia *Cyrtopleura costata*, asa-de-anjo, foi determinado por ser uma espécie nativa, apresentar bom rendimento e potencial de comercialização em outros locais. Os reprodutores foram obtidos sempre em maré seca, observando-se o orifício do sifão no substrato areno-lodoso. A manutenção de reprodutores em laboratório favoreceu a integridade dos animais, quando comparado a estruturas mantidas no mar. Tanques de manutenção de reprodutores com areia são desnecessários para esta espécie. A desova ocorre em poucos minutos após início da indução. Machos e fêmeas desovam gametas de coloração branca e não possuem dimorfismo sexual das gônadas. O tempo de larvicultura variou entre 29 e 34 dias, quando apresentavam larvas aptas ao assentamento. A larvicultura realizada com salinidade reduzida (20-25‰) apresentou um

percentual maior (63%) de larvas pédiveliger quando comparada a realizada com salinidade a 35‰ (12%). Provavelmente, a temperatura média da água, inferior a 24°C nas duas larviculturas, prolongou tempo do desenvolvimento larval. Larvas em formato “D” foram observadas 19 horas após a fertilização. O estágio de larva umbonada, observado com 8 dias e com 24 dias de larvicultura foi possível observar larvas pédiveliger, que possuíam mais de 174 µm de altura. Apenas na segunda larvicultura, com salinidade baixa (20- 25‰), observou-se uma larva com mancha ocelar (larva olhada) aos 32 dias de cultivo larval. Na fase de assentamento verificou-se que o uso de epinefrina favoreceu as larvas um maior tempo de sobrevivência, mas não o desenvolvimento para a fase de semente. O tempo de sobrevivência das larvas no tanque com substrato de areia foi de um dia, assim como o das larvas adicionadas em tanque com o substrato Netlon. Apesar do resultado de sobrevivência larval ainda não ser promissor, este estudo possibilitou o acompanhamento completo do desenvolvimento larval, indicou o melhor método de coleta e manutenção de reprodutores.

Palavras chave: Molusco de areia, larvicultura, assentamento, *Cyrtopleura costata*

1. Introdução

Mundialmente a produção de moluscos, considerando captura e aquíicultura representa a segunda posição em termos de quantidade e valor produção econômica, apenas atrás dos peixes produzidos em água doce. Quantitativamente os moluscos de areia contribuem com aproximadamente 1/4 da produção total dos moluscos em aquíicultura (FAO 2007).

Grande parte da produção mundial de moluscos de areia é fruto da captura de populações naturais. A maioria dos estoques é manejada por instituições governamentais para que não ocorra uma sobre-exploração. Dispositivos regulamentares geralmente restringem o esforço de captura através de licenças e controlando o tempo, a estação, o tamanho mínimo para coleta, quantidade etc. Em algumas partes do mundo, como China (*Solen*, *Sinonvacula* spp.), USA (*Mercenaria mercenaria*, *Mya arenaria*), Espanha e Portugal (*Tapes* (*Ruditapes*))

decussatus), sementes podem ser capturadas no ambiente natural e transferidas para parques de cultivo. A proporção da produção mundial, atribuída ao cultivo, não é precisamente conhecida. A maioria dos países não informa de onde se origina sua produção, se são originados em cultivo ou remanejados de estoques naturais. Na escala mundial, o molusco *Tapes (Ruditapes) philippinarum* (Manila Clam) é a espécie mais importante representando 48% da produção. É cultivado principalmente no Japão, China e República da Coreia. Os seguintes são *Anadara* spp. (Blood cockle) e *Solen, Sinonvacula* spp. (razor clams) produzidos em países do extremo oriente representando 22% da produção mundial (Spencer, 2002a)

Fazendas de moluscos de areia possuem tecnologia e alto nível de desenvolvimento na América do Norte e Europa (Jones et al., 1993). Para coleta de sementes no Maine EUA, dragas hidráulicas foram desenvolvidas para desenterrar as sementes de locais com alta densidade de assentamento. Estas são posteriormente transferidas para outros locais e remanejadas para densidades mais produtivas. No entanto, em alguns países, onde a quantidade de sementes selvagens é suficiente para o cultivo, ferramentas manuais e peneiras garantem a coleta (Hidu e Newell, 1989; Newell, 1991).

Sementes de moluscos de areia geralmente são de fácil obtenção em laboratório, mas poucas espécies são produzidas comercialmente por este método (Loosanoff e Davis 1964). Os métodos de produção são bem conhecidos, viáveis e ideais para países onde a quantidade de sementes produzidas no ambiente natural são insuficientes ou não confiáveis para satisfazer a demanda. Na América do Norte, *Mercenaria mercenaria*, *Tapes philippinarum* e *Mya arenaria* são as espécies mais produzidas comercialmente em laboratório. Na França, Espanha e Inglaterra *Tapes philippinarum* e *T. decussatus* são os mais produzidos e ocasionalmente *M. mercenaria* (Spencer, 2002a)

Apesar da importância econômica dos moluscos marinhos para o homem, principalmente como fonte de alimento, os estudos realizados ainda são muito escassos quando comparados ao número de espécies existentes. A maior parte das espécies de areia é desprivilegiada em termos de dados biológicos básicos, incluindo-se aspectos reprodutivos (Marques, 2004).

Estudos sobre a reprodução de bivalves marinhos são tidos como o alicerce para o estabelecimento de programas de manejo desses invertebrados. Podem favorecer a manutenção de estoques naturais e, assim, contribuir para o desenvolvimento de atividades extrativistas e de maricultura (Araújo, 2001). Para uma completa avaliação de uma

espécie de bivalve com potencial de cultivo é necessário avaliar sua biologia, desempenho em sistemas de cultivo e crescimento e sobrevivência em condições de laboratório (Urban, 2000).

A seleção de reprodutores para iniciar o cultivo em condições de laboratório é um importante fator a ser considerado. É importante obter animais de diferentes áreas, para evitar problemas resultantes de endocruzamento (Clayton, 1992).

O processo inicia-se com a coleta dos reprodutores em estoques naturais com tamanho comercial. A manutenção de reprodutores consiste em oferecer condições adequadas para favorecer o desenvolvimento gonádico. Assim em indivíduos que apresentam em seu ciclo reprodutivo um curto período de maturidade, pode-se conseguir um número maior de desovas ao longo do tempo. Este processo se realiza controlando os fatores físicos, alterando a temperatura e alimentação, controlando a quantidade e qualidade das microalgas disponibilizadas para que se consiga adiantar a maturidade sexual e potencializar a fecundidade dos progenitores melhorando a qualidade dos ovos e a viabilidade larval, permitindo assim, otimizar seu cultivo (Patiño e González, 2006).

Em várias regiões do Brasil, muitas espécies de bivalves presentes em áreas intermareais são comestíveis e têm sido amplamente coletadas. Há um consumo intenso de berbigão (*Anomalocardia brasiliiana* e *Tivela mactroides*), rala-coco (*Trachycardium muricatum*), ostra (*Crassostrea brasiliiana*), mexilhões (*Perna perna*), sururus (*Mytella falcata*), lambreta (*Lucina pectinata*), concha e tarioba (*Iphigenia brasiliensis*) e unha-de-velho (*Tagelus pleibeus*) (Narchi, 1972; Araújo, 2001).

Moluscos da família Pholadidae são comercializados em diversas partes do mundo. O asa-de-anjo, *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758), é comercialmente importante no México, Cuba, Porto Rico e Chile. Esta espécie é um molusco de areia com potencial de cultivo (Gustafson et al., 1991).

Embora não seja cultivado em larga escala nos Estados Unidos, *C. costata* encontra-se como uma espécie atrativa para aquicultura devido a taxa de crescimento alta e por não necessitar de condições físicas especiais (Creswell et al., 1993; Gustafson et al., 1991; HBOI report to Florida Sea Grant, 1992).

O rápido crescimento da pós-larva de *C. costata* indica que moluscos em tamanho comercial (5-7 cm) podem ser cultivados na Flórida em 6 meses, mais rapidamente do que qualquer outra espécie de bivalve da América do Norte (HBOI report to Florida Sea Grant, 1992).

No Brasil, não há produção em laboratório de sementes e cultivo de moluscos de areia. Com o objetivo de diversificar o cultivo de moluscos bivalves em Santa Catarina, escolheu-se a espécie *Cyrtopleura costata* por ser nativa, apresentar bom rendimento de crescimento e potencial de comercialização já comprovado em outros países.

2. Material e Métodos

2.1 Material biológico

***Cyrtopleura costata*:**

A espécie (Figura 1) ocorre em águas rasas ao longo da costa sudoeste dos Estados Unidos, de Massachusetts à Florida, do Golfo do México ao estado do Texas, costa oeste da Índia, Suriname, Brasil (Pará ao Chui, RS) (Rios, 2009). Também ocorre em Cuba, América Central e América do Sul. Como outros bivalves, *Cyrtopleura costata* é filtrador e usa o sifão inalante para transportar microalgas e zooplâncton para dentro de seu corpo. O alimento contido na água é filtrado pelas brânquias e movido por cílios para a boca. A água filtrada, detritos e gametas são eliminados pelo sifão exalante (Gustafson et al., 1991).



Figura 1 – Reprodutores de *Cyrtopleura costata* (a) e evidenciando as aberturas (inalante e exalante) do sifão (b). A barra representa 1 cm.

2.2 Coletas

De um total de 10 coletas, 08 foram realizadas na ponta da Praia da Daniela ($27^{\circ}27' S$ $48^{\circ}32' O$), Florianópolis, Santa Catarina, Brasil (Figura-3). O substrato do local é areno lodoso, com granulometria fina. Os animais foram coletados na maré seca, manualmente, observando o local de saída dos sifões no substrato. Como instrumento usou-se pá de jardinagem e mão protegida com luva de fio de aço. No local os animais coletados foram acondicionados em caixa de isopor 15L e imediatamente transportados ao Laboratório de Moluscos Marinhos, localizado na Barra da Lagoa ($27^{\circ}35'S$ e $48^{\circ}32'W$) ou para unidade de campo localizada na Ponta do Sambaqui, também na Ilha de Santa Catarina (Figura-5). Outro local de coleta foi no município de São José ($27^{\circ}33' S$ $48^{\circ}36' O$), cidade pertencente a grande Florianópolis. O terceiro local de coleta foi ao norte do Estado

de Santa Catarina, na cidade de São Francisco do Sul, na Baía da Babitonga (26°13' S 48°39' O).

O tempo de deslocamento, do local da coleta da Praia da Daniela e município de São José ao laboratório, foi em média de 2 horas. Do município de São Francisco do Sul, ao laboratório, o tempo do transporte dos reprodutores foi de 5 horas.

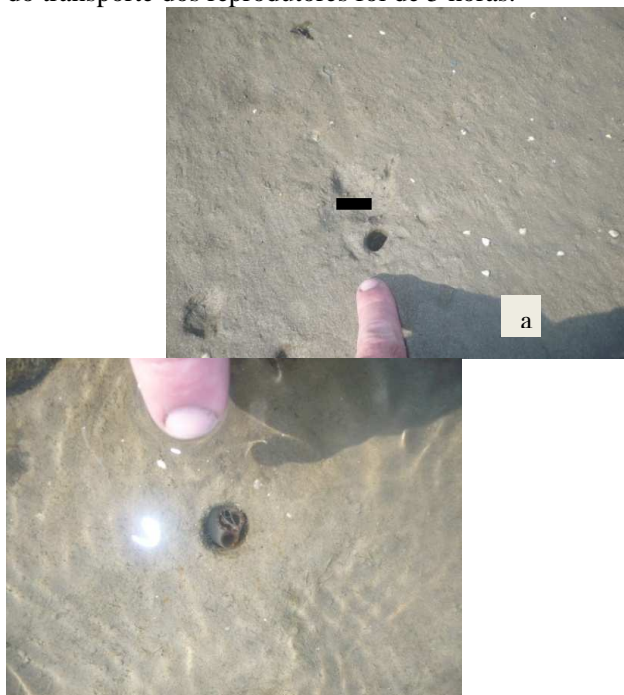


Figura 2- Orifício do sifão de *Cirrholeura costata*, na maré seca (a) e recoberto com água (b), no ambiente. A barra representa 1 cm.

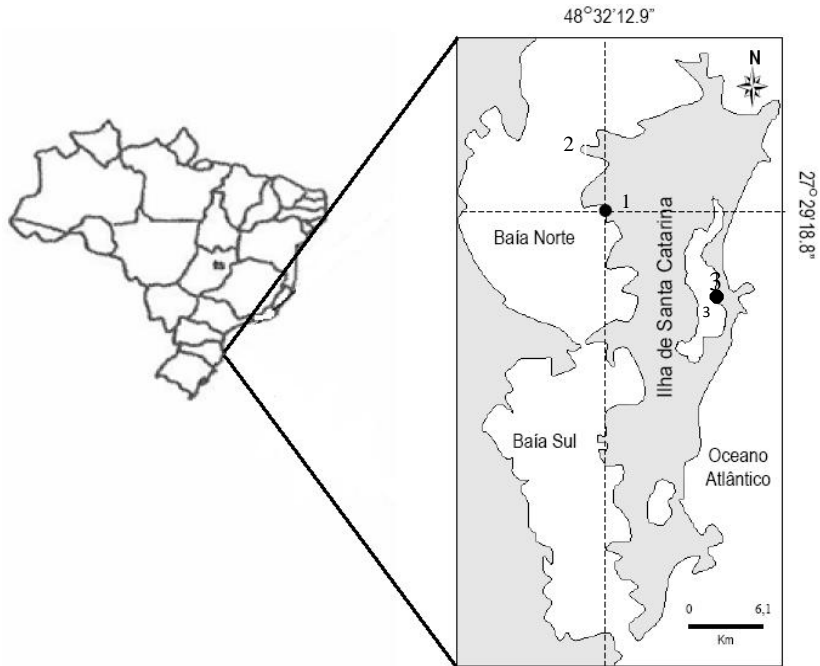


Figura 3 – Mapa de localização da região de estudo principal, localizada nas baías Norte e Sul da Ilha de Santa Catarina, onde se encontra o parque aquícola do LMM-UFSC na praia do Sambaqui (1), o local de obtenção de reprodutores de *Cyrtopleura costata* (2) e a localização do LMM-UFSC na Barra da Lagoa (3) local de execução de experimentos de manutenção de reprodutores, larviculturas e assentamento.



Figura 4- Local de coleta de *Cyrtopleura costata* evidenciando a transição entre mangue e praia. Praia da Daniela (27°27' S 48°32' O).

2.2.1 Manutenção de reprodutores em laboratório

Para manutenção dos reprodutores, foram testados cinco tipos de tanques. O primeiro tanque possuía 150 L de volume, confeccionado em plástico. Nele foi adicionada uma camada de 25 cm de areia fina branca (quartzo) no fundo. Os animais foram enterrados manualmente, pois quando adultos não possuem mais esta capacidade. As microalgas foram fornecidas 2 vezes por dia na proporção de 1:1 de *Isocrisis aff galbana* e *Chaetoceres calcitrans*. Dentro do tanque foi colocada aeração moderada com pedra porosa; a troca de água foi diária.

