

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA

BIOLOGIA DE *Pteria hirundo*, OSTRA PERLÍFERA NATIVA DO
BRASIL

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

Orientação:
Dra. Aimê Rachel Magalhães

RAFAEL ALVES

FLORIANÓPOLIS
2010

Alves, Rafael

Biologia de *Pteria hirundo*, ostra perlífera nativa do Brasil
[tese] / Rafael Alves; orientadora: Aimê Rachel Magenta Magalhães.
- Florianópolis, SC, 2010

163 f: 77 fig., 6 tabs

Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Santa Catarina,
Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em
Aquicultura.

Inclui referências

1. Ostras perlíferas; 2. *Pteria hirundo*; 3. Anatomia;
4. Ciclo reprodutivo; 5. *fouling*; 6. Maricultura.

Biologia de *Pteria hirundo*, ostra perlífera nativa do Brasil.


Por

RAFAEL ALVES

Esta tese foi julgada adequada para a obtenção do título de

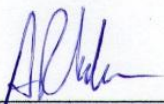
DOUTOR EM AQUICULTURA

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

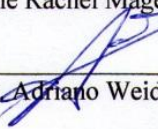


Prof. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Coordenador do Curso

Banca Examinadora:



Dra. Aimê Rachel Magenta Magalhães – *Orientadora*



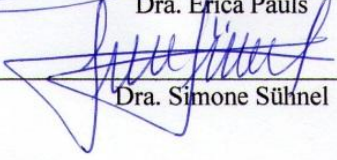
Dr. Adriano Weidner Cacciatori Marenzi



Dr. Cláudio Manoel Rodrigues de Melo



Dra. Erica Pauls



Dra. Simone Sühnel

Dedico este trabalho
à minha esposa Deise
e minha filha Valentine.



“Sob o mar eu ouço a água encontrando meu corpo, eu percebo a luz do sol penetrar na água, o som de peixes, algas, conchas, na água. O mar é tão tranquilo, mas tão barulhento...”

Sabedoria popular japonesa. 海女

AGRADECIMENTOS

A DEUS, ser supremo que nos inspira e conduz em nossa eterna caminhada.

À Deise, minha esposa, que me apoiou nos momentos mais críticos deste trabalho, sendo responsável com todo seu amor, por eu ainda seguir em frente.

Aos meus pais, que me deram amor e carinho, para concluir este trabalho.

À Dra. Aimê Rachel Magenta Magalhães, que me apoiou em todas as rotinas do LAMEX, por sua confiança em minha forma de trabalho e pelas horas de conversas e desabafos.

À Ana Lúcia, principalmente pela amizade, e também pelo auxílio nas rotinas de histologia.

À Ana Carolina, que me auxiliou em um momento delicado dos trabalhos desta tese, me ajudando em muito nas atividades de campo e laboratório e também para Angelo, Isis, Robert, Gabriel e Martim que participaram, cada um ao seu tempo, das atividades relacionadas nesta tese.

Ao Itamar pela ajuda nas coletas e no cultivo no Sambaqui.

Ao Rafael da Costa (Rafinha) e à Natália Marchiori e todo o pessoal do LAMEX que participou dos mutirões quando foi necessário.

Ao LMM pelo fornecimento de material e pessoal para a realização deste trabalho, principalmente ao Prof. Dr. Jaime Ferreira e ao Msc. Carlos Henrique (eterno Tatú) meu amigo de longa data.

Ao meu colega Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque (Marcão) pela ajuda no planejamento inicial do projeto e pela execução de várias etapas em conjunto.

À CAPES pela bolsa, sempre necessária, e também ao CNPq e FINEP que financiaram partes dos experimentos presentes nesta tese.

Ao Prof. Dr. Luiz Ricardo L. Simone pela inestimável ajuda oferecida para realização dos estudos que culminaram como o capítulo I desta tese.

E, finalmente, a todo o Departamento de Aquicultura que me permitiu flexibilidade nas atividades profissionais e que juntamente com o Centro de Ciências Agrárias acreditaram neste projeto.

Obrigado!



© Roger Harvey

“...pois a Sabedoria vale mais que as pérolas e jóia alguma a pode igualar” (Provérbios 8:11).