O segundo tanque com 150 L de volume, também confeccionado em plástico. Ao fundo foi adicionada uma camada de 10 cm de brita (granulometria 4cm). Sobre a brita, uma tela de 250µm e sobre a tela uma camada de 20 cm de areia fina de praia (quartzo). Neste tanque foi adicionado um sistema de recirculação de água, com utilização de sistema “dowelling”. Ou seja, a água saía por baixo da brita por um cano que devolvia a água na superfície do tanque com auxílio de um soprador de ar. Para alimentação as microalgas (*Isocrisis* e *C. calcitrans*) foram armazenadas em um reservatório de 100L e caíam no tanque por gravidade. Os animais foram enterrados manualmente; a troca de água do tanque foi diária.

No terceiro tipo de tanque, de plástico, o volume era de 280L sendo construído um sistema de filtro biológico no fundo do tanque, para promover a oxigenação da areia. No fundo do tanque foi colocado um estrado de plástico com 12 cm de altura. Abaixo do estrado, foi encaixado um cano (de PVC de 25mm) no perímetro do tanque e saindo de cada vértice, um cano que ficava a 20cm acima da linha d'água (4 canos). A água era impulsionada por soprador de ar. Sobre o estrado foi colocado uma tela de 250 μ m e uma camada de 20cm de areia. Para alimentação as microalgas foram armazenadas em um reservatório de 100L e caíam no tanque por gravidade. Os animais foram enterrados manualmente; a troca de água foi diária.

O quarto tanque foi confeccionado idêntico ao terceiro, substituindo-se o substrato areia por aragonita (concha moída).

O quinto tipo de tanque foi de fibra de vidro com 200L de volume sendo os animais colcados direto ao fundo. A água (0,5L/min a 22°C) foi fornecida constantemente, oriunda do sistema de manutenção de reprodutores do laboratório. O alimento gotejava constantemente por duas torneiras (2 tipos de microalgas); a aeração foi feita por soprador de ar e com pedra porosa.

2.2.3 Manutenção de reprodutores no mar

Na primeira tentativa de manutenção de reprodutores em campo, cinco animais foram coletados, na ponta da Praia da Daniela e transportados, em caixa de isopor, com água do mar do local da coleta, para a unidade de campo do Laboratório de Moluscos Marinhos. Neste local foram mantidos em um andar de lanterna de ostra japonesa a qual foi presa ao sistema de cultivo suspenso.

Seis animais foram coletados, na ponta da Praia da Daniela, para o segundo experimento. Os animais foram acondicionados dentro de uma caixa vazada de 50x35x30 onde internamente, foram fixados verticalmente, 6 canos de pvc de 50mm de diâmetro e com 30 cm de altura (Figura 7). Os animais foram envoltos por uma espuma, de 3mm de espessura (Figura 10) a qual foi fixada com um fino elástico, para proteção da concha (Figura 11). A parte superior do cano foi fechada com uma tela com malha de 1 mm e fixa com elástico fino e braçadeira plástica (Figura 7). Envolvendo esta estrutura foi fixada uma rede com 2 cm de malha na parte superior da caixa e fixa com elástico para proteção de eventual predação (Figura 08). Ao fundo da estrutura foi fixado um peso de 2 kg (Figura 10) para manter a estrutura na coluna de água, perpendicular ao sistema de cultivo suspenso.



Figura 5- Tanque com areia. A barra representa 10 cm.



Figura 6- Tanque sem areia. A barra representa 10 cm.
A barra representa 10 cm.



Figura 7- Caixa vazada.
A barra representa 15cm.



Figura 8- Peso e proteção. A
barra representa 15cm



Figura 9- Animal dentro do tubo.
A barra representa 3cm.



Figura 10- Espuma de
proteção. A barra
representa 3 cm.



Figura 11- Elástico para
compressão. A barra
representa 3cm.

Para o terceiro experimento foram coletados 12 animais que foram transportados em caixa de isopor com água do mar do local da coleta para a unidade de campo do LMM. Oito animais foram acondicionados em sacos de netlon (25 x 45 cm) (1 por saco), 2 sacos por andar ocupando 4 andares em uma lanterna de cultivo de ostra. Quatro animais foram colocados individualmente em bolsas (malha de nylon, de 1 mm, 20 x 20cm) com velcro utilizadas para cultivo de vieiras *Nodipecten nodosus* (2 por andar). A lanterna foi fixa ao sistema de cultivo flutuante no mar.

No quarto experimento foram coletados 08 animais que foram instalados em sacos de netlon (25 x 45 cm) (1 por saco), 2 sacos por andar ocupando 4 andares em uma lanterna de cultivo de ostra a qual foi fixada ao sistema de cultivo flutuante no mar.

O trabalho de manutenção e limpeza das estuturas foi semanal.

2.3 LARVICULTURA DE *Cyrtopleura costata*

2.3.1 Larvicultura de *Cyrtopleura costata* 01 (LC 01)

2.3.1.1 Coleta

Um total de 15 animais foram coletados no dia 17 de novembro de 2008, na ponta da Praia da Daniela, na maré seca (0.2 m) e transportados, em caixa de isopor de 15 L com água do local. Foram transportados imediatamente ao LMM da Barra da Lagoa. O tempo entre a coleta e o início da desova no laboratório foi de 3 horas. A temperatura da água utilizada no transporte foi 22.5°C.

2.3.1.2 Indução à desova

Os reprodutores tiveram suas valvas escovadas e imediatamente transferidos ao tanque de desova, com volume de 2500L, com água do mar a 25°C e 35‰. Foram suspensos em uma cesta de tela plástica (Figura 14). A desova aconteceu em poucos minutos; cada animal foi retirado do tanque e colocado em recipientes de 5L, com água do mar. Os oócitos foram retidos em malha de 18µm e transferidos para um recipiente de 20L, homogenizados e

contabilizados. Os gametas masculinos foram unidos e acondicionados em recipiente de 5L.



Figura 12- Cesta com reprodutores de *cyrtopleura costata*. A barra representa 8cm.

2.3.1.3 Fertilização

Os oócitos, foram fertilizados com 2 mL de solução de esperma para cada litro de solução de água do mar esterelizada com ultra violeta contendo oócitos. A cada 5 minutos observava-se em microscópio óptico a taxa de fecundação. Após a fertilização, os zigotos foram transferidos para um tanque com volume de 2500L, contendo água do mar a 25°C e 35‰.

2.3.1.4 Larvicultura

Após 24 horas, o tanque contendo as larvas foi drenado e a quantidade de larvas “D” contabilizada. As larvas foram devolvidas a um tanque limpo, com mesmo volume, com água renovada e com microalgas. A alimentação foi diária com microalgas *Pavlova* sp. e *Chaetoceros mulleri*. A proporção das microalgas sempre 1:1 e a concentração iniciando em $1,5 \times 10^4$ céls./mL, na primeira semana, 2×10^4 céls./mL na segunda semana e 3×10^4 céls./mL até o encerramento da larvicultura. A troca de água foi efetuada a cada 2 dias, e nos dias sem troca de água, foi fornecida a metade da alimentação do dia anterior. A salinidade da água nesta larvicultura foi mantida em 35‰. A média de temperatura da água, durante a larvicultura foi de $23,7^\circ\text{C}(\pm 0.7)$.

2.3.2 Larvicultura de *Cyrtopleura costata* 02 (LC 02) e assentamento.

2.3.2.1 Coleta

Um total de 09 reprodutores foram coletados no dia 02 de março de 2009 na ponta Praia da Daniela, na maré seca (0.2 m) e transportados imediatamente para o Laboratório de Moluscos Marinhos da Barra da Lagoa em caixa de isopor de 15L, com água do local, a 23°C, recobrando os animais.

2.3.2.2 Indução à desova

O mesmo procedimento do item 2.3.1.2

2.3.2.3 Fertilização

Idêntica a descrita no item 2.3.1.3

2.3.2.4.Larvicultura

No dia seguinte à desova, (24 horas) o tanque foi drenado e a quantidade de larvas “D” contabilizada. A alimentação foi diária, com metodologia idêntica a primeira larvicultura (LC 01). A troca de água do tanque foi efetuada a cada 2 dias. A salinidade da água nesta larvicultura foi mantida em 20‰ nos dez dias iniciais e alterada a 25‰ até 34 dias, quando foi encerrada a larvicultura. A temperatura média foi de 23.5 (± 1.2) As larvas então, foram transferidas para o tanque de assentamento. O crescimento larval desta larvicultura foi verificada a cada 2 dias, medindo-se altura e comprimento (Figura 14).

2.3.2.5 Assentamento

Um total de 231 mil larvas foram transferidas para tanque de assentamento com 1500 L, em sistema de circulação upwelling. Dentro do tanque haviam 3 cilindros de fibra de 50 cm de diâmetro com fundo de tela, para circulação da água. Em cada cilindro foram adicionadas 77 mil larvas. A troca de água e alimentação foram diárias.

Cada cilindro representou um tratamento, sendo as larvas colocadas para assentamento em areia, coletor Netlon e epinefrina.

Para o preparo da solução de epinefrina, foi utilizada uma proporção de 9:1 (água do mar tratada: solução de Epinefrina). A Epinefrina, concentrada em pó, foi dissolvida em água destilada (0,33g em pó para 1L de água destilada). Foram realizados três banhos de Epinefrina, a cada 48 horas, com duração de aproximadamente 3 horas (sendo homogêneo a cada hora).

A areia foi coletada em praia, com composição de quartzo, granulometria de 150 a 600 μm . Posteriormente esterelizada com água a 100°C com a utilização de 100g.

No terceiro tratamento, foi oferecido para o assentamento das larvas um coletor com material Netlon, o mesmo tipo utilizado para assentamento da vieira *N. nodosus*.

2.Resultados

3.1 Coleta

A data de realização das coletas está nos Quadros 01 e 02. Foram realizadas 10 coletas; com um total de 132 animais capturados. Estes foram submetidos a testes de manutenção em dois ambientes: em laboratório (102 animais) e no mar (30 animais). A média do comprimento de concha dos reprodutores de *Cytopleura costata* coletados foi de 88,3 mm ($N= 30 \pm 6,76$).



Figura 13- Comprimento de exemplares de *Cytopleura costata* coletados. Manutenção reprodutores em laboratório

Os reprodutores mantidos em laboratório sobreviveram por um período maior quando acondicionados em tanque com fluxo contínuo de água e alimento, e ausência de substrato. Estes animais foram coletados no mês de novembro, na ponta da Praia da Daniela e sobreviveram por 47 dias.

Quadro 01- Comparação da sobrevivência de reprodutores de *Cytopleura costata* em laboratório, mantidos em diferentes tanques.

N ₀ da coleta	Data da coleta	Local coleta	Volume do tanque e substrato	N ₀ animais	Temp. °C	Dias de sobrevivência
1	Outubro 2006	P. Daniela	150L areia	12	23,7	32
2	Novembro 2006	São José	150L areia com brita	07	23,5	33
3	Março 2007	P. Daniela	280 L, areia com filtro biológico eupwelling	12	24,3	29
4	Julho 2008	P. Daniela	280 L aragonita com filtro biológico e upwelling	09	22,5	21
8	Setembro 2008	P. Daniela	200L sem areia fluxo água e alimento contínuo	17	22,3	23
9	Outubro 2008	São Fco Sul	200 L sem areia fluxo água e alimento contínuo	30	20	9*doença
10	Novembro 2008	P. Daniela	Tanque igual ao da coleta 9	15	23	47

Animais coletados em São Francisco do Sul foram mantidos no mesmo tanque e sobreviveram 9 dias. Apresentaram úlceras no sifão e partes moles. Os dias de sobrevivência variaram entre 21 e 33 dias nas demais coletas. A avaliação da sobrevivência, considerou o limite de tolerância de metade dos animais vivos (LT 50).

3.1 Manutenção de reprodutores no mar

Quadro 02- Sobrevivência de reprodutores de *Cytopleura costata* mantidos em sistema de cultivo flutuante no mar, acondicionados em diferentes estruturas.

Nº da coleta	Data da coleta	Local	Estrutura	Nº animais	Temperatura e salinidade	Dias de sobrevivência
1	Outubro 2006	P. Daniela	Lanterna	05		05
5	julho 2008		Caixa vazada	06		27(06); 40(02)
6	Agosto 2008		Bolsa Netlon dentro da lanterna; Bolsa nylon com velcro	08 04		28 (08);42(05) 28(04); 42(02)
7	Setembro 2008		Bolsa Netlon dentro da lanterna	08		26

Os animais da coleta 01 foram acondicionados em um andar de lanterna de ostra e após 5 dias verificou-se estavam presentes apenas as conchas.

Para as demais estruturas de manutenção de reprodutores no mar, foi verificada uma sobrevivência de 100% superior a 25 dias. As avaliações foram finalizadas quando observado a desarticulação das valvas. Por exemplo na coleta 5 , aos 27 dias os 05 reprodutores estavam vivos e com 40 dias de avaliação, 02 vivos mas danificados.

3.4 Larvicultura e assentamento

Machos e fêmeas desovaram simultaneamente liberando gametas de cor branca. *C. costata* não apresenta dimorfismo sexual e a identificação do sexo foi realizada com uso de microscopia óptica.

Quadro 03- Comparação entre as duas larviculturas de *Cyrtopleura costata* (LC).

	LC 01	LC 02
N ^o reprodutores	(15) 2 não desovaram	09
Temperatura de indução (estação)	25°C (verão)	25°C (verão)
N ^o fêmeas	5	4
N ^o machos	8	5
N ^o oócitos	4.120.000	22.000.000
N ^o larvas "D" 24 horas (Larvas/mL)	3.000.000 (1.2)	14.600.000 (5.84)
Total dias de larvic.	29	34
Salinidade ‰	35	20 (10dias) 25(até 34 dias)
Temperatura °C (média)	23.7	23.5
Pediveliger (dia obs.)	24	32
% final de sobrevivência (% larvas olhadas)	6.6 (12)	3.59 (63)
Transferidas para assentamento	Não	Sim

Tabela 1- Contagem do número de larvas de *Cyrtopleura costata* nas duas larviculturas (LC) realizadas.

Dia	LC 01	Lc 02
1	3000000	14600000
12	-	9310000
14	850500	-
29	198000	-
34		525000

A tabela 1 apresenta valores de contagem de larvas de *Cyrtopleura costata*, ao longo do tempo das duas larviculturas

realizadas. A primeira larvicultura foi finalizada 29 dias após a fecundação e a segunda com 34 dias.

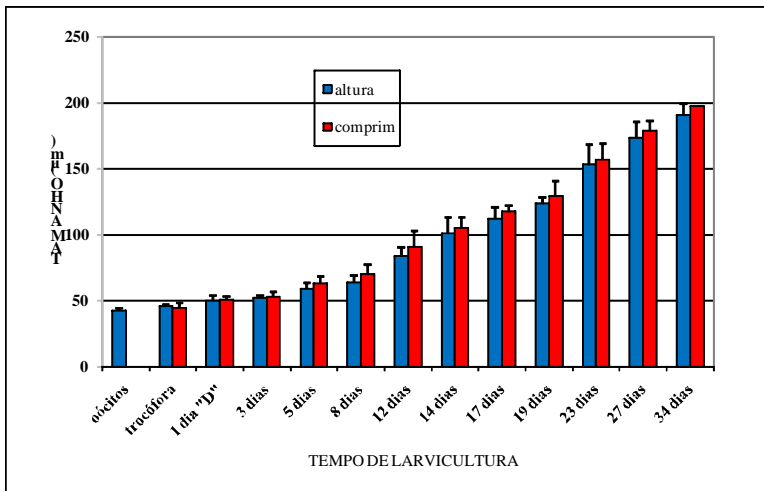


Figura 14 - Crescimento de larvas de *Cyrtopleura costata* (LC 02).

Na segunda larvicultura foi acompanhado o desenvolvimento larval e o crescimento, medindo-se o comprimento e a altura. Os oóctos apresentaram diâmetro inferior a $50\mu\text{m}$. Com 34 dias de cultivo, as larvas não haviam ultrapassado $200\mu\text{m}$, tanto de altura quanto comprimento (Figura 14).

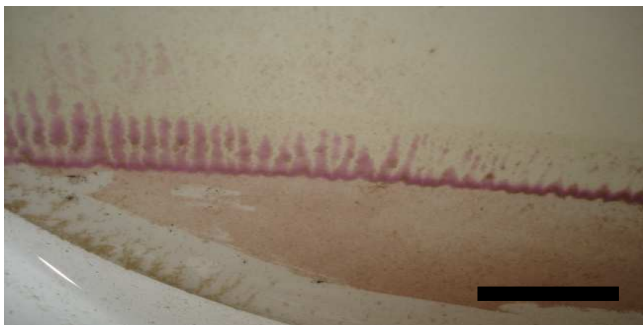
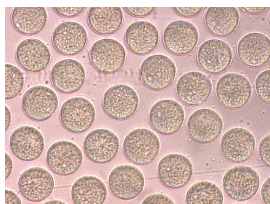


Figura 15- Aspecto da coloração avermelhada de larvas de *Cyrtopleura costata* de retidas em peneira de $35\mu\text{m}$ (24 horas). A barra representa 5 cm.

a) oócitos (42 μ m)

b) Fertilização



c) Segmentação 2h



d) Multicelular 5h40

e) Trocófora
12hf) Larva com 19h
(49 x 50)g) Larva "D" 24 h
(50 x 51)

h) 3dias(52x53)



i) 6 dias (60 x 63)



j) 8 dias (64 x 70)



k) 10 dias (71 x 76)



l) 13 dias (101 x 105)



m) 15 dias
(107 x 112)



n) 17 dias
(112 x 117)



o) 19 dias
(123 x 130)



p) 21 dias
(146 x 150)



q) 23 dias
(148 x 153)



r) 27 dias pédivéliger
(166 x 174)



s) 29 dias pédivéliger
(169 x 177)



t) 32 dias mancha ocelar
(191 x 197)

Figura 16- Desenvolvimento larval de *Cyrtopleura costata*: a) oócitos; b) oócito sendo fertilizado por espermatozóides; c) segmentação de larva; d) larvas com movimento; e) larva trcófora; f) larva D inicial; g) larva D formada; h) larva com 3 dias; i) larva com 6 dias; j) larva com desenvolvimento inicial do umbo; k) larva com 10 dias; l) larva umbonada; m) larva com 13 dias; n) larva com 15 dias; o) larva com 17 dias; p) larva com 21 dias; q) larva umbonada avançada; r) larva pédivéliger; s) pédivéliger 29 dias; t) larva com mancha ocelar. Medidas: altura x comprimento (μm).

Um dia após a fertilização, as larvas drenadas do tanque de larvicultura e retidas em peneira com malha de 35 μ m, apresentavam coloração avermelhada (Figura 15).

4. Discussão

Método de coleta e Habitate

Exemplares de *Cyrtopleura costata* foram obtidos sempre em maré seca, observando o orifício do sifão no substrato (Figura 4 a,b). As coletas foram realizadas manualmente, com a mão protegida com luva confeccionada com fios de algodão e aço e/ou com auxílio de pá do tipo usada em jardinagem.

A coleta manual de moluscos de areia por peneiramento, extração manual ou com auxílio de ancinho é um trabalho intensivo e somente viável em pequena escala. Para operações em larga escala o emprego de máquinas se faz necessário (Jones et al., 1993). No entanto, a coleta de moluscos por método de sucção, causa uma redução entre 80-90% na abundância e diversidade das espécies associadas (Spencer et al., 1998).

O local de coleta foi sempre em região entre marés e de transição entre praia e mangue. O substrato de onde eram obtidos os animais era de composição areno-lodoso. No ambiente onde o substrato era apenas arenoso ou somente lodoso, não eram observados orifícios de sifão da espécie. A profundidade entre a superfície da areia até o local em que se encontrava o animal variava de 25 a 45 cm. Portanto, em nosso estudo observamos um ambiente com substrato misto, diferente do observado por Gustafson et al. (1991). Estes autores descreveram que o molusco de areia, *Cyrtopleura costata*, é mais comumente encontrado na zona entre marés, onde fica enterrado a uma profundidade de 1 metro em substrato arenoso ou lodoso.

Exemplares de *Panope generosa* (geoduck) são encontrados em substrato lodoso, areno-lodoso, arenoso e entre cascalhos com as maiores densidades verificadas em substratos areno-lodoso e arenoso e a 20m de profundidade (Goodwin e Pease, 1987).

Espécies de navalha (razor clams) ocupam uma zona marinha intersticial e as características do substrato que ocupam são de grande importância. No mar da Irlanda *Ensis ensis* ocupa zonas onde o substrato apresenta partículas finas. *Ensis arcatus* mostra uma preferência por locais com sedimentos mais grossos e *Ensis siliqua* ocupa zonas com substratos médios. Neste local não há observação das

três espécies compartilhando o mesmo tipo de sedimento em densidades equivalentes (Fahy, 2006).

O molusco *Anadara antiquata* (ark clam) explorado e cultivado no Sudoeste Asiático habita substrato areno-lodoso composto por areia de granulometria fina que são zonas entre-marés com vegetação de mangue (Kayombo, 1993)

Na costa do Chile, *Solen gaudichaudi* e *Ensis macha* são encontrados em locais caracterizados por uma mistura de tamanhos de grãos de areia, com predominância de granulometrias finas e muito finas e com níveis baixos de matéria orgânica (Aracena et al., 1998; Jaramillo 1998).

No Peru, o substrato do habitat de *Ensis macha* é caracterizado por sedimentos arenosos de grãos finos a médios sendo encontrado em zonas entre-marés até profundidades de 26 metros formando agregações ou parques (Guevara, 2006). Também na Itália, solenideos explorados são encontrados ao longo da costa e em regiões de lagunas com preferência por substratos arenosos mais finos (Cesari e Mizzan, 1994).

O tamanho dos reprodutores de *Cytopleura costata* coletados foi em média de 88,3 mm ($N= 30 \pm 6,76$) (Figura- 9). Segundo (Creswell et al.,1993) *C. costata* cresce de 10 a 20 cm e possui uma taxa de crescimento rápida. Rios (2009) descreve o comprimento das valvas desta espécie com 78 mm de comprimento.

Transporte e manutenção de reprodutores em laboratório

Após a coleta os exemplares de *C. costata* foram transportados em uma caixa de isopor de 15 L com água do local, suficiente para cobri-los. Alguns animais tiveram suas valvas quebradas nas extremidades como consequência do método utilizado.

Alguns moluscos de areia são delicados, possuindo valvas compridas que se abrem em toda sua longitude vivendo no meio natural a certa profundidade no substrato. Por isso, para o transporte as valvas devem ser mantidas pressionadas por elástico e cobertos com panos molhados com água do mar e refrigerados a uma temperatura de 10°C (Patiño e González, 2006).

O transporte adequado dos reprodutores ao local de manutenção, permite que cheguem em boas condições e desta forma, podem assegurar um bom rendimento nas desovas, bem como melhorar a qualidade das larvas (Patiño e González, 2006).

Neste experimento diferentes tanques foram testados para a manutenção de reprodutores de *C. costata*. O maior tempo de

sobrevivência observado no sistema com fluxo contínuo de água, mas sem substrato. Assim como *Panope generosa* (Beattie, 1989), *C. costata* não possui habilidade de se enterrar após ser retirado do substrato. A capacidade de se enterrar se dá apenas na fase juvenil. Acima de 5mm os juvenis normalmente não mudam de local e permanecem no mesmo local por toda vida. Os animais acima de 75mm são considerados adultos e são completamente sedentários (Clayton, 1992).

Quando atingem aproximadamente 10 mm de comprimento, do tamanho de grãos de arroz, exemplares de *C. costata* perdem a capacidade de se enterrar no substrato e devem ser colocados no local definitivo de cultivo (Creswell et al., 1993).

O tempo que juvenis de *P. generosa* levam para se enterrar é inversamente proporcional ao seu tamanho. A 19-20°C sementes com 5mm enterram-se em 8 minutos; com 10mm levam em média 30 minutos. Animais com mais de 1,5 mm não se enterram completamente. Isto sugere que os juvenis não são capazes de respirar, se alimentar e se enterrar quando o sifão não está completamente formado (Beattie, 1989).

No estudo os tanques confeccionados com areia no fundo exigiram um esforço maior de construção e posteriormente de manutenção quando comparado com o tanque sem substrato. A alimentação fornecida era uma variedade de microalgas diatomáceas e flageladas na proporção 1:1. Com esta observação, conclui-se que, para a manutenção de *C. costata* em laboratório, não há necessidade de substrato nos tanques para o condicionamento dos reprodutores.

Para o condicionamento de reprodutores de solenídeos (*Ensis* e *Solen*) pode-se utilizar tanques com diferentes capacidades, com entrada contínua de água e fundo com uma camada de 30 a 40 cm de areia. Este sistema proporciona taxas de sobrevivência superiores a 90% motrando-se adequado para manutenção destas espécies. O substrato serve para simular o meio natural, para que permaneçam enterradas e com as valvas fechadas. No entanto o uso de areia como substrato apresenta desvantagens pois a manipulação é difícil e se ocorrem desovas espontâneas perde-se grande quantidade de ovócitos pois a tendência destes é de permanecer no fundo. Porém a os testes de condicionamento sem substrato resultam em taxas de mortalidades elevadas dos reprodutores a partir de 10-15 dias de manutenção. Isso mostra que o condicionamento não pode ser realizado sem areia (Patiño e González, 2006).

Em laboratório, o condicionamento dos reprodutores de *Panope generosa* para estudos de reprodução, o processo de maturação é

iniciado com a manutenção em água entre 9-12 °C (Goodwin, 1985) e entre 9-11 °C por 3 semanas. São alimentados continuamente com microalgas para fornecer a nutrição necessária para produção de gametas viáveis e aumentar a taxa de fecundidade (Clayton, 1992).

Os reprodutores de *Ensis macha* são coletados em bancos naturais sendo selecionados exemplares maiores que 10 cm, com valvas sãs e com pé ativo. O condicionamento se realiza em tanques com recirculação de água, utilizando substrato de areia. São alimentados com microalgas e se mantém estáveis as condições de temperatura (17 °C), salinidade (33-35‰) por um período máximo de 90 dias (Garcia et al., 2006).

O tempo máximo de manutenção de reprodutores de *Cyrtopleura costata* foi de 47 dias em laboratório, mantidos em tanque com fluxo contínuo de água e alimento, sem substrato.

Um método alternativo e eficiente de manutenção de reprodutores de *Ensis* e *Solen* em laboratório, consiste em prender individualmente o reprodutor com elástico, em uma haste de vidro, que fica posicionada verticalmente em relação ao tanque, para evitar que as valvas abram e que o molusco entre em contato com o fundo do tanque (Patiño e González, 2006). Este método também é utilizado no Canadá para a manutenção de *Panope generosa* (Geoduck) (Clayton, 1992).

Não podemos afirmar qual o motivo levou a diferenças na sobrevivência de diferentes lotes de reprodutores de *Cyrtopleura costata*, mantidos em tanque com condições iguais. A época da coleta, o transporte, a qualidade e quantidade das microalgas, a ausência dos ciclos de marés e a luz podem ter influenciado na sobrevivência. É importante ressaltar que todos os reprodutores desovaram quando acondicionados nos tanques do laboratório. Pode-se concluir que o método e o tempo de transporte, do local de coleta ao laboratório, podem ter induzido à desova, por causar estresse aos animais. Os ciclos de maré exercem grande influência no controle do ritmo de alimentação de moluscos bivalves (Morton, 1970, 1977; Langton, 1977). Os reprodutores de *Ensis macha* são mantidos em tanques recobertos com malha de proteção para evitar excesso de luz (Garcia et al., 2006).

Com relação a doença, manifestada em reprodutores transportados de São Francisco do Sul, podemos relacioná-la a um efeito do estresse causado por tempo de transporte prolongado. Isto pode ter prejudicado a qualidade da água (diminuição do oxigênio e eliminação de metabólitos pelos reprodutores). Foi verificado que, o método de transporte utilizado causou a quebra de concha de alguns animais.

O estresse é um dos fatores mais importantes no desencadeamento do processo saúde-doença em animais cultivados em aquicultura. É essa condição a responsável direta pela queda de imunidade dos animais aquáticos, contribuindo para uma menor resistência orgânica contra agressões (Martty, 1986).

Da mesma forma, fatores inerentes ao animal são muito importantes, o estado nutricional, o ciclo reprodutivo e a situação do sistema imune. Qualquer falha nestes itens irá facilitar a instalação de processos mórbidos nos animais. Os constantes traumatismos naturais também participam do quadro (Anderson, 1974).

As dificuldades de manutenção de reprodutores em laboratório, têm relação direta com a flutuação de temperatura, com a taxa de renovação de água do mar requerida, com o fornecimento adequado de alimento e limpeza freqüente dos tanques, o que resulta em mão de obra intensiva (Garcia et al., 2006).

Manutenção de reprodutores no mar

Na revisão bibliográfica realizada não foi verificado o sistema de cultivo suspenso para manutenção de reprodutores de *Cyrtopleura costata* no mar assim como para as outras espécies de moluscos de areia cultivados. Apenas para *Ensis macha*, o sistema de cultivo suspenso é utilizado na etapa de engorda, em sementes obtidas em laboratório. Este dispositivo de crescimento, denominado “BDC”, consiste de tubos de PVC com 20 cm de diâmetro, em 2 níveis, perfurados para circulação da água. Ao fundo há uma camada de 12 cm de areia onde são adicionadas as sementes com 1cm, e coberta com tela para evitar a perda das mesmas. Esta estrutura é presa ao cabo do sistema de cultivo suspenso (Garcia et al., 2006).

Neste estudo os exemplares de *C. costata*, acondicionados em lanterna de ostra japonesa, e provavelmente os animais foram predados, pois este molusco não possui a capacidade de fechar completamente as valvas, ficando expostas as partes moles e o sifão. Sua proteção natural é o substrato.

Para as demais estruturas de manutenção de reprodutores o campo foi verificada uma sobrevivência superior a 25 dias. Entretanto, após este período, houve um diferencial nas condições e na integridade dos animais sobreviventes, de acordo com a estrutura a qual foram acondicionados. Animais testados em sacos de netlon e bolsa de nylon com velcro apresentaram as valvas desarticuladas, provavelmente pela pressão do netlon e da bolsa que ficaram pesadas com acúmulo de

“fouling”. Os animais que foram testados na caixa vazada com os canos, estavam com as conchas íntegras. No entanto, eles apresentaram as partes moles atrofiadas. Pode-se supor que o aporte de alimento não estava disponível suficiente e/ou as estruturas prejudicaram a eficiência do molusco em filtrar o alimento.