RESUMO

Com o objetivo de estudar a biologia da ostra perlífera nativa *Pteria hirundo*, foram coletados no período de 2006 a 2009 espécimes oriundos de reprodução em laboratório, sendo: 240 juvenis para determinar o início da maturação sexual; 480 adultos para identificação da proporção sexual e 740 para caracterização do ciclo reprodutivo; 250 para identificação de *biofouling* e 20 para análise anatômica. Para inferir a proporção sexual foi utilizado o teste χ^2 . A concha de *P. hirundo* varia de vermelho a castanho, com charneira reta terminada em projeções aliformes. A face interna é ricamente nacarada. O manto possui na borda três lóbulos com tentáculos paliais no medial e no interno. As brânquias são do tipo B (1b) de Atkins, com agrupamentos de 12 a 15 filamentos. A boca é margeada por palpos labiais, tendo um estômago do tipo III de Pouchon. O intestino se divide em descendente anterior, ascendente anterior e descendente posterior (reto). A glândula digestiva envolve o estômago e é envolvida pelas gônadas. Possui gânglios cerebrais na região ântero-dorsal, viscerais pequenos na região ântero-ventral do adutor e pediais, fusionados, na base do pé. Apresenta um olho cefálico na base de cada palpo. Os primeiros indícios de gônadas surgiram em machos com 10 semanas de vida; o primeiro indivíduo maduro com 14 semanas e, as primeiras fêmeas, com 18. O teste χ^2 evidenciou o equilíbrio na proporção entre os sexos (1:1). Os animais demonstraram atividade de desova ao longo de todo o ano, sendo maior nos meses com água mais quente, praticamente inexistindo períodos de repouso. No *fouling* foram encontradas 34 espécies animais dos filos: Porifera, Cnidaria, Platyhelminthes, Ectoprocta, Crustacea, Annelida, Mollusca, Echinodermata e Urochordata. Foram coletados 26 crustáceos da espécie *Charybdis hellerii* nas lanternas de cultivo, desses siris, 15 eram machos e 11 fêmeas (6 ovígeras). Este estudo conclui que a ostra perlífera *P. hirundo* é hermafrodita sequencial protândrica e apresenta uma maturação sexual precoce, alcançando uma proporção de 1:1 entre machos e fêmeas e se mantendo estável. Possui um ciclo reprodutivo contínuo, com as épocas de eliminação de gametas associadas à elevação da temperatura da água do mar.

Palavras-chave: Ostras perlíferas; *Pteria hirundo*; anatomia; ciclo reprodutivo; fouling; cultivo; maricultura.

ABSTRACT

Biology of *Pteria hirundo*, an native Brazilian pearl oyster.

In the period of 2006 to 2009 were collected *Pteria hirundo* specimens, from laboratory reproduction, where: 240 juveniles to determine the beginning of sexual maturation; 480 adults to identify the sex ratio, 740 to characterize the reproductive cycle, 250 for biofouling identification and 20 for anatomical analysis. To infer the sex ratio χ^2 test was used. Were also collected 26 crabs of specie *Charybdis hellerii* in culture structures. The shell of *P. hirundo* varies from red to brown, with straight hinge, finished in winged projections, the inner surface is pearly. The mantle edge has three lobes with tentacles in the inner and medial. The gills are of type B (1b) Atkins, grouped with filaments from 12 to 15. The mouth is boarded with labial palps, with a stomach Purchon's type III. The intestine is divided into anterior descending, anterior ascending and posterior descending (rectum). The digestive gland surrounds the stomach and is surrounded by the gonads. Has the cerebral ganglia at the dorsal side, an small visceral ganglia in ventral region of adductor and one pedal fused at the base of the foot. Have cephalic eyes at the base of each labial palp. The gonads first signs appeared in males of 10 weeks, the first mature with 14 weeks and the first female at 18 weeks of life. The χ^2 test shows an balanced sex ratio (1:1). The reproductive cycle shows spawning activity throughout the year with more activity in the warmer months, virtually not existing rest periods. In the fouling were found 34 animal species of phyla: Cnidaria, Platyhelminthes, Ectoprocta, Crustacea, Annelida, Mollusca, Echinodermata and Urochordata. By the collected crabs, 15 were males and 11 females (6 ovigerous). This study concludes that the pearl oyster *P. hirundo* is protandrous sequential hermaphrodite, has an early sexual maturation and 1:1 ratio between males and females. Have continuous reproductive cycle, with spawning times associated with water temperature elevation.

Keywords: Pearl oysters; *Pteria hirundo*; anatomy, reproductive cycle; fouling; aquaculture; mariculture.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

INTRODUÇÃO

Figura 01 – Pterídeos brasileiros coletados na Praia da Ponta do Sambaqui.....	19
Figura 02 - O Nascimento de Vênus, por Sandro Botticelli, 1483.....	21
Figura 03 – Ornamentos feitos com conchas de <i>Pinctada mazatlanica</i> encontrados no Templo Maior de Tenochtitlan, México.....	22
Figura 04 – Página 704 do Systema Naturae de 1758 com a descrição de <i>Mytilus margaritiferus</i>	24
Figura 05 – Antigo cartão postal Japonês retratando uma “Ama”, que traduzido significa <i>mulher do mar</i>	26
Figura 06 – Escafandro utilizado na exploração de <i>Pinctada maxima</i> na Austrália.....	29
Figura 07 – Kokichi Mikimoto (1858-1954), pioneiro do cultivo de pérolas no mundo.....	31
Figura 08 – Método artesanal de cultivo de pérolas no sul da China....	32
Figura 09 – Distribuição aproximada das principais espécies da família Pteriidae.....	35
Figura 10 – Filogenia da superfamília Pterioidea.....	36
Figura 11 – Moluscos fósseis brasileiros da família Pteriidae.....	37
Figura 12 – Diagrama esquemático da formação de pérolas.....	38
Figura 13 – Valva de <i>Pteria sterna</i> com pérola <i>mabé</i>	39
Figura 14 – Pérolas naturais encontradas em <i>Pteria hirundo</i>	40
Figura 15 – <i>Pteria hirundo</i> em corda de mexilhão	42
Figura 16 – Projeto <i>Pteria</i>	43
Figura 17 – Aspectos das gônadas masculina (A) e feminina (B) de <i>Pteria hirundo</i>	47
Figura 18 – Vista dos folículos das gônadas masculina.....	47
Figura 19 – Detalhes dos folículos das gônadas masculina (A) e feminina (B) de <i>Pteria hirundo</i>	48
Figura 20 – Gônada hermafrodita de <i>Pteria hirundo</i>	49
Figura 21 – Desenvolvimento larval de <i>Pteria hirundo</i>	51