Espécies de moluscos de areia e de algumas vieiras, os quais são normalmente encontrados parcialmente enterrados no substrato, no ambiente, alimentam-se com maior eficiência se forem acondicionados em substratos adequados (Helm et al., 2004).

Quanto ao manejo nas estruturas, realizado semanalmente, a lanterna de ostras japonesa apresentou maior facilidade quando comparada a estrutura da caixa vazada.

Indução a desova e reprodução

A desova de *Cyrtopleura costata* sempre foi imediata após o transporte do local da coleta até o laboratório. Os reprodutores foram transferidos para um cesto, suspenso em um tanque com 2500L de água do mar filtrada, com salinidade a 35‰ e esterelizada com ultra violeta. Em menos de 5 minutos a desova iniciou. Os machos sempre eliminaram os gametas antes que as fêmeas. Os gametas (masculinos e femininos) eliminados pela abertura exalante do sifão sempre apresentaram coloração branca.

Quando desovam, a maioria dos bivalves elimina esperma e ovócitos através da cavidade exalante ao meio externo, onde a ocorre a fertilização (Spencer, 2002b)

Ao iniciar a desova no tanque de indução, cada reprodutor foi transferido e acondicionado individualmente em recipiente de 5L , para posterior avaliação dos gametas em microscópio óptico. Este procedimento foi adotado também, com a intenção de separar os gametas, para evitar a poliespermia. Os oócitos tiveram tendência a precipitar-se no fundo do recipiente de coleta enquanto os espermatozoides permaneciam na coluna da água, tornando-a turva.

Como a maioria dos bivalves *C. costata* possui sexo separado (dióicos), mas não pode-se afirmar se são hermafroditas seqüenciais.

Moluscos de areia sempre maturam sexualmente primeiro como machos (hermafroditismo protândrico) mudando para sexo feminino ou permanecendo macho a cada ciclo reprodutivo. Populações com 2 a 3 anos de idade mostram uma proporção sexual de 50:50. Os moluscos de areia *Mercenaria mercenaria* e *Mercenaria*

campechiensis, são hermafroditas consecutivos exibindo gônada bissexual enquanto juvenis mas transformando para um ou outro sexo após primeiro ano e permanecendo inalterado depois disso. Outros bivalves como *Pecten maximus* e *Tridacna gigas*, são hermafroditas funcionais com a gônada apresentando células sexuais femininas e masculinas bem desenvolvidas. Os gametas geralmente não são eliminados simultaneamente quando desovam, desta maneira minimizam o risco de auto fertilização (Spencer, 2002b).

A vieira *Nodipecten nodosus* é hermafrodita funcional (simultâneo) (Rupp, 1994; Lodeiros et al., 1997) com a parte masculina da gônada apresentando cor branca e a feminina cor alaranjada (Román et al., 2001). Ostras são hermafroditas seqüenciais maturando inicialmente como machos (protândria) posteriormente como fêmea retornando a maturar como macho a cada ciclo reprodutivo. Em mexilhões, a gônada masculina apresenta coloração creme clara e, nas fêmeas, cor alaranjada (Spencer, 2002b). O mexilhão *Perna perna* é uma espécie dióica, não apresentando dimorfismo sexual externo (Ferreira e Magalhães, 2004). Segundo Lunetta (1969) nos machos as gônadas apresentam coloração branco-leitosa e, nas fêmeas, vermelho alaranjado.

Moluscos da espécie *Panope generosa* (geoduck) são dióicos e a distinção de machos e fêmeas só é possível por análise microscópica em gônadas de animais já maduros sexualmente. O tempo de maturação de geoduck é variável mas estima-se que ocorra com 3 anos de vida. Machos maturam com menor tamanho e mais cedo do que as fêmeas (Anderson 1971). Em amostras obtidas por Goodwin (1985), o menor animal maduro sexualmente tinha 45 mm (comprimento da concha). Goodwin e Saul (1984) observaram 50% dos animais com mais de 75 mm encontravam-se sexualmente maduros. Para atingir 75 mm de comprimento *Panope generosa* leva de 2 a 8 anos.

Antes da desova os reprodutores de *Panope generosa* são colocados em água filtrada a 9-11°C para remover partículas. São sexados inserindo uma agulha hipodérmica dentro tecido gonadal (através da abertura pedal) e removida uma amostra que é analisada em microscópio para verificar a presença de espermatozóides ou ovos (Beattie, 1989). A desova é obtida como aumento gradual da temperatura para 12-14 °C e adição de microalgas na água. Machos geralmente, desovam primeiro que as fêmeas, o que serve de estímulo para que elas eliminem os ovos (Goodwin, 1985).

O aumento da temperatura para 14-15 °C entre duas e quatro horas faz com que os machos iniciem a desova após cinco minutos e as

fêmeas em quinze minutos nestas condições. Se os animais não desovam após 1 hora em água a 14°C 2 litros de alga com concentração entre quatro e dez milhões de células por litro são adicionados no tanque de desova (Shaul, 1981).

Se as fêmeas não desovam nestas condições, algas e esperma são adicionados no tanque e o fluxo de água é interrompido. Os ovos eliminados pelas fêmeas são captados em malha de 20µm e separados dos espermatozoides para evitar polispermia. Uma pequena amostra de esperma é adicionada em água do mar e colocada com os ovos em condições estáticas. Os ovos fertilizados (zigotos) são examinados em microscópio para determinar sucesso de fertilização e porcentagem de zigotos mal formados (Clayton, 1992).

Em condições de laboratório, a desova de *C. costata* é induzida por choque térmico da água (a temperatura é aumentada rapidamente até aproximadamente 29°C). Ou por adição de esperma na água do cultivo (Gustafson et al., 1991).

Para *Ensis macha* a indução a desova se incicia com mudanças sucessivas da temperatura da água do mar. Inicia-se a partir de 11 °C sendo aumentada em 6 ou 7 °C, durante 2 a 3 ciclos e por períodos de 30 minutos em cada temperatura. A eliminação dos gametas ocorre entre 2 e 4 horas após o início da elevação da temperatura (Garcia et al., 2006).

No experimento o número de oócitos eliminados na primeira larvicultura de *C. costata*, foi de 4.120 milhões e para a segunda, um total de 22 milhões de gametas femininos foram contabilizados.

Moluscos de areia de tamanho entre 35-40 mm podem desovar de 5 a 8 milhões de oócitos dependendo da idade e condição do animal. Ostras do pacífico (*Crassostrea gigas*) com 70mm de altura de concha podem eliminar individualmente 50 milhões de oócitos e o pectinídeo *Pecten maximus*, de 90 a 120mm de altura, elimina individualmente aproximadamente 20 milhões de oócitos (Spencer, 2002b).

Fertilização

A fertilização na maioria dos moluscos bivalves é externa (Helm et al., 2004) como verificado em *C. costata*. Após a desova os gametas masculinos, obtidos de diferentes machos, foram homogenizados em um Becker de 5L. 2 mL desta solução foram adicionados a um recipiente de 20L, contendo água do mar a 35‰, e os oócitos. A divisão celular (segmentação) foi observada em microscópio óptico, dezessete minutos após a fertilização. Com quase 6 horas, os zigotos já apresentavam

movimentos circulares de natação sendo a larva trocófora observada 12 horas após a fecundação.

Em condições de laboratório, a fertilização para *Ensis macha* ocorre de maneira massiva no mesmo tanque da desova. O controle se dá mediante o surgimento da membrana de fecundação e conclue-se com a contagem da larvas D. Com o ovo recém fertilizado, começa o desenvolvimento embrionário que dura aproximadamente 48 horas. As larvas trocófora e véliger de charneira reta são observadas 24 e 48 horas após a fecundação, respectivamente (Garcia et al., 2006).

O diâmetro dos oócitos de *C. costata* verificado neste trabalho foi de 42 μm (± 1.59).

Assim como a maioria dos moluscos bivalves, em *Panope generosa* a fertilização também é externa e produz ovos esféricos de 80 μm de diâmetro. Os ovos fertilizados desenvolvem rapidamente em larva trocófora com cílios que auxiliam na natação (Goodwin, 1985).

Os ovócitos da navalha *Ensis arcatus* medem 75 μm , *E. siliqua* tem um diâmetro de 90-100 μm e *Solen marginatus* entre 130-140 μm (Patiño e González, 2006).

Larvicultura e desenvolvimento larval

No presente trabalho, a larva de *Cyrtopleura costata* de charneira reta (larva “D”) foi observada 19 horas após a fertilização e apresentavam em média 50 μm de altura. O tempo de larvicultura variou entre 29 e 34 dias quando se observaram as larvas pédivéliger. As porcentagens de sobrevivência foram inferiores a 7%. As larvas, após 24 horas, apresentavam uma coloração avermelhada (Figura 10) assim como observado para larvas do mexilhão *Perna perna* (obs. pessoal). Esta coloração provavelmente é devido a presença de carotenóides na reserva energética do ovo (vitelo).

Os carotenóides são os principais pigmentos em muitos animais aquáticos (Meyers, 1994). Segundo Gu et al. (1997). O carotenóide astaxantina (3,3'-dihydroxy-carotene-4,4'-dione) é um dos pigmentos responsável pela cor da carne e gônada de muitos animais marinhos assim como, é um agente antioxidante.

Para *C. costata*, o estágio trocófora é breve após a fertilização do óvulo, com o estágio de larva D- véliger já desenvolvido nas primeiras 24 horas. Esta permanece nadando livremente por 16 a 21 dias e após sofrer metamorfose passa para estágio de pédivéliger e torna-se apta a assentar (Creswell et al., 1993; Tiu et al., 1989; Gustafson et al., 1991; HBOI report to Florida Sea Grant, 1992).

Uma possível explicação para o prolongado tempo de larvicultura (29 e 34 dias) de *C. costata*, verificado neste trabalho, pode estar relacionada com a qualidade dos gametas. Estes poderiam estar imaturos, ou os animais poderiam ter desovado no ambiente, e suas gônadas estariam na fase de reabsorção dos gametas. A suposta inadequada qualidade dos gametas, pode ter comprometido o sucesso do desenvolvimento larval e a metamorfose.

Uma indicação para este fato seria o pequeno tamanho observado dos oócitos (42 μm) quando comparado com o de outras espécies de moluscos de areia. Este pequeno tamanho pode estar relacionado com pouca quantidade de vitelo.

Os ovos, da maioria dos bivalves, variam entre 60 e 80 μm , dependendo da espécie (Helm, 2004).

A sobrevivência de larvas do molusco de areia *Mercenaria mercenaria* e da ostra *Crassostrea virginica* está diretamente correlacionada com as reservas totais de lipídeos depositados nos oócitos durante a vitelogênese (Gallager e Mann, 1986).

Outro fator que pode explicar o baixo rendimento larval, além da época inadequada (verão) de coleta dos animais, foi o número insuficiente de reprodutores submetidos a indução à desova (15 animais na primeira larvicultura e 09 na segunda).

Esta quantidade é inferior a ideal estabelecida para maioria dos bivalves, que devem ter um número igual ou superior a cinquenta exemplares (Helm et al., 2004).

Na larvicultura de *Panope generosa* os zigotos são adicionados em tanque com água filtrada a uma densidade de 10/ml de água. A temperatura da água é mantida entre 14-15°C nas primeiras 48 horas combinada com aeração. Após 48 horas as larvas são selecionadas para retirada de larvas pequenas e mortas e transferidas para tanques com água pré-aquecida (17-18°C), filtrada (1-8 μm) e salinidade 27.5-30‰. Em um período de 45 dias as larvas crescem de 82 para 350 micrômetros de tamanho. Então são peneiradas e transferidas para novos tanques 2 vezes por semana a uma densidade de 0.5 a 1 larva/mL. Durante este período são alimentadas 2-3 vezes por semana dependendo do tamanho e densidade das larvas. Durante os primeiros sete dias de larvicultura, as larvas apresentam uma atividade natatória alta e mantêm-se na superfície da água após a troca de água e alimentação. A medida que as larvas se desenvolvem tornam-se gradualmente fotofóbicas e permanecem menos tempo na coluna da água do tanque. Quando as larvas permanecem no fundo do tanque, há indícios de problemas de doença ou nutrição. A mortalidade das larvas

é uma preocupação em todas operações de larvicultura e várias metodologias são aplicadas, com o objetivo de reduzir estas perdas, para níveis que viabilizem estas operações. Estes esforços são nos procedimentos de esterilização dos tanques, qualidade das microalgas, adequação de salinidades e temperaturas para espécies específicas. A utilização ocasional de bactericidas pode prevenir mortalidades nas fases larvais. Os produtos mais utilizados a tetraciclina hidrócloride, Sulmet e cloranfenicol (Clayton, 1992).

Em *C. costata*, neste experimento, o estágio de larva “D” foi observada 19 horas após a fertilização com comprimento de 50 μm . A larva umbonada foi observada com 8 dias de larvicultura apresentando um tamanho médio de 64 μm de altura. Quando estavam aptas a assentar possuíam tamanho médio de altura de 190 μm . Com 24 dias de larvicultura foi possível observar larvas pédiveliger que possuíam mais de 174 μm de altura. Apenas na segunda larvicultura, com salinidade baixa (20- 25‰), observou-se uma larva com mancha ocelar (larva olhada) aos 32 dias de cultivo larval.

Para a espécie *Panope generosa* a larva “D”, ou estágio prodissoconcha I surge após 48 horas sendo a linha da charneira reta e caracterizada por uma concha com 110-165 μm de comprimento. Em aproximadamente 16 dias aparece o umbo, característico da larva véliger (prodissoconcha II; 165-400 μm). Com 350-400 μm a larva perde o vélu desce da coluna da água e inicia o processo de metamorfose. No estágio dissoconcha (400-1500 μm) entre 16-35 dias a 16°C, a pós-larva apresenta espinhos ao longo da borda da concha e nada sobre o substrato com auxílio do pé. A concha fixa-se em partículas do substrato, com fios de bisso, mas não entra no substrato (Clayton, 1992).

Na primeira larviculturado estudo, sem variação de salinidade, a porcentagem de sobrevivência foi de 6,6 % mas a quantidade de larvas pédiveliger era de 12%. Por este baixo percentual e pouca quantidade numérica de larvas aptas ao assentamento, esta etapa não foi realizada. Na segunda larvicultura, a porcentagem de sobrevivência foi de 3,59%, mas o valor numérico final e a porcentagem de larvas aptas ao assentamento (63%) permitiram a realização de testes de assentamento, descritas no próximo item. Com estes resultados pode-se afirmar que, para *C. Costata*, a salinidade influencia qualitativamente os processos de metamorfose larval. A larva desta espécie está adaptada a locais com variação de salinidade, ou seja, ambientes de estuário marinho próximos

a saídas de rios como os manguezais, onde foram realizadas as coletas dos reprodutores deste experimento.

Em nosso estudo, no entanto, foi verificado que, a média de temperatura, inferior a 24°C, em que foram realizadas as larviculturas de *C. Costata*, influenciaram diretamente o tempo de desenvolvimento larval, tornando esta etapa mais prolongada, quando comparado ao trabalho de Gustafson et al. (1991) com a mesma espécie. Estes pesquisadores verificaram que a temperatura é o fator principal que determina a sobrevivência e a taxa de crescimento em larvas de *C. costata*. No processo de crescimento larval o comprimento da concha é aumentado quando a temperatura é de 30°C, durante os 16 dias de período larval. Entretanto uma melhor taxa de sobrevivência larval durante a metamorfose ocorre com uma temperatura de 25°C. As larvas não sobrevivem em água com temperatura acima de 35°C. Quanto a salinidade, a melhor taxa de crescimento de concha para larva de *C. costata* ocorre na água com 20‰ nos 8 primeiros dias de fase larval e a 25‰ nos 8 dias restantes. Mais de 70% das larvas sobrevivem em salinidades entre 15-35‰.

Assentamento

O tempo de sobrevivência na fase de assentamento de larvas *C. costata*, variou de 1 dia para o tratamento com areia e Netlon a 7 dias, no tratamento com epinefrina. O alimento fornecido durante a larvicultura pode não ter sido adequado em promover reservas suficientes para a larva sobreviver a esta fase. Ainda a quantidade pode ter afetado o processo de alimentação por filtração. Outra hipótese para explicar o insucesso pode ser a coleta dos reprodutores na época em que suas gônadas estariam num estágio de maturação inadequado, culminando na obtenção de gametas imaturos, após a indução à desova.

O ciclo gametogênico dos bivalves envolve um período de repouso da atividade reprodutiva (período vegetativo), período de diferenciação celular, de crescimento citoplasmático, de vitelogênese (maturação), de desova (liberação de gametas) e de reabsorção dos gametas que não foram liberados na desova (Barber e Blake, 1991).

Segundo Uriate et al. (2001) recentemente tem sido demonstrado que existe um efeito do estado nutricional dos reprodutores e a qualidade das larvas resultantes.

A qualidade das dietas fornecida aos reprodutores explica uma grande parte das variabilidades experimentadas durante o cultivo de

bivalves e como esta afeta a composição dos gametas e a qualidade das larvas (Nevejan et al., 2003).

O assentamento é um estágio crítico no ciclo de vida dos bivalves (Bourne et al., 1989; Gosling, 2003). É um processo que demanda energia. Após a perda do velum larval, é interrompido o processo de alimentação por filtração (Hodgson e Burke, 1988). O crescimento de concha da pós-larva de moluscos bivalves ocorre inicialmente devido às reservas endógenas acumuladas durante a vida larval. Acredita-se que o subsequente crescimento e sobrevivência dependem da eficiência de aquisição de alimento exógeno antes da reserva endógena acabar (Whyte et al., 1992).

Aparentemente, o assentamento larval requer areia como substrato. As tentativas de induzir assentamento de larva pédivéliger de *Cyrtopleura costata* em substrato artificial ou sem substrato, resultou na mortalidade do cultivo das larvas após 7 dias, com diferentes combinações de temperatura e salinidade (Creswell et al., 1993; Gustafson et al., 1991). Em laboratório, a exposição por 1 hora, em solução de epinefrina ($10^{-3}M$), induziu acima de 95% o assentamento das larvas. Pédivéliger possui uma concha com aproximadamente 317 μm de comprimento (Gustafson et al., 1991). Em nosso trabalho as larvas aptas a assentar possuíam 177 μm de comprimento, com 29 dias de larvicultura. Este pequeno desenvolvimento pode ser sendo um indício que o desenvolvimento larval tenha sido afetado por um efeito combinado de fatores, como já discutido na etapa de larvicultura.

Em laboratório os juvenis de *C. costata* alcançaram 2 mm de comprimento de concha com 32 dias, e 11,6 mm com 60 dias. Gustafson et al. (1991) reportam que o crescimento de juvenis aumenta quando estão submetidos a ótimas condições de temperatura, salinidade e alimento com uma taxa de crescimento de 0,19 mm por dia.

Quando atingem 1,5-2 mm de comprimento os juvenis de *Panope generosa*, seus sífões já estão desenvolvidos e começam a cavar o substrato deixando-os entre o substrato e a interface da água. O espinhos desenvolvidos na fase dissoconcha auxiliam o ato de cavar. Ainda com 8mm conservam a habilidade de produzir fios de bisso e capacidade de cavar. Acima de 5mm os juvenis normalmente não mudam de local e aí permanecem por toda vida. Acima de 75mm são considerados adultos e são completamente sedentários (Clayton, 1992).

O sistema berçário para *Panope generosa* consiste de tanque de 4 m de largura por 7 metros de comprimento com cascalho no fundo areia na superfície separados por uma tela e sistemas de tubos para circulação

de água. Juvenis são adicionados em densidades de 10-15 milhões por tanque. São mantidos por 3 meses até atingirem 9 mm de tamanho, a taxa de sobrevivência varia entre 6-10 % . Para remoção uma bomba para peixes é utilizada. A areia, os juvenis e a água são succionadas e passa através de um separador onde a água e areia passam e os juvenis ficam retidos numa tela. Utilizando este método é possível coletar um milhão de sementes por dia. Estas são transferidas para upwellers para avaliação individual, determinação de volume, tamanho, quantidade e condição geral (Beattie, 1989).

A partir das observações realizadas na fase de assentamento de larvas de *Cyrtopleura costata*, não podemos afirmar, no entanto, que a baixa sobrevivência e ausência de metamorfose tenham sido consequência do método aplicado. Como verificado em outras espécies de moluscos de areia, os substratos eram adequados e com eficácia comprovada para o assentamento das larvas. Verificou-se que, o uso de epinefrina favoreceu as larvas, um maior tempo de sobrevivência, mas não a metamorfose para semente por fatores acima descritos.

5. Conclusão

Pode-se supor que, um conjunto de fatores associados como, número insuficiente de animais submetidos à desova; um provável estágio de desenvolvimento dos tecidos reprodutivos em fase inicial, método inadequado de transporte dos reprodutores, salinidade e alimentação inadequada durante a larvicultura, influenciaram os resultados de sobrevivência e o desenvolvimento das larvas de *Cyrtopleura costata*.

Entretanto, apesar do resultado ainda não ser promissor, como o obtido por pesquisadores, nos Estados Unidos (Harbor Branch Oceanographic Institution), este estudo possibilitou o acompanhamento completo do desenvolvimento larval, indicou o melhor método de coleta e manutenção de reprodutores. A partir dos resultados obtidos, espera-se a continuidade da pesquisa desta potencial espécie para a aquíicultura de Santa Catarina.

6. Agradecimentos

Ao CNPq pelo suporte financeiro ao projeto e à CAPES pela bolsa de Doutorado durante o período experimental.

6. Referências

- ANDERSON, AM Jr., 1971. *Spawning growth and spatial distribution of the geoduck clam, Panope generosa, Gould, in Hood Canal, Washington*. Ph.D. Thesis, Univ. Of Wash., wash. Coop. Fish. Unit 133p.
- ANDERSON, DP., 1974. *Fish immunology*. Neptune : T.H.F. Publication. 105 p.
- ARACENA, O., CARMONA, MG., MEDINA, LE., 1998. FONDEF D96-1095. *La navaja en la VIII Región*. Documento n° 1 14 pp.
- ARAÚJO, CM., 2001 *Biologia reprodutiva do berbigão Anomalocardia brasiliiana (Mollusca: Bivalvia, Veneridae) na Reserva Extrativista Marinha do Pirajubaé (REMAPI), Estado de Santa Catarina*. Florianópolis. 203p. (Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo).
- BARBER, BJ. and BLAKE, YNJ. 1991. Reproductive physiology. In S.E. Shumway (ed). *Scallops: biology, ecology and aquaculture, Developments in Aquaculture and Fisheries Science*. vol. 21, Elsevier Science Publishers, Amsterdam. p. 377-428
- BEATTIE, H., 1989. British Columbia Manila Clam Culture; Workshop Transcribed Proceedings. *Ministry of Agriculture and Fisheries*. Broadley, T.A., W.E. Clayton, B. Roland (eds.), November 16-18, 1988. 250 p.
- CESARI, P. and MIZZAN, L., 1994. Datti sulla malacofauna marina costiera del Veneziano. *Boll. Mus. Civ. St. Nat. Venecia*, vol 43, p. 179-190.
- CLAYTON, EL., 1992. A preliminary plan for the development of the comercial geoduck clam (*Panope generosa*) industry in British Columbia. Seafloor Enhancement Aquacultural Research Corporation. Vancouver. 109 p.
- CRESWELL, R L., VAUGHN D., CLARK MS., 1993. The Angel Wing Clam (A beautiful bivalve with culture potential for the Caribbean

and southwestern United States). *World Aquaculture. Bivalve culture II*, vol 24, no 3, p. 8-10.

FAHY, E., 2006. Biología y explotación comercial de los solénidos en Irlanda. In: DÍAZ, A.G.; SEIJO, C.L. (ed) *Navajas y longuirones: biología, pesquerías y cultivo*. Cap 13: p. 309-326.

FERREIRA, JF. and MAGALHÃES, ARM. 2004. Cultivo de mexilhões. In-*Aquicultura: experiências brasileiras*. (orgs.) Poli, CR.; Poli, ATB.; Andreatta, E.; Beltrame, E.. Multifatorial editor. Florianópolis, p. 221-250.

GALLAGER, S.M. and MANN, R. 1986. Growth and survival of larvae of *Mercenaria mercenaria* (L.) and *Crassostrea virginica* (Gmelin) relative to broodstock conditioning and lipid content of eggs. *Aquaculture*, vol. 56, p. 105-121.

GARCIA, MIL., DURÁN, FEV. and OBREGÓN, DAA., 2006. Cultivo de La navaja (*Ensis macha*) em Chile. In: DÍAZ, A.G.; SEIJO, C.L. (ed.) *Navajas y longuirones: biología, pesquerías y cultivo*. Cap 9: p.213-221.

GOODWIN, L., 1985. Observations on rearing, seeding and ecology of juvenile geoducks (*Panope abrupta*) Nat. Shellfish. Assoc. (Pacific Coast Section) abstr.

GOODWIN, CL. and SAUL, W., 1984. Age, recruitment and growth, of the geoduck clam (*Panope generosa* Gould) in Puget Sound Washington, Wash. Fish Prog. Rep. No 215. 30 p.

GOODWIN, C. L. and PEASE, B. 1987. The distribution of geoduck (*Panope abrupta*) size, density and quality in relation to habitat characteristics such as geographic area, water deep, sediment type, and associated flora and fauna in Puget Sound Washington. Wash. Fish Prog. Rep. No 102, 44p.

GU, WL., AN, GH. and JOHNSON, EA., 1997. Ethanol increases carotenoid production in *Pha.a rhodozyma*. *J. Ind. Microbiol. Biotechnol.*, vol. 19, p. 114–117.

GUEVARA, R., 2006. La concha navaja. *El mundo de la Pesca Artesanal*, vol 15, p.18.

GUSTAFSON, RG., CRESWELL, RL., JACOBSEN, TR. And VAUGHAN, DE., 1991. Larval biology and mariculture of the angelwing clam, *Cyrtopleura costata*. *Aquaculture*, vol. 95, p. 257-279.

HBOI report to Florida Sea Grant, 1992.
www.sms.si.edu/irlspec/Cyrtop-costata.htm
(Sítio consultado em 15/03/09).

HELM, MM., BOURNE, N. and LOVATELLI, A., 2004. Hatchery culture of bivalves. A practical manual. *FAO Fisheries Technical Paper*. Rome, FAO. no. 471, 177p.

HIDU, H and NEWELL, C.R. (1989). Culture and biology of the soft-shelled clam, *Mya arenaria*. In: Clam Mariculture in North America (eds.) J.J. Manzi & Castagna) Elsevier, Amsterdam. p. 277-292.

JONES, L., GORDON G., CATHY, L. and SANFORD, B., 1993. (Manila Clams: Hatchery and Nursery Methods) Innovative Aquaculture Products Ltd. Skerry Bay Lasqueti Island B.C., Canada VOR 2JO Innovative Aquaculture Products Ltd. WWW.InnovativeAqua.com.

JARAMILLO, E., 1998. Estudio biológico pesquero de los recursos almeja, navajuela y huepo en la VIII y X regiones. *Informe Final Proyecto F.I.P.* 96-46. Universidad Austral de Chile. 44 figs. 106p.

KAYOMBO, NA. 1993. Substrate grain-size analysis in cultured and natural populations of the edible ark clam *Anadara antiquata* (Linnaeus, 1758) on Tanzania coast. *World Aquaculture. Bivalve culture II*. vol. 24, no 3, p.68-71.

LANGTON, RW., 1977. Digestive rhythms in the mussel *Mytilus edulis*. *Mar. Biol.* vol. 41, p. 53-58.

LODEIROS, CJ., RENGEL, JJ., FREITES, L., MORALES, F. and HIMMELMAN, JH., 1997. Growth and survival of the tropical scallop *Lyropecten (Nodipecten) nodosus* maintained in suspended culture at three depths. *Aquaculture*, vol. 165, p. 41-50.

LOOSANOFF, VL. and DAVIS, HC., 1964. Rearing of bivalve mollusks. In: *Advances in Marine Biology*. Vol 1. (ed.) F.S. Russel. Academic Press, New York. 136p.

LUNETTA, JE., 1969. Fisiologia da Reprodução de Mexilhões (*Mytilus perna* L. *Mollusca Lamellibranchia*). São Paulo. *Boletim de Zoologia Marinha*, vol 26, p. 33-111.

MARQUES, C.G., 2004. Aspectos Reprodutivos do Berbigão *Tivela mactroides* (Born,1778) (Bivalvia;Veneridae) na Enseada de Caraguatatuba, São Paulo – Brasil. São João da Boa Vista, SP. 67p.

MARTTY, H. 1986. *Los peces y sus enfermedades*. Buenos Aires: Albatros, 2v. 56p.

MEYERS, P.S. 1994. Developments in World aquaculture, feed formulation and role of carotenoids. *Pure and Applied Chemistry*, vol. 66, p. 1069-1076.

MORTON, B., 1970. The tidal rhythm and rhythm of feeding and digestion in *Cardium edule*. *J.Mar. Biol. Assoc. UK* vol 50, p. 499-512.

MORTON, B., 1977. The tidal rhythm of feeding and digestion in the Pacific oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg). *J.Mar. Biol. Ecol.* vol 26, p. 135-151.

NARCHI, W. 1972. Comparative Study of the Functional Morphology of *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791) and *Tivela mactroides* (Born, 1778) (Bivalvia, Veneridae). *Bulletin of Marine Science*, vol. 22, n. 3, p. 643-670.

NEVEJAN, N., COURTENS, V., HAUVA, M., GAJARDO, G. and SORGELOOS, P., 2003. Effect of lipid emulsions on production and fatty acid composition of eggs of the scallop *Argopecten purpuratus*. *Marine Biology*, vol. 143, p. 327–338.

NEWELL, CR.,1991. The soft-shell clam *Mya arenaria* (Linnaeus) in North America. In: *Estuarine and Marine Mollusc Culture*, (ed.) W. Menzel, CRC Press, Inc., Boston. p. 1-10.