CAPÍTULO II - ANATOMIA DE *Pteria hirundo*

Descrição anatômica de *Pteria hirundo* (Linné) (Bivalvia: Pteriidae) de Florianópolis - Brasil

Figuras 1–9. Conchas de espécimes cultivados de <i>Pteria hirundo</i> (Linné, 1758).....	60
Figuras 10–13. Detalhes da concha de <i>Pteria hirundo</i>	62
Figuras 14–16. Massa visceral e pé de <i>Pteria hirundo</i>	64
Figuras 17–21. Características do manto, brânquias e palpos labiais de <i>Pteria hirundo</i>	66
Figuras 22–27. Fotomicrografia de brânquias e intestino.....	67
Figuras 28–32. Sistema digestório.....	69
Figuras 33–36. Sistemas circulatório e nervoso.....	71
Figuras 37–42. Fotomicrografia de tecidos de <i>Pteria hirundo</i>	73
Figuras 43–44. Vista externa de valvas esquerdas de <i>Pteria hirundo</i>	74

Presença de pérolas no manto de *Pteria hirundo* cultivada na Baía Norte da Ilha De Santa Catarina – Brasil.

Figura 1. Pérolas encontradas no manto de <i>Pteria hirundo</i>	82
--	----

CAPÍTULO III - REPRODUÇÃO DE *Pteria hirundo*

Primeira maturação e proporção sexual de *Pteria hirundo* (Linné, 1758) (Bivalvia: Pteriidae) oriundos de larvicultura em laboratório.

Figura 1 - Vista externa da valva esquerda de <i>Pteria hirundo</i> com destaque para as áreas mensuradas na biometria.....	92
--	----

Figura 2 – Esquerda: vista dos ácinos gonádicos de <i>Pteria hirundo</i> em fase de transição sexual.À direita, detalhe da parede do ácino.....	95
--	----

Ciclo reprodutivo da ostra perlífera *Pteria hirundo* (PTERIIDAE) na Baía Norte da Ilha de Santa Catarina, Brasil

Figura 1 - Vista externa da valva esquerda de <i>Pteria hirundo</i> com destaque para as áreas mensuradas na biometria, para o cálculo do índice de condição.....	105
--	-----

Figura 2 – Temperatura média da água do mar durante os meses de coleta na praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis - Brasil.....	108
---	-----

Figura 3 – Médias mensais do Índice de Condição (CI) dos animais analisados histologicamente.	108
---	-----

Figura 4 – Distribuição relativa dos estádios do ciclo reprodutivo de *Pteria hirundo*.....109

Figura 5 – Fotomicrografia de gônadas femininas de *Pteria hirundo* mostrando os estádios do ciclo reprodutivo.....110

Figura 6 – Fotomicrografia de gônadas masculinas e hermafrodita (F) de *Pteria hirundo* mostrando os estádios do ciclo reprodutivo.....111

CAPÍTULO IV - FOULING E PREDACÃO

Fouling sobre *Pteria hirundo* em condições de cultivo

Figura 1 – Figura 1 – Localização da área de cultivo de *Pteria hirundo*..... 122

Figura 2 – Médias da temperatura da água na praia da Ponta do Sambaqui ordenadas mensalmente, com destaque para as estações do ano...125

***Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) (Decapoda:Portunidae), um siri exótico em estruturas de cultivo de *Pteria hirundo* na Ilha de Santa Catarina / SC / Brasil**

Figura 1 – A - Vista dorsal de *Charybdis hellerii*; B – Detalhe do quelí-podo; C – Detalhe da pata natatória.....136

Figura 2 – Detalhe do abdome de *Charybdis hellerii* (Vista ventral); A – Fêmea; B – Fêmea Ovígera; C - Macho.....136

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO III - REPRODUÇÃO DE *Pteria hirundo*

Primeira maturação e proporção sexual de *Pteria hirundo* (Linné, 1758) (Bivalvia: Pteriidae) oriundos de larvicultura em laboratório.

Tabela 1 – Biometria de <i>Pteria hirundo</i> com 16 semanas de vida.....	93
Tabela 2 – Biometria das primeiras fêmeas de <i>Pteria hirundo</i> encontradas na coleta 9, com 18 semanas de vida.	93
Tabela 3 – Animais com sexos definidos encontrados durante as etapas do experimento, agrupados por idade (semanas) e sexo com os respectivo índices de condição (CI) médio.....	94

Ciclo reprodutivo da ostra perlífera *Pteria hirundo* (PTERIIDAE) na Baía Norte da Ilha de Santa Catarina, Brasil

Tabela 1 – Descrição dos estádios de desenvolvimento das gônadas masculinas e femininas, baseado em Saucedo e Southgate (2008).....	106
--	-----

CAPÍTULO IV - FOULING E PREDACÃO

Fouling sobre *Pteria hirundo* em condições de cultivo

Tabela 1 – <i>Biofouling</i> encontrado no cultivo de <i>Pteria hirundo</i> ordenados por filo.....	123
--	-----

***Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) (Decapoda:Portunidae), um siri exótico em estruturas de cultivo de *Pteria hirundo* na Ilha de Santa Catarina / SC / Brasil**

Tabela 1 – Dados da biometria de <i>Charybdis hellerii</i>	135
---	-----

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	17
1.1 OSTRAS PERLÍFERAS: UM CONTEXTO HISTÓRICO.....	17
1.2 EXTRATIVISMO.....	25
1.3 CULTIVO.....	30
1.4 DISTRIBUIÇÃO.....	35
1.5 FILOGENIA.....	36
1.6 A PÉROLA.....	38
1.7 PROJETO <i>Pteria</i>	42
1.8 ANATOMIA.....	44
1.9 REPRODUÇÃO.....	45
2 ANATOMIA DE <i>Pteria hirundo</i>.....	53
2.1 ANATOMIA DE OSTRA PERLÍFERA <i>Pteria hirundo</i> (LINNÉ, 1758) (BIVALVIA: PTERIIDAE) DE FLORIANÓPOLIS BRASIL.....	55
2.1.1 Resumo.....	56
2.1.2 Abstract.....	57
2.1.3 Introdução.....	58
2.1.4 Materiais e Métodos.....	58
2.1.5 Resultados.....	59
2.1.6 Discussão.....	74
2.1.7 Referências.....	76
2.2 PRESENÇA DE PÉROLAS NO MANTO DE <i>Pteria hirundo</i> CULTIVADA NA BAIJA NORTE DA ILHA DE SANTA CATARINA – BRASIL.	79
2.2.1 Abstract.....	79
2.2.2 Introdução.....	80
2.2.3 Materiais e Métodos.....	80
2.2.4 Resultados e discussão.....	81
2.2.5 Resumo.....	82
2.2.6 Referências.....	82
3 REPRODUÇÃO	85
3.1 PRIMEIRA MATORAÇÃO E PROPORÇÃO SEXUAL DE <i>Pteria hirundo</i> (LINNÉ, 1758) (BIVALVIA: PTERIIDAE) ORIUN- DOS DE LARVICULTURA EM LABORATÓRIO.....	87
3.1.1 Abstract.....	88
3.1.2 Resumo.....	89
3.1.3 Introdução.....	90
3.1.4 Materiais e Métodos.....	90

3.1.5 Resultados.....	92
3.1.6 Discussão.....	95
3.1.7 Referências.....	97
3.2 CICLO REPRODUTIVO DA OSTRA PERLÍFERA <i>Pteria hirundo</i> (PTERIIDAE) NA BAIJA NORTE DA ILHA DE SANTA CATARINA, BRASIL.....	101
3.2.1 Abstract.....	101
3.2.2 Resumo.....	102
3.2.3 Introdução.....	103
3.2.4 Materiais e Métodos.....	104
3.2.5 Resultados.....	107
3.2.6 Discussão.....	112
3.2.7 Referências.....	114
4 FOULING E PREDACÃO.....	117
4.1 INCRUSTAÇÕES BIOLÓGICAS NA OSTRA PERLÍFERA <i>Pteria hirundo</i> EM CONDIÇÕES DE CULTIVO	119
4.1.1 Abstract.....	119
4.1.2 Resumo.....	120
4.1.3 Introdução.....	121
4.1.4 Material e Métodos.....	121
4.1.5 Resultados.....	123
4.1.6 Discussão.....	124
4.1.7 Referências.....	128
4.2 <i>Charybdis hellerii</i> (MILNE EDWARDS, 1867) (DECAPODA: PORTUNIDAE), UM SIRI EXÓTICO EM ESTRUTURAS DE CUL- TIVO DE <i>Pteria hirundo</i> NA ILHA DE SANTA CATARINA / SC / BRASIL.....	131
4.2.1 Abstract.....	131
4.2.2 Resumo.....	132
4.2.3 Introdução.....	133
4.2.4 Materiais e Métodos.....	134
4.2.5 Resultados.....	134
4.2.6 Discussão.....	134
4.2.7 Referências.....	138
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	143
ANEXOS.....	155
ANEXO A – Protocolo para biometria de ostra perlífera.....	156
ANEXO B – Protocolo para histologia (Ciclo reprodutivo).....	157
ANEXO C – Fixador de Davidson.....	161
ANEXO D – Protocolo de diafanização de tecidos.....	162
ANEXO E – Planilha de medidas utilizadas no Capítulo I.....	163