PATIÑO, D.M. and GONZÁLEZ, F.C., 2006. Cultivo de navaja, longueirón y longuirón vello. In: DÍAZ, A.G.; SEIJO, C.L. (ed.) *Navajas y longuirones: biología, pesquerías y cultivo*. Cap 8: p.187-210.

RIOS, E.C., 2009. **Compendium of Brazilian sea shells**. Evangraf, Brasil.

ROMAN, G., MARTÍNEZ, G., GARCIA, O. and FREITES, L., 2001. Reproducción. In: Maeda-Martinz A. N. (ed.) *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*., Cap. 2: p. 27-59.

RUPP, GS., 1994. *Obtenção de reprodutores, indução à desova e cultivo larval e pós-larval de Nodipecten nodosus (Linnaeus, 1758) (Bivalvia: Pectinidae)*. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) Universidade Federal de Santa Catarina. 125 p

SHAUL, W. 1981. Methods for culturing algae and rearing bivalve larvae and juveniles at Pt. Whitney Shellfish Laboratory, 1976-1981. Washington Department of Fisheries, Shellfish Division. Whitney Rd. Brinnon, WA 98320. Unppublisshed MS. 37 p.

SPENCER, BE., KAISER, MJ. and EDWARDS, DB., 1998. Intertidal clam harvest benthic community change and recovery. *Aquaculture Research*, vol. 29, p. 429-37.

SPENCER, BE., 2002 a. Clam cultivation. In: *Molluscan Shellfish Farming* (ed.) Blackwell. Cap. 5 p.102-122.

SPENCER, BE., 2002b. General biology of bivalves with respect to cultivation. In: *Molluscan Shellfish Farming* (ed.) Blackwell. Cap. 2 p.28-44.

TIU, A.T., VAUGHAN, D.E., CHILES, T. and BIRD, K. 1989. Food value of eurytopic microalgae to bivalve larvae of *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758), *Crassostrea virginica* (Gmelin, 1791) and *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus, 1758). *Journal of shellfish research*, vol. 8, n. 2, p. 399-405.

URBAN, HJ., 2000. Culture potential of the Caribbean pearl oyster (*Pinctada imbricata*) from the Caribe. II. Spat collection, growth and mortality in culture systems. *Aquaculture*, vol. 189, p. 375–388.

URIARTE, I., RUPP, G, and ABARCA, A. Producción de juveniles de pectínidos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. *In: Maeda-Martínez, AN. Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*. 2001, Cap. 8: p.147-171.

WHYTE, J N., BOURNE, N., GINTHER, N G. and HODGSON, CA., 1992. Compositional changes in the larval to juvenile development of the scallop *Crassodoma gigantea* (gray). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 163: 13-29.

CAPÍTULO IX- Conclusão

9.1 Conclusões gerais

Capítulo III

- Reprodutores de *Pteria hirundo* induzidos à desova na primavera eliminaram mais oócitos. Ostras perlíferas induzidas no inverno eliminaram gametas que culminaram numa maior sobrevivência larval.

- O intervalo de troca de água do tanque de larvicultura, a cada 48 horas e a baixa densidade de larvas, favoreceram a sobrevivência larval e o manejo.

- A alimentação com 2 tipos de microalgas propiciou o desenvolvimento e o crescimento larval assim como a salinidade da água a 35‰.

- Os métodos de larvicultura, já empregados em outros bivalves no LMM-UFSC, foram adequados para a produção de larvas de *P. hirundo*.

Capítulo IV

- O crescimento das larvas foi favorecido em temperaturas mais elevadas.

- A salinidade baixa, 25‰, influenciou a sobrevivência e o crescimento larval negativamente, quando combinada com temperatura mais baixa testada, 23°C.

- A maior sobrevivência larval final ocorreu na menor temperatura testada, a 23°C combinadas com as salinidades 30 e 35‰.

Capítulo V

- Tanto para altura como comprimento o melhor resultado de crescimento foi com a dieta da microalga *Isochysis galbana* (Iso) combinada com *Calcitrans calcitrans* ($p < 0,01$).

- Com relação a sobrevivência final, a análise estatística demonstrou que o tratamento com dieta mista de microalgas falgelada combinada com microalga diatomácea (tratamento Tanque) favorece

este parâmetro quando comparado ao tratamento sem alimentação (Branco) e com as diatomáceas combinadas (Cc + Cm).

Capítulo VI

- O coletor tipo Netlon e seu condicionamento prévio em conjunto com o acréscimo de folhas de *Pinus*, favoreceram o assentamento larval de *Pteria hirundo* em laboratório.
- O tempo de assentamento em laboratório, de 15 dias, mostrou ser adequado para esta espécie.

Capítulo VII

- A sobrevivência de *P. hirundo* tanto na classe M quanto G foram superiores a 90%.
- Animais da classe M de tiveram um crescimento médio maior quando comparado com os da classe G.
- O cultivo em lanterna e a densidade utilizada favoreceram a sobrevivência e o crescimento de *P. hirundo* nesta etapa de desenvolvimento.

Capítulo VIII

- Para realizar a coleta de reprodutores de *Cyrtopleura costata*, com eficiência, deve-se observar a maré correta, usar equipamentos adequados e aprender a localizar o orifício de saída do sifão do molusco no substrato.
- O método de transporte de reprodutores pode ter sido um fator de estresse e pode ter afetado a sobrevivência destes em laboratório.
- O tempo de larvicultura em laboratório excedeu os 21 dias, como observado por outros pesquisadores, para esta espécie.
- Quando submetidas ao assentamento, em diferentes metodologias, as larvas não sofreram metamorfose.

9.2 Considerações finais

9.2.1 *Pteria hirundo*

A larva da ostra perlífera *Pteria hirundo* mostrou-se resistente as práticas de manejo, já empregadas em laboratório para outras espécies de moluscos bivalves. Os índices de sobrevivência e o tempo de desenvolvimento larval comprovam a viabilidade de produção desta espécie em condições controladas. Esta viabilidade é qualitativa e quantitativa.

Os resultados obtidos neste estudo estabeleceram parâmetros de salinidade, temperatura, quantidade e qualidade de alimento, os quais favorecem o desenvolvimento e o crescimento das larvas de *P. hirundo*.

Para a fase de assentamento, o método já empregado em vieiras, mostrou-se adequado a esta espécie, resultando em taxa de assentamento similar ou superior ao verificado em outras espécies de bivalves, incluindo ostras perlíferas.

O crescimento e a sobrevivência na etapa de cultivo intermediário, no mar, indicam que esta espécie pode ser mais uma opção de cultivo de molusco para o litoral do Brasil.

É importante destacar que, paralelamente a este trabalho, foi mantido um estoque de reprodutores, obtidos em laboratório, e cultivados em sistema flutuante no mar. A manutenção destes reprodutores foi conjunta entre alunos e a equipe do Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC.

A partir das informações obtidas com este trabalho pode-se iniciar os testes para produção de meia-pérola em *P. hirundo*. Para atingir este resultado, no entanto, alguns procedimentos, listados resumidamente a seguir, devem ser verificados e estabelecidos. São eles:

I – Avaliação de crescimento das ostras no mar:

- 1 Avaliar desempenho em sistemas de cultivo (densidade, e sobrevivência);*
- 2 Determinar quais estruturas de cultivo (lanterna, gaiola, caixa);*
- 3 Estabelecer o melhor local de cultivo(águas oceânicas e/ou baías); tempo de cultivo.*

II - Produção da meia-pérola:

1 *Tipo de anestésico ; tipo de cola para fixar o núcleo; material cirúrgico;*

2 *Tamanho e/ ou idade do animal a ser inseminado; tamanho e material do núcleo;*

3 *Qual o melhor local de cultivo para produção de meia-pérola (qualidade de água) ;*

4 *Em quanto tempo se obterá a pérola p/ comercialização;*

5 *Se há mercado para consumo deste produto;*

6 *“Marketing”: como e para qual consumidor demonstrar este produto.*

7 *O treinamento de produtores por extensionistas capacitados.*

8 *Envolvimento da comunidade, cooperativas, empresas, mão de obra capacitada.*

9.2.2 *Cyrtopleura costata*

A coleta de reprodutores de *Cyrtopleura costata* demonstrou ser simples, quando observado corretamente o local e a maré favorável, e utilizando-se equipamentos adequados de captura e proteção. No entanto, para realizá-la com sucesso, é necessário anteriormente aprender a identificar o orifício de saída do sifão do molusco.

O método de transporte dos reprodutores do local de coleta ao laboratório mostrou-se ineficiente por causar quebra nas conchas, podendo ser melhorado com uma embalagem (como espuma) individual para evitar quebra das delicadas valvas. Foi observado que, todos animais desovaram quando colocados em tanques com água do sistema de laboratório. Tal fato pode ser considerado vantajoso, pois a desova não precisa ser estimulada (economia de tempo). Por outro lado, a desova não pode ser realizada em uma data posterior a chegada ao laboratório. O tempo de transporte dos animais, do local de coleta ao laboratório, não pode ser superior a duas horas. Outra sugestão para o transporte é o uso de água fria para recobrir os reprodutores.

Com relação à manutenção de reprodutores em laboratório, tanques com substrato mostraram-se inadequados, por serem de difícil manutenção (por anóxia da areia) e construção, e desnecessários para esta espécie, uma vez que não possuem a capacidade de se enterrar quando adultos. O tanque sem substrato e com renovação constante de água mostrou-se mais prático e eficiente em termos de sobrevivência

para o acondicionamento. Porém, melhoras podem ser realizadas, como a utilização de grampos de plástico para compressão das valvas promovendo uma melhor eficiência no consumo de microalgas e eliminação de fezes e pseudofezes. Outro método de manutenção a ser testado, consiste em prender com um elástico o reprodutor em um bastão de vidro, na posição vertical em relação ao tanque.

Apesar de serem verificados alguns bons resultados de tempo de sobrevivência, em reprodutores de *C. costata* mantidos no mar, não recomendamos manter animais nas estruturas testadas. Estas técnicas empregadas mostraram-se mais laborosas quando comparada a manutenção de reprodutores em laboratório. A integridade dos reprodutores foi prejudicada assim como a eficiência alimentar dos mesmos. Testes, comparando larviculturas resultantes de reprodutores mantidos em laboratório e coletados no ambiente natural, devem ser realizados.

Para a etapa de larvicultura, em laboratório, diferentes salinidades e temperaturas devem ser testadas, paralelamente ao acompanhamento do ciclo reprodutivo dos animais em campo, ao longo do ano, com a avaliação qualitativa e quantitativa das desovas e larviculturas. Com o cruzamento destas informações, pode-se determinar em qual época do ano os gametas estão maduros. De posse desta informação, espera-se obter um melhor resultado no desenvolvimento e sobrevivência das larvas, em condições de laboratório. Conseqüentemente, os diferentes métodos de assentamento e cultivo de sementes poderão ser testados.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS DA INTRODUÇÃO GERAL

ABARCA, A.; MEDINA, Q.; FIERRO, J.; CASTILLA, J.C. Descripción del proceso de asentamiento y metamorfosis en el ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) en condiciones de laboratorio. P65. En: **Memorias XIV Jornadas de Ciencias del Mar Univ. Austral**. Puerto Montt, Chile, 1994.

ABARCA, A. Scallop hatcheries of *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) in Chile. A survey of the present situation. pp. 74-75. **Book of abstracts. 13th International Pectinid Workshop**. Coquimbo, Chile, 2001.

ABBOTT, R. T. **American Seashells**. New York: Van Nostrand Reinhold, 1974.

ALAGARSWAMI, K.; S. DHARMARAJ. Manual on pearl culture techniques. **C.M.F.R.I. Spl. Publ.**, v. 20, p. 1- 42, 1984.

ALAGARSWAMI, K.; DHARMARAJ, S.; VELAYUDHAN, T.S.; CHELLAM, A. Hatchery technology for pearl oyster production. In: K. Alagarswami, editor. Pearl culture. **Bull.Cent.Mar.Fresh.Res.Inst.**, p. 62-71, 1987.

ALAGARSWAMI K, DHARMARAJ S, CHELLAM, A. Velayudhan, T.S. Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (Linnaeus). **Aquaculture**, v. 76, p. 43–56, 1989.

ALEXANDER, A.E. Perl and the perl Industry. In: TRESSLER, D.K.; LEMON, J.M. **Marine products of commerce**. New York: Van Nostrand Reinhold p.107-123, 1951.

ALVAREZ, I.F. **Reproduccion y acondicionamiento de bivalves en el criadero**. Xunta de Galicia. Conselleria de pesca, marisqueo e acuicultura, ed. ALVA, A Coruña, España. v. 16, p. 3-35, 1991.

ALVES, R.; ZANANDREA, A. C. V.; ALBUQUERQUE, M. C. P.; MAGALHÃES, A. R. M. Crescimento de *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) em condição de cultivo. In: XX Encontro Brasileiro de Malacologia, 2007, Rio de Janeiro. **Anais do XX Encontro Brasileiro**

de Malacologia. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Malacologia, 2007.

ARAÚJO, C.M. **Biologia reprodutiva do berbigão *Anomalocardia brasiliiana* (Mollusca: Bivalvia, Veneridae) na Reserva Extrativista Marinha do Pirajubaé (REMAPI), Estado de Santa Catarina.** Florianópolis. 203p. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo. 2001.

ARNAUD-HAOND, S.; VONAU, V.; BONHOMME, F.; BOURDRY, P.; PROU, J.; SEAMAN, T.; VEYRET, M.; GOYARD, E. Spat collection of pearl oyster (*Pinctada margaritifera cumingii*) in French Polynesia: an evaluation of potential impact on genetic variability of wild and farmed populations after 20 years of commercial exploitation. **Aquaculture**, v. 219, p. 181-192, 2003.

BARBER, B.J.; BLAKE, N.J. Reproductive physiology. In: Shumway, S.E.(ed.) **Scallop: biology, ecology and aquaculture**, Elsevier Amsterdam, 1991.

BEATTIE, H. British Columbia Manila Clam Culture; Workshop Transcribed Proceedings. **Ministry of Agriculture and Fisheries.** (Broadley, T.A., W.E. Clayton, B. Roland eds), November 16-18, 250 p.1989.

BEHZADI, S.; PARIVAR, K.; ROUSTAIAN, P. Gonadal cycle of pearl oysters, *Pinctada fucata* (Gould) in Northeast Persian Gulf, Iran. **J. Shellfish Res.**, v.16, p.129–135, 1997.

BERG JR., C.J. Seasonal gonadal changes of adults oviparous oysters in Tomales Bay, California. **The Veliger**, v. 12, n. 1, p. 27-36, 1969.

BORRERO J. Potential for pearl culture in Colombia, Abstracts, Pearls '94 International Conference, Honolulu, USA. **J. Shellfish Res.**, v. 13, no 1, p. 331–332, 1994.

BOURNE, N.; HODGSON, C.A.; WHYTE, J.N.C. A manual for scallop culture in British Columbia. Canada. Minister of Supply and Services Canada. 215p. (**Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences**, n. 1694). 1989.

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

BURTON, R.F. Ionic regulation and water balance. In: Saledin, A.S.M. (ed). **The Mollusca- Physiology, Part 2**. New York. v. 5, p 291-352, 1983.