CAPÍTULO I – INTRODUÇÃO

1.1 OSTRAS PERLÍFERAS: UM CONTEXTO HISTÓRICO

No ano de 2005, a aquicultura, como um todo, movimentou no mundo 78,4 bilhões de dólares (TACON, 2007). Como atividade humana, o cultivo de moluscos é bem sucedido em várias partes do mundo, seja como uma alternativa para diminuir a carência por alimento (ROCZANSKI et al., 2000) ou para a produção ornamental. No Brasil, nesse mesmo ano, a produção de moluscos cultivados foi de 14.900 toneladas, sendo o estado de Santa Catarina responsável por 95% desta produção (RUPP et al., 2008).

Em 1934 o Comandante Alberto Augusto Gonçalves em sua publicação intitulada “O futuro industrial da Ostreicultura no País” fez a primeira referência ao potencial do cultivo de moluscos no Brasil (JOHNSCHER-FORNASARO, 1981). Porém o primeiro trabalho científico que analisou as possibilidades de cultivo foi realizado por Lima e Vazzoler (1963) para a região de Santos, seguido por Wakamatsu (1975) para região da Cananéia. Wakamatsu (1975) apresentou de forma didática várias metodologias de cultivo para ostras nativas, identificadas como *Crassostrea brasiliana* (Lamarck, 1819).

Em 1957 o empresário japonês Kichiro Takashima em expedição ao Brasil estudou a possibilidade da exploração comercial de pérolas de moluscos nativos, tanto de água doce, na região dos rios Tefé (AM) e Araguaia (GO), assim como marinhos, na região de Angra dos Reis (RJ) e Cananéia (SP). Takashima acreditava que as espécies nativas brasileiras tinham potencial para produzir pérolas comerciais em menos de três anos, porém os resultados destes experimentos nunca foram divulgados (NOMURA, 1978).

As primeiras experiências com cultivo de moluscos em Santa Catarina foram realizadas pelo Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina na década de 80, focando inicialmente a ostreicultura e posteriormente, em parceria com a extinta ACARPESC (Associação de Crédito e Assistência Pesqueira de Santa Catarina), a miticultura (ROCZANSKI et al., 2000, PAULILO, 2002).

Os moluscos estão entre os invertebrados mais conhecidos. Segundo Barnes e Harrison (1994), eles constituem o segundo maior grupo animal, sendo somente inferior aos insetos em número de espécies. Brusca e Brusca (2003) citam que existem cerca de noventa e três mil espécies recentes e aproximadamente setenta mil espécies fósseis. Segundo Ruppert e Barnes, (1996) a classe Bivalvia Linné,

1758, também conhecida por Lamellibranchiata Blainville, 1814 e por Pelecypoda Goldfus, 1829 (RIOS, 2009), abrange moluscos comprimidos lateralmente e possuidores de duas valvas encaixadas na região dorsal.

A família Pteriidae Gray, 1847 reúne uma grande diversidade de espécies extintas, sendo que, atualmente, as espécies remanescentes representam menos de um oitavo desta quantidade. A família está dividida em tres gêneros recentes: *Pteria* Scopoli, 1777 e *Pinctada* Röding, 1798 e o menos abundante *Electroma* (= *Pterelectroma*) Stoliczka, 1871. Estes bivalves são comuns em águas tropicais e subtropicais, sendo várias espécies de interesse econômico principalmente visando a exploração, em várias partes do mundo, pela indústria de produção de pérolas e madrepérolas. Este moluscos recebem a nomenclatura popular de ostras perlíferas (*pearl oysters*) ou ostras aladas (*winged oysters*) (DOMANESCHI; LOPES, 1986a e 1986b, HAWANG; OKUTANI, 2003, RIOS, 2009), porém, em território brasileiro foram chamadas de “leripeba”, como pode ser observado no texto abaixo do século XVI, citado em Sousa (2010: p. 291)

“Há outras ostras, a que os índios chamam leri-pebas, que se cria em baixos de areia de pouca água, as quais são como as salmoninas que se criam no rio de Lisboa, defronte do Barreiro, da feição de vieiras. Estas leri-pebas são um marisco de muito gosto, e estão na conjunção da lua nova muito cheias, cujo miolo é sobre o teso e muito excelente; nas quais se acham grãos de aljôfar¹ pequenos, e criam-se logo serras destas leri-pebas umas sobre as outras, muito grandes; e já aconteceu descer com a maré serra delas até defronte da cidade, com que a gente dela e do seu limite teve que comer mais de dois anos”.

Segundo Rios (2009), para o Brasil está registrada a ocorrência de duas espécies desta família: *Pinctada imbricata* Röding, 1798 e *Pteria hirundo* (Linné, 1758). Abbott, (1974) e Domaneschi e Lopes (1986b) citam a ocorrência de *Pteria colymbus* (Röding, 1798) que é considerada por Rios (2009) sinonímia de *P. hirundo* (Figura 1).

Durante milênios o ser humano utilizou diversas formas de adornos e enfeites pelos mais diversos motivos: estético, religioso ou status. Muitos deles confeccionados com metais e pedras preciosas,

¹ aljôfar (do árabe *al-jauhar*) - substantivo masculino - pérola miúda

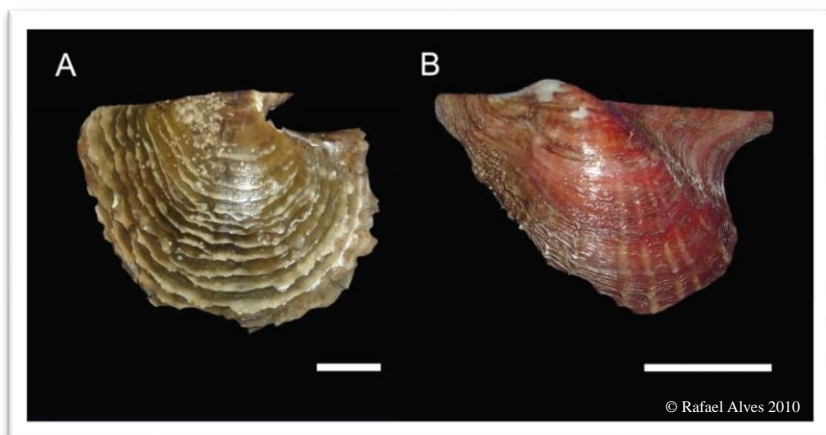


Figura 1 – Pterídeos brasileiros coletados na Praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis. A - *Pinctada imbricata* Röding 1798; B - *Pteria hirundo* (Linné, 1758). Barra = 10mm.

porém uma matéria igualmente nobre, de origem nos mares e rios, extraído de moluscos: a pérola e a madrepérola.

A importância da beleza se mescla com a sociedade humana de forma intrínseca e permanente. Os povos antigos faziam diversos usos para os moluscos, principalmente para alimentação e ornamentação.

A beleza das pérolas tem fascinado a humanidade desde os primórdios da civilização. É perfeitamente possível deduzir que as primeiras pérolas foram encontradas por acaso quando nossos ancestrais procuravam por comida (STRACK, 2008).

A pérola é uma estrutura secretada pelo manto das ostras perlíferas como resposta a irritações causadas por agentes externos como grãos de areia ou outros detritos. Da mesma maneira que a pérola é encontrada em ostras no ambiente natural, ela pode ser também cultivada. Os chineses no século XIII já fixavam pequenas imagens de Buda na parte interna de conchas de bivalves de água doce para que o molusco as recobrisse de nácar, surgindo assim uma pérola “estimulada” pelo ser humano. Porém o cultivo de pérolas esféricas só foi possível no início do século XX, após muitos estudos sobre o seu processo de formação (FAO, 1991).

Em 2004 foram encontradas em uma caverna na África do Sul várias conchas de um pequeno molusco gastrópode, *Nassarius kraussianus* (Dunker, 1846), perfeitamente perfuradas e

pintadas, indicando sua utilização para ornamentação, datadas de 45.000 anos (D'ERRICO et al., 2005).

Fragmentos de madrepérola foram encontrados em ruínas na Mesopotâmia, em sítios arqueológicos de 4.500 anos, e no Egito conchas que datam mais de 4.000 anos (STRACK, 2008). Velázquez et al. (2007) citam a utilização de ornamentos feitos de madrepérola de *Pinctada mazatlantica* pelos Astecas no auge de sua civilização.

A importância social e econômica das pérolas e madrepérolas foi tão grande na antiguidade que várias passagens, em diversos livros de importância religiosa, as utilizam como exemplo de beleza, pureza e riqueza.

Nas versões originais, em hebraico, do Velho Testamento é dito que: “...a sabedoria é mais preciosa do que o coral ou as pérolas, e nem mesmo igualada pelos rubis” (STRACK, 2008).

No Novo Testamento (BÍBLIA, 1980) temos algumas passagens, como em Mateus (13: 45-46). “*Outrossim, o reino dos céus é semelhante a um negociante que buscava boas pérolas e encontrando uma pérola de grande valor, foi, vendeu tudo quanto tinha, e a comprou.*” Também em Mateus (7:6), no sermão da montanha Jesus fala: “*Não deis aos cães o que é santo, nem lanceis aos porcos as vossas pérolas, para não acontecer que as calquem aos pés e, voltando-se, vos despedacem.*” João fala no Apocalipse (21:21) da grandiosidade das pérolas “*As doze portas eram doze pérolas: cada uma das portas era de uma só pérola; e a praça da cidade era de ouro puro, transparente como vidro.*”

No Alcorão (2010) é possível verificar o sentido figurado aplicado às pérolas como nas Suratas 22 e 52 onde denotam beleza, pureza e riqueza. “*Por outra, Deus introduzirá os fiéis, que praticam o bem, em jardins, abaixo dos quais correm os rios, onde serão enfeitados com pulseiras de ouro e pérola, e suas vestimentas serão de seda*” (Sura 22:23). “*E serão servidos por mancebos, formosos como se fossem pérolas em suas conchas*” (Sura 52:24).