CAIN, T.D. The combined effects of salinity and temperature on embryos and larvae of the clam *Rangia cuneate*. **Marine Biology**, v. 21, p. 1-6, 1973.

CHELLAM A.; VICTOR A.C.C.; DHARMARAJ S.; VELAYUDHAN, T.S.; SATYANARYANA RAO, T.S. **Pearl Oyster Farming and Pearl Oyster Culture. Training Manual 8**. Central Marine Fisheries Research Institute. Tuticorin.104 pp. 1991.

CHEW, K.K. The emerging mediterranean mussel fisheries in Puget Sound, Washington state. **Aquaculture Magazine** v.3, n.22, p. 93-96, 1996.

CHOI, Y. H.; CHANG, Y. J. Gametogenic cycle of the transplanted-cultured pearl oyster, *Pinctada fucata martensii* (Bivalvia: Pteriidae) in Korea. **Aquaculture**, v. 220, p. 781-790, 2003.

CLAYTON, E.L. A preliminary plan for the development of the comercial geoduck clam (*Panope generosa*) industry in British Columbia. **Seafloor Enhancement Aquacultural Research Corporation**. Vancouver. 109 p. 1992.

COUÑAGO, S.D. **Biología de la navaja (*Ensis arcuatus* Jeffreys, 1865) de la Ria de Vigo (N.O. de Epanha): crecimiento y reproducción**. Tesis Doctoral. Universidade de Vigo, Facultade de Ciencias. Departamento de Bioquímica, Xenética e Inmunoloxía, Area de Bioquímica e Biología Molecular. 283pp. 2001.

CRESWELL, R. L.; VAUGHN D.; CLARK M.S. The Angel Wing Clam (A beautiful bivalve with culture potential for the Caribbean and southwestern United States). **World Aquaculture. Bivalve culture II. Sep** v. 24, n.3, p.8-10, 1993.

DHARMARAJ, S., VELAYUDHAN T.S., CHELLAM A., VICTOR, A.C.C., GOPINATHAN, G.S. Hatchery production of pearl oyster spat. **Pinctada fucata Central Marine Fisheries Research Institute Special Publication** no 49. Central Marine Fisheries Research Institute, Cochin, India. 1991.

DIJKEMA, R. Spatfall and recruitment of mussels (*Mytilus edulis*) and cockles (*Cerastoderma edule*) on different locations along the European coast. ICES, C.M. k:62 (Shellfish committee ref. D) p. 22, 1993.

DORE, I. Shellfish: a guide to oysters, mussels, scallops, clams. New York: Van Nostrand Reinhold, 240 p. 1991.

DOROUDI, M.S.; SOUTHGATE, P.C.; MAYER, J. Growth and survival of black lip pearl oyster larvae fed different densities of microalgae. **Aquac. Int.**, v. 7, p. 179-187, 1999.

DOROUDI, M.S.; SOUTHGATE, P.C. The influence of algal ration and larval density on growth and survival of blacklip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (L.) larvae. **Aquac. Res.**, v. 31, p. 621– 626, 2000.

DÍAZ, A.H.; BUCKLE, L.F. Ciclo gonádico de *Pteria sterna* Gould, 1851 Mollusca, Bivalvia in Baja California, Mexico. **Cienc. Mar.**, v. 224, p. 495–509, 1996.

ENCOMENDERO, L., DUPRÉ, E. Efecto Del substrato em la intensidad del asentamiento de larvas de *Argopecten purpuratus* Lamarck, 1819 (Bivalvia, Pectinidae) em ambiente controlado. **Invest. Mar. Valparaíso**. v. 3, n.1, p. 25-32, 2003.

FAHY, E., GAFFNEY, J. Growth statistics of an exploited razor clam (*Ensis siliqua*) bed at Gormanstown, Co Meath, Ireland. **Hidrobiología**, v. 465, p. 139-151, 2001.

FAO (2004) National Aquaculture Sector Overview-Brazil- *FAO website* www.fao.org/fi/website/FIRetrieveAction.do?dom=countrysector&xml=naso_brazil.xml > acesso em 25 de agosto de 2007.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2006 (SOFIA)**. Food and Agriculture Organization, Rome, 2006.

FAO. <http://www.fao.org/fishery/statistics/software/en> (2007). acessado em 2009.

FASSLER, R.C. Farming jewels : The aquaculture of pearls. **Aquaculture Mag.** Sep/Oct 1991, p. 34-52, 1991.

FASSLER, R.C. Abstracts of papers presented at Pearls '94, International Pearl Conference, Honolulu, Hawaii, May 14-19, 1994. **Jour. Shellfish Res.**, v. 13, n.1, p. 325-354, 1994.

FASSLER, R.C. Farming jewels : new developments in pearl farming. **World Aquaculture**, v. 26 n.3, p. 5-10, 1995.

FASSLER C.R. **Recent developments in selected Pacific and Indian Ocean black pearl projects.**In: 6th-Asian Fisheries Forum. Asian Fisheries Society, Quezon City, Philippines. Book of Abstracts 301 pp. 2001.

FARÍAS, A.; URIATE, I.; CASTILLA, J.C. A biochemical study of the larval and postlarval stages of the Chilean scallop *Argopecten purpuratus*. **Aquaculture**, v. 166, p. 37-47, 1998.

FERREIRA, J.F.; MAGALHÃES, A.R.M. Cultivo de mexilhões. In- **Aquicultura: experiências brasileiras**, orgs. Poli, C.R.; Poli, A.T.B.; Andreatta, E.; Beltrame, E.. Multifatorial editor. Florianópolis, p. 221-250, 2004.

FERREIRA, J. F. Repensando o mar para o século XXI – Maricultura. In: **II Workshop Regional Sul sobre o Mar**. Florianópolis, p. 83-89, 1998.

GABBOTT, P.A. Developmental and seasonal metabolic activities in marine molluscs. In: P.W. Hochachka (ed.). **The Mollusca, vol. 2, Environmental Biochemistry and Physiology**. Academic Press, New York. pp. 165-217. 1983.

GALTSOFF, P.S. The American Oyster *Crassostrea virginica* Gmelin. **Fishery Bulletin of the U.S. Fish and Wildlife Service**. v.64, p. 324-380, 1964.

GASPAR, M.B. **Bivalves do litoral oceânico algarvio. Aspectos da biología, ecología e das pescarias dos mananciais de interesse económico: aplicação à gestão dos recursos.** PhD thesis, Universidade do Algarve, Faro, 282 pp. 1996.

GASPAR, M.B.; MONTEIRO, C.C. Indirect mortality caused by dredges on the survival of juveniles of *Spisula solida* and *Donax trunculus*. **Proceedings of the ICES Symposium- marine benthos dynamics: environmental and fisheries impacts.** 1998.

GASPAR, M.B.; CONSTANTINO, R.; DÍAZ, A.G.; CARVALHO, S. Impactos medioambientales de las pesquerías de navajas y longueirones en función de las técnicas de pesca y los hábitos de explotación. In: DÍAZ, A.G.; SEIJO, C.L. (eds) **Navajas y longueirones: biología, pesquerías y cultivo.** Cap 10: p.223-269, 2006.

GASPAR, M.B.; CONSTANTINO, R. Impacte da pesca de longueirão com sal nas comunidades bentónicas da ria Formosa (Projecto Share). **Portugala**, v. 7, p. 5-6, 2006.

GERVIS, M.H.; SIMS, N.A. **The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae).** ICLARM Stu. Rev. 21, 49 pp ODA, London. 1992.

GOMES, C.H.A.M.; DA SILVA, F.C.; FERREIRA J. F.; ALBUQUERQUE, M.C.P.; VIECILI R.V. Larvicultura de *Pteria colymbus* no Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC, SC – BRASIL. In: Aquaciência, Bento Gonçalves 14 a 17 agosto 2006.. **Anais do Aquaciência 2006.** 2006.

GOSLING E M. **Bivalve molluscs biology ecology and culture.** Fishing News Books Blackwell Science. UK. 2003.

GRAY, J.S. Animal-sediment relationships. **Ocean. Mar. Biol. Ann. Rev.**, v. 12, p. 223-261, 1974.

GUSTAFSON, R.G.; CRESWELL, R.L.; JACOBSEN, T.R.; VAUGHAN, D.E. Larval biology and mariculture of the angelwing clam, *Cyrtopleura costata*. **Aquaculture**, v. 95, p. 257-279, 1991.

HAYES, H.L. **The Recent Pteriidae (Mollusca) of th Western Atlantic and Eastern Pacific Oceans.** Unpublished Ph. D. Dissertation, Georgetown University, Washington D.C., 202 pp. 1972.

HBOI report to Florida Sea Grant, 1992.
www.sms.si.edu/irlspec/Cyrtop-costata.htm (Sítio consultado em 15/03/09).

HELM, M.M.; BOURNE, N.; LOVATELLI, A. Hatchery culture of bivalves. A practical manual. **FAO Fisheries Technical Paper.** Rome, FAO. n. 471, 177p., 2004.

HICKMAN, R.W. Sources of seed for green mussel farming in New Zealand. Seminario **Internacional do Mexilhão.** Cuadernos da area de Ciencias Mariñas 6. p.173, 1992.

HIDU, H.; NEWELL, C.R. Culture and biology of the soft-shelled clam, *Mya arenaria* . In: **Clam Mariculture in North America** (eds.) J. Manzi ; J. Castagna, pp. 277-292. Elsevier, Amsterdam. 1989.

ILLANES, J.E. Ingenieria conceptual y basica de diseño de hatchery para moluscos. In: **10° curso internacional em cultivo de moluscos** (ILLANES, J. E. coordenador), 21 outubro a 14 novembro de 1997, Coquimbo, Chile. 1997.

JARAMILLO, R.; NAVARRO, J. Reproductive cycle of the Chilean ribbed mussel *Aulacomya ater* (Molina, 1982). **J. Shellfish Res.**, v.14, p. 165- 171, 1995.

JIUAN-JIUAN, H.; OKUTANI, T. Taxonomy and Distribution of the Genera Pteria and Pinctada (Bivalvia: Pteriidae) in Taiwan. **Journal of Fisheries Society of Taiwan**, v. 30, n .3, p.199-216, 2003.

JONES, L.; GORDON G.; CATHY, L.; SANFORD, B. **Manila Clams: Hatchery and Nursery Methods Innovative Aquaculture Products Ltd.** Skerry Bay Lasqueti Island B.C., Canada VOR 2JO Innovative Aquaculture Products Ltd. WWW.InnovativeAqua.com. 1993.

KAKAZU, K. Aquaculture of mollusks-black-lip pearl oysters. In: Shokita, S. (Ed.). **Aquaculture in Tropical Areas.** Midori Shobo, Tokyo, p. 228-234. 1988.

KINNE, O. Marine Ecology, A comprehensive, Integrated Treatise on life in Oceans and Coastal Waters, Part 1, Environmental Factors. London. **Wiley Intersc.**, v.1, 407 pp. 1970.

KNUCKEY, I.A. Settlement of *Pinctada maxima* Jameson and other bivalves on artificial collectors in the Timor Sea, Northern Australia. **J. Shellfish Res.**, v.14, n. 2, p. 411–416, 1995.

LADRA, D. Troubled waters. **Colored Stone**, v. 11, n. 4, p. 14-19, 1998.

LASSUY, D.R.; SIMONS, D. Species profiles: life histories and environmental requirements of costal fishes and invertebrates (Pacific Northwest)- Pacific razor clam. **U.S. Fish. Wild. Serv. Biol. Rep.** 82 U.S. Army Corps of Engineers, TR-EL82-4, 16p. 1989.

LODEIROS, C.; FERNÁNDEZ, I.; BONNATÍ, A.; HIMMELMAN J.H.; CHUNG K. Relation of RNA/DNA ratios to growth for the scallop *Euvola (Pecten) ziczac* in suspend culture. **Mar.Biol.**, v.126, p. 245-251, 1996.

LOOSANOFF, V.L.; DAVIS, H.C. Rearing of bivalve mollusks. In: **Advances in Marine Biology**. Vol 1. (ed. F.S. Russel) Academic Press, New York. 136 pp. 1964.

LORIO, W.J.; MALONE, S. Biology and Culture of the Northern Quahog Clam (*Mercenaria mercenaria*). Southern Regional Aquaculture Center. Publicação No. 433, 1995.

LOUGH, R.G. A revaluation of the combined effects of temperature and salinity on survival and growth of bivalve larvae using response surface techniques. **Fishery Bulletin**, v.73, p. 86-94, 1975.

LUCAS J.S. Bivalves. In: Lucas, J.S., Southgate, P.C. (Eds.). **Aquaculture farming aquatic animals and plants**. Blackwell publishing, Oxford, p. 443-466. 2003.

MACCACCHERO, G.B.; GUZENSKI, J.; FERREIRA, J.F. Allometric Growth on Mangrove Oyster, *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828), Cultured in Southern Brazil. **Revista Ciência Agrônômica**, v.36, p. 400-403, 2005.

MAEDA-MARTÍNEZ, A.N. (ed.). **Los Moluscos Pectinídeos de Iberoamérica:Ciencia y Acuicultura**. Editorial Limusa, México 501pp. 2001.

MAGALHÃES, A.R.M. Malacologia: Importância econômica. In: **XIV Encontro Brasileiro de Malacologia**. Porto Alegre, p. 85-86, 1995.

MANZONI, G.C.; ARAUJO, R.A. de. Monitoramento do assentamento de moluscos marinhos em sistemas de captação submersos no Parque de Cultivo da Enseada de Armação do Itapocoroy. In: **Anais X Semana Nacional de Oceanografia**, Rio Grande- RS, 1997.

MANZONI, G.C., RHIGHETTI, B., STREFLING, L. Produção de sementes do berbigão *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791), (Bivalvia:Veneridae) em laboratório. In: Aquaciência 2006, Bento Gonçalves, 14 a 17 agosto 2006. **Anais do Aquaciência 2006**. 2006.

MARCANO, J.S. Evaluación de la pesquería de la ostra de perla *Pinctada imbricata* em el oriente de Venezuela. **INIA, Informe técnico de gestión anual**, 18 pp., 2001.

MARQUES, C.G. Aspectos Reprodutivos do Berbigão *Tivela mactroides* (Born,1778) (Bivalvia;Veneridae) na Enseada de Caraguatubá, São Paulo – Brasil São João da Boa Vista, SP. 67pp. 2004.

MARTÍNEZ, G.; AGUILERA, C.; CAMPOS, E.O. Induction of settlement and metamorphosis of the scallop *Argopecten purpuratus* Lamarck by excess K⁺ and epinephrine: Energetics costs. **J. Shellfish Res.**, v. 18, p. 41-46, 1999.

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

MANZI, J.J.; CASTAGNA, M. Clam mariculture in North America. Amsterdam: Elsevier, 1989.

MIKKELSEN, P.M.; TEMKIN, I.; BIELER, R.; LYONS, W.G. *Pinctada lonisquamosa*(Dunker, 1852) (Bivalvia:Pteriidae), an

unrecognized pearl oyster in the western Atlantic. **Malacologia**, v. 46, p. 473-501. 2004.

MILLICAN, P.F. The hatchery rearing of king scallop (*Pecten maximus*). Centre for Environment, Fisheries and Aquaculture Science. Lowestoft. UK. 40p. 1997.

MONTEFORTE, M. Cultivo de Ostras Perleras y Perlicultura. In : **Estudio del Potencial Pesquero y Acuicola de Baja California Sur**. 1996.

MONTEFORTE, M.; CARIÑO, M. Exploration and evaluation of natural stocks of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia, Pteriidae): La Paz Bay, South Baja California, Mexico. **AMBIO. J. Human Environ.**, v. 21, p. 314-320, 1992.

MONTEFORTE, M.; BERVERA, H.; MORALES, S. Growth and survival of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* in extensive conditons at Bahýa de La Paz, South Baja California, Mexico. **Journal of Shellfish Research**, v.13, n. 1, p. 344-345, 1994.

MONTEFORTE, M.; GARCÝA-GASCA, A. Spat collection studies of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) in Bay of La Paz, South Baja California, Mexico. **Hydrobiologia**, v. 291, p. 21-34. 1994.

MONTEFORTE M.; WRIGHT H. Ecology of pearl oyster spat collection in Bahýa de La Paz, South Baja California, Mexico: temporal and vertical distribution, substrate selection, associated species. **Journal of Shellfish Research**, vol. 13, n. 1, p. 342-343, 1994.

MONTEFORTE ,M.; KAPPELMAN, E; ESPINOZA B.E. Spatfall annual survey of pearl oyster *Pteria sterna* (Gould) on experimental collectors at Bahýa de La Paz, South Baja California, Mexico. **Aquaculture and Fisheries Management**, v. 26, p. 497-511. 1995.

MONTEFORTE, M.; ALDANA, C.; BERVERA, H.; PÉREZ, V.; RAMÝREZ, J.J., SAUCEDO, P. ; WRIGHT, H. Effects of biofouling on growth and survival of pearl oysters *Pteria sterna* and *Pinctada mazatlanica* during nursery culture at station El Merito, Bahýa de La Paz, South Baja California Mexico. **Abstracts of the 1996 Annual**

Meeting of the World Aquaculture Society (WAS96). January 29-February 2, 1996. Bangkok, Thailand, pp. 258-259. 1996.

MONTEFORTE, M.; MORALES-MULIA, S. Growth and survival of the Calafia mother-of-pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (Hanley 1856) under different sequences of nursery culture-late culture at Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. **Aquaculture Research**, v. 31, p. 901-915, 2000.

MORALES, J.C. **Acuicultura Marina Animal**. Mundi-Prensa, Madrid. 1986.

NARCHI, W. Comparative Study of the Functional Morfology of *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791) and *Tivela mactroides* (Born, 1778) (Bivalvia, Veneridae). **Bulletin of Marine Science**, v. 22, n. 3, p. 643-670, 1972.

NEWELL, C.R. The soft-shell clam *Mya arenaria* (Linnaeus) in North America. In: **Estuarine and Marine Mollusc Culture** (ed. W. Menzel), pp. 1-10. CRC Press, Inc., Boston. 1991.

NEWELL, R.C.; BRANCH, G.M. The influence of temperature on the maintenance of energy balance in marine invertebrates. In: Blasxter, J.H.S., Russeli, F., Yonge, M. (eds) London. **Marine Biology**, v.17, p. 329-396, 1980.

NEWMAN, R. **The Pearl Buying Guide**. 2nd edition, International Jewelry Publications, LosAngeles. 1994.

NOSHO, T.Y.; CHEW, K.K. Remote setting and nursery culture for shellfish growers: workshop record. Washington Sea Grant Program, University of Washington, Seattle. 68p. 1991.

NOVOA, D.; MENDOZA, J.; MARCANO, L.; CÁRDENAS, J. **El Atlas Pesquero Marítimo de Venezuela**. MAC-SARPA y VECEP, Caracas, 197 pp. 1998.

O'CONNOR, W.A.; LAWLER, N.F. Salinity and temperature tolerance of the pearl oyster, *Pinctada imbricata* Röding. **Aquaculture**, v. 229, p. 493-506, 2003.

OLGUÍN, A.; JEREZ, G. Chile. Species bentónicas de importancia commercial. **Chile: Recursos Pesqueros N° 1, IFOP**, 30 pp. 2003.

OLIVEIRA NETO, F. M. Bons resultados da ostreicultura fizeram malacocultura catarinense crescer em 2006. **Panorama da Aqüicultura**, v. 17, n. 100, p. 41-43, 2007.

OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J. S.; PEDINI, P. Oceanografia e maricultura, p.107-141 *In*: W.C. Valenti et al. (Ed.) **Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável**. Brasília: CNPq, Ministério da Ciência e tecnologia, III, 399 pp. 2000.

OSTRENSKY, A.; BORGHETTI, J. R.; SOTO, D. Aqüicultura no Brasil: o desafio é crescer. **Secretaria Especial da Aqüicultura e Pesca**. Brasília, 2008.

PATIÑO, D.M.; GONZÁLEZ, F.C. Cultivo de navaja, longueirón y longuirón vello. *In*: DÍAZ, A.G.; SEIJO, C.L. (ed.) **Navajas y longuirones: biología, pesquerías y cultivo**. Cap 8: p.187-210, 2006.

PICO, D.; NUÑEZ, M.; NARVÁEZ, N.; LODEIROS, C. Crecimiento de la ostra perlífera *Pinctada imbricata* Roding, 1798 en condiciones de cultivo suspendido y de fondo en el Golfo de Cariaco, Venezuela. **II Congreso Suramericano de Acuicultura, Pto. La Cruz, Venezuela, Memorias Resúmenes**. p. 115. 1999.

POLI, C.R. **Cultivo de *Crassotrea gigas* (Thunberg, 1795) no sul do Brasil**. Trabalho de defesa de Exame para Prof. Titular. UFSC, Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, 114 p. 1996.

POLI, C.R. Cultivo de ostras do Pacífico (*Crassotrea gigas*, 1852). *In*: **Aqüicultura: experiências brasileiras**, orgs. Poli, C.R.; Poli, A.T.B.; Andreatta, E.; Beltrame, E..Multifatorial editor. Florianópolis, p. 251-266. 2004.

POLLI, F.J. **Obtenção de sementes da ostra perlífera *Pinctada imbricata* (RÖDING, 1798), em ambiente natural, através de coletores artificiais, e indução a desova em laboratório** Trabalho de Conclusão de Oceanografia, Univali, 39p. 2004.

POUVREAU, S.; GANGNERY, A.; TIAPARI, J.; LAGARDE, F.; GARNIER, M., BODOY, A. Gametogenic cycle and reproductive effort of the tropical blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (Bivalvia: Pteriidae), cultivated in Takapoto atoll (French Polynesia). **Aquatic Living Resource**. v. 13, n.1, p.37–48, 2000.

QUAYLE, D.B; Newkirk, G.F. Farming bivalve mollusks: Methods for Study and Development. In: Sandifer PA (ed) **Advances in World Aquaculture**, v. 1 p. 273, 1989.

REYNOLDS, M.S. **Attachment and settlement for comercial viability producing of the mussel (*Mytilus edulis*) seedd for the UK market**. Dissertation, University of Stirling. 1996.

RIOS EC **Compendium of Brazilian sea shells**. Evangraf, Brasil, 2009.

ROBERT, R.; HIS, E.; DINET, A. Combined effects of temperature and salinity on fed and starved larvae of the European flat oyster, *Ostrea edulis*. **Marine Biology**, v. 97, p. 95-100, 1988.

ROMERO, S.M.B. **Efeitos combinados de salinidade e temperatura sobre embriões e larvas de *Perna perna* (Linné,1758)**. Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo, Departamento de Fisiologia Geral. São Paulo,SP, Brasil. 50p. 1977.

ROSE, R.A.; BAKER, S.B. Larval and spat culture of Western Australian silver or gold pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Molusca:Pteridae).**Aquaculture**, v. 126, p. 35-50, 1994.

ROSE, R.A.; DYBDAHL, R.E.; HARDERS, S. Reproductive cycle of the western Australian silverlip pearl oyster, *Pinctada maxima* Jameson, Mollusca: Pteriidae. **J. Shellfish Res.**, v. 9, n 2, p. 261–272, 1990.

RUPP, G.S. **Obtenção de reprodutores, indução à desova e cultivo larval e pós-larval de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (Bivalvia:Pectinidae)**. Dissertação de Mestrado, UFSC, Florianópolis, SC, Brasil, 1994.

RUPP, G. S.; BEM, M.M. Cultivo de vieiras. In: **Aqüicultura: experiências brasileiras**. POLI, C. R., POLI, A. T. B., ANDREATA,

E., BELTRAME, E.(org.). Cap. 12, pp. 289-308, Florianópolis, SC, Multitarefa, 2004.

SASTRY, A.N. Pelecypoda (excluding Ostreidae). In: Giese, A.C.; Pearse, J.S. (Eds.), **Reproduction of Marine Invertebrates**, vol. V. Academic Press, New York, pp. 131–195, 1979.

SAUCEDO, P.; MONTEFORTE, M. Breeding cycle of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahía de La Paz, Baja California Sur, Mexico. **Journal of Shellfish Res.** v.16, p. 103-110, 1997.

SEBE, M.P.; GUERRA, A. Análise das artes dedicadas a extracção de solénidos (navalla, longueirón e longueirón vello). **Xornadas técnicas sobre o desenvolvemento productivo do marisqueiro a pé**. Santiago de Compostela, 13 14 de Marzo, Espanha. 1997.

SHIRAI, S. An overview of pearl oyster culture in the world. Conferencia magistral. **Congreso Internacional Pearls**. Honolulu, Hawaii, 1994.

SIMS, N.A. Abundance and distribution of the black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* L., in the Cook Islands, South Pacific. **Aust. J. Mar. Freshwater Res.** 43, 11409–11421, 1992.

SIMS, N.A., Pearl oysters. In: Wright, A., Hill, L. (Eds.), **Nearshore Marine Resources of the South Pacific**. IPS, Suva, FFA, Honiara, ICOD, Canada, 1993.

SIMS, N.A. 2003. The green pearl issue. **SPC Pearl Oyster Information Bulletin** 16- December .

SOUTHGATE P.C.; BEER, A.C. Hatchery and early nursery culture of black lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera* L.). **Journal of Shellfish Research**, v. 16, n.2, p. 561-567, 1997.

SOUTHGATE, P.C.; BEER, A.; DUNCAN, P.F.; TAMBURRI, R., 1998. Assessment of nutritional value of three species of tropical microalgae, dried *Tetraselmis* and a yeast-based diet for larvae of blacklip pearl oyster, *Pinctadamargaritifera* (L.). **Aquaculture** 162, 247– 257.

SOUTHGATE, P.C. Pearl oyster culture. In: SOUTHGATE, P.C.; LUCAS, J.(Eds.) **The pearl Oyster**. Elsevier 1st Ed., p. 231-272. 2008.

SOUZA FILHO, J.; HERZOG, D.; FRANKEN, C. E. Custo de produção do mexilhão cultivado. **Cadernos de indicadores agrícolas - 4**. Florianópolis, Instituto Cepa/SC, 2004.

SOUZA, D.S. **Caracterização da Pescaria do Berbigão *Anomalocardia brasiliana* (GMELIN, 1791) (Mollusca: Bivalvia) na Reserva Extrativista Marinha do Pirajubá (Florianópolis/SC): subsídios para o manejo**. 209 p. Dissertação para a obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia Ambiental, Centro de Ciências Tecnológicas da Terra e do Mar, Universidade do Vale do Itajaí. 2007.

SPENCER, B.E.; KAISER, M.J.; EDWARDS, D.B. Intertidal clam harvest benthic community change and recovery. **Aquaculture Research**, v. 29, p. 429-37, 1998.

SPENCER, B.E. Clam cultivation. In: **Molluscan Shellfish Farming**, Blackwell, cap.5, p.102-122, 2002.

TETTELBACH, S.T.; RHODES, E.W. Combined effects of temperature and salinity on embryos and larvae of the northern bay scallop *Argopecten irradians irradians*. **Marine Biology**, v. 63, p. 249-256, 1988.

TOBA, D.R.; THOMPSON, D.S.; CHEW, K.K.; ANDERSON, G.J.; MILLER, M.B. Guide to Manila clam culture in Washington. Washington Sea Grant Program, University of Washington, Seattle. 80 p. 1992.

TRANter, D.J. Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) I. *Pinctada albina* (Lamarck). **Aust. J. Mar. Freshwat. Res.**, v.9, n.1, 135-143, 1958a.

TRANter, D.J. Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) II. *Pinctada albina* (Lamarck): gametogenesis. **Aust. J. Mar. Freshwat. Res.**, v. 9, n. 1, p. 144-158, 1958b.

TRANTER, D.J. Reproducion in Australian pearl oysters (Lamellibranchia) IV. *Pinctada albina* (Lamarck). **Aust. J. Mar. Freshwat. Res.**, v.9, n. 4, p. 509-523. 1958c.

UEMOTO, H. Studies on the gonad of the pearl oyster *Pinctada martensii* (Dunker): II. Histological observation with regard to both seasonal variation and the change during the course of the artificial spawning. **Bull. Natl. Pearl Res. Lab.** v. 4, p. 287–307, 1958.

URBAN, H.J. Culture potential of the Caribbean pearl oyster (*Pinctada imbricata*) from the Caribeana.II. Spat collection, growth and mortality in culture systems. **Aquaculture**, v.189, p. 375–388, 2000.

URIARTE, I.; RUPP, G; ABARCA, A. Producción de juveniles de pectínidos Iberoamericanos bajo condiciones controladas. In: **Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura**. A. N. Maeda-Martínez (ed.), Cap. 8: p.147-171. 2001.

UTTING, S.D.; MILLICAN, P.F., Techniques for the hatchery conditioning of bivalve broodstocks and the subsequent effect on egg quality and larval viability. **Aquaculture**, v. 155, p. 45-54, 1997.

VAKILY, J.M. The biology and culture of genus *Perna*. **ICLARM Studies and Reviews**. n.17, 63p. 1989.

WADA, K.T. The pearl oyster, *Pinctada fucata* G Family Pteriidae . In: Menzel, W. (Ed.). **Estuarine and marine bivalve mollusc culture**. CRC Press, Boston, p. 246–260. 1991.

WADA, K.T. Bivalve broodstock developments in Japan. **World Aquaculture**, v.24, n. 3, p.54-57, 1993.

WADA K.T.; Komaru A.; Ichimura Y.; Kurosaki, H. Spawning peak occurs during winter in the Japanese subtropical population of the pearl oyster *Pinctada fucata fucata* (Gould, 1850). **Aquaculture**, v. 133, p. 207-214, 1995.

WADA, K.T.; TEMKIN, I. Taxonomy and Phylogeny. In: **The Pearl Oyster**. P.C. Southgate; J.S. Lucas (Eds.). Cap. 2, p. 37-75 2008.

YU, D.H.; CHU, K.H. Phylogenetics of the common pear oysters in the genus *Pinctada*: evidence from nrDNA ITS sequence. **Biodiversity Sci.**, v.13, p. 315-323. 2005a.

YU, D.H.; CHU, K.H. Species identity and phylogenetic relationship of the oysters in *Pinctada*, based on ITS sequence analysis. **Biochem. Syst. Ecol.**, v.34, p.240-250. 2005b.