Na cultura hindu, as pérolas são mencionadas diversas vezes. Uma lenda conta que Khrishna ofereceu a primeira pérola à sua filha Pandaia como presente de casamento. Desta forma, as noivas hindus até os dias de hoje utilizam pérolas em seus casamentos. Porém nesta cultura, as pérolas também representam tristeza, remetendo a história da filha do “Grande Mogul de Delhi” que teve suas lágrimas, vertidas em luto pelo seu amor perdido, transformadas em pérolas por Kamadeva, o deus do amor e da paixão. Em sânscrito, as pérolas são chamadas de “mukta”, que significa pureza e também de “maracata”, palavra que

posteriormente dará origem a palavra grega “margarita”, que até hoje é utilizada como sinônimo de pérola (STRACK, 2008).

Na cultura grega clássica, as pérolas são dedicadas a Afrodite, deusa do Amor e Luxúria, pois a beleza das pérolas só poderia ser igualada por esta deusa. Desta forma, ela era representada surgindo dos mares dentro de uma concha, como uma pérola (Figura 2). Neste período, também se acreditava que as pérolas eram formadas por raios que caíam no mar. Somente no século IV AC, Theophrastus (372-287 AC) divulgou o primeiro estudo sobre a formação das pérolas e utilizou pela primeira vez a palavra margarita (μαργαρίτης) (KUNZ; STEVENSON, 1908).

Na Roma antiga, o comércio de pérolas atingiu seu ápice na antiguidade, assumindo a expressão margarita e latinizando suas derivadas como “margaritarii”, palavra utilizada para descrever os mergulhadores que caçavam as pérolas e os “officinae margaritariorum”, locais onde as pérolas eram processadas e vendidas. Somente no século I DC Gaio Plinius Secundus (Plínio, o velho) em sua “*Historia naturalis*” utilizou a palavra “perla”, que mais tarde se transformou em pérola no português. Acredita-se que seja derivada da palavra latina “*sphaerula*” que remete ao seu formato esférico.

Neste período, as pérolas eram consideradas o máximo em status de poder e riqueza. O imperador Julio Cezar chegou a pagar seis milhões de sestércios (US\$ 650.000,00 em valores de hoje) por uma



Figura 2 - O Nascimento de Vênus, por Sandro Botticelli, 1483. Exposto na Galleria Degli Uffizi, em Florença, Itália.

única e perfeita pérola no ano de 59 AC e Cleópatra, para mostrar seu poder, dissolveu uma pérola perfeita, de 60 milhões de sestércios, em vinagre e tomou como refeição (LANDMAN et al. 2001, STRACK, 2008).

Durante a idade média, com a dominância da igreja católica na Europa, as pérolas eram utilizadas para ornar relicários, cruzes e cajados sacerdotais. Seu simbolismo de pureza foi transcrito para as imagens e pinturas, principalmente associadas às “Madonas”. A utilização sagrada das pérolas permaneceu até o século IX, onde gradualmente passou a ser novamente um símbolo de poder. Nos séculos XI e XII, surgiu nas cortes e monastérios da Europa a arte do bordado com pérolas, trazida do oriente pelos cruzados, que se tornou febre entre os poderosos, passando a adornar os mantos do clero e da realeza (LANDMAN et al., 2001).

Nas comunidades pré-históricas do México, a utilização de ostras perlíferas para ornamentação é registrada desde o período do rei Montezuma I (Século XV) onde foram encontradas no Templo maior de Tenochtitlan, antiga capital do Império Asteca, mais de 600 conchas trabalhadas de *Pinctada mazatlanica* (Figura 3), trazidas do Pacífico (VELÁZQUEZ et al., 2007).

Colombo, em 1498, descobriu as primeiras pérolas do novo mundo, no golfo de Paria na atual Venezuela. Nos anos seguintes a coroa Espanhola organizou expedições para coletar e trazer para Europa as chamadas pérolas do ocidente. Em 1528, foi estabelecida na ilha de Cubagua a primeira cidade espanhola nas Américas, com o objetivo de coletar e processar pérolas para a crescente demanda européia. Com as descobertas na América deu-se início a segunda era das pérolas.



Figura 3 – Ornamentos feitos com conchas de *Pinctada mazatlanica* encontrados no Templo Maior de Tenochtitlan, México. Adaptado de Velázquez et al. (2007).

Excessos comparáveis aos ocorridos durante o apogeu de Roma eram exercidos pelos governantes e as coroas espanhola e inglesa disputavam a hegemonia dos mares e, conseqüentemente, do comércio. A coleta predatória prosseguiu por alguns anos, esgotando vários bancos de moluscos ao longo do Caribe e do Pacífico, inclusive os bancos recém descobertos por Cortez em 1535 na Baixa Califórnia (LANDMAN et al., 2001, MACKENZIE et al., 2003, STRACK, 2006).

No século XVIII, o cientista sueco Carl Von Linné (1707-1778) pesquisou a formação das pérolas e publicou em seu “*Systema Naturae*” de 1758 o primeiro nome científico de um bivalve perlífero, *Mytilus margaritifera* (Linné, 1758: p. 704) (figura 4). Mais ao final do século, Johann Hieronymus Chemnitz (1730-1800) utilizou pela primeira vez *Pinctada* como gênero para ostras perlíferas, em sua obra “*Conchylien-Cabinet*”, entre os anos de 1779 e 1795, baseado na palavra em português “Pintada”, se referindo à melanização da borda do manto do animal. Peter Friedrich Röding utilizou, também, o gênero *Pinctada* no catálogo da coleção de Joachim Friedrich Bolten. Porém este catálogo permaneceu perdido até meados do século XX, quando foi adotada novamente esta nomenclatura para o gênero (STRACK, 2008).

O terceiro período das pérolas ocorreu no final do século XIX e início do século XX, quando os preços dispararam. Durante a feira mundial de Paris em 1900 as pérolas assumiram novamente um símbolo de status e glamour. A partir de 1916, no Japão, Kokichi Mikimoto iniciou as primeiras produções de pérolas esféricas cultivadas, após seus experimentos com meia pérola iniciados em 1893, mudando assim o paradigma das pérolas, tornando acessíveis à população mais simples, transformando o mercado e popularizando a utilização destas jóias, porém sem perder o glamour e a sofisticação a elas inerentes. Citando Pierre Cartier: “*Nunca subestime o poder das pérolas*” (LANDMAN et al., 2001, STRACK, 2008).

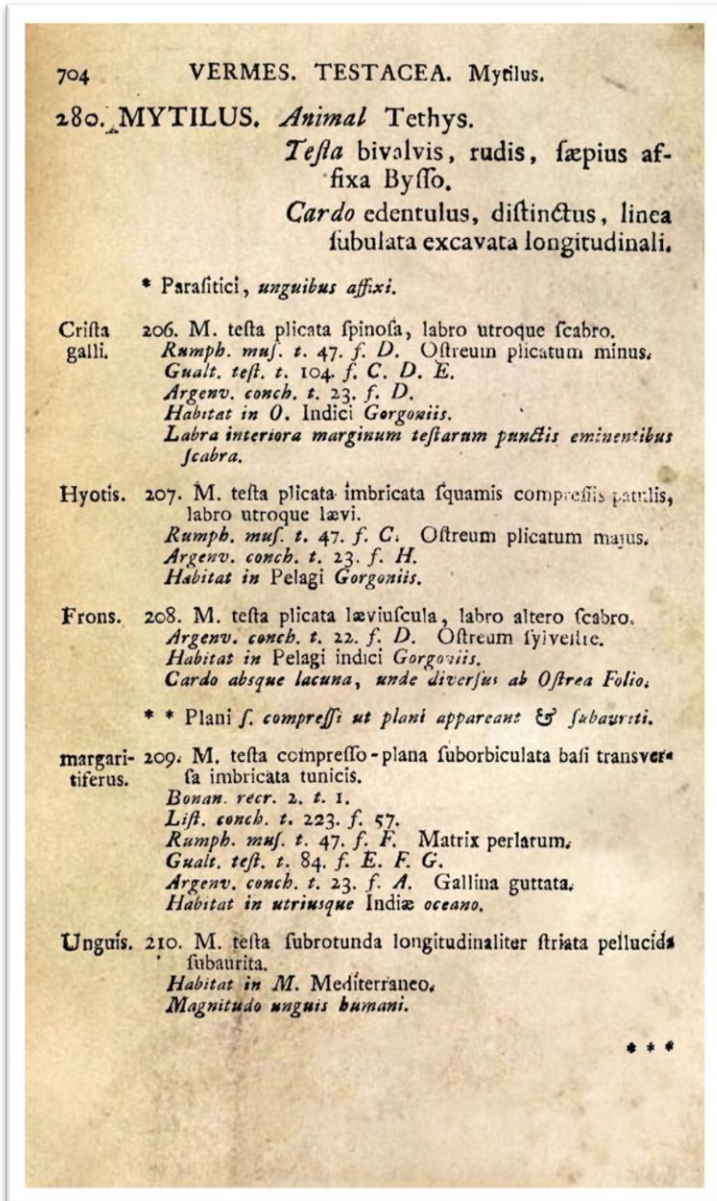


Figura 4 – Página 704 do Systema Naturae de 1758 com a descrição de *Mytilus margaritiferus* (= *Pinctada margaritifera*) (Linné, 1758).

1.2 EXTRATIVISMO

O termo “ostra perlífera” é comumente aplicado a todos os bivalves dos gêneros *Pteria* Scopoli, 1777 e *Pinctada* Röding, 1798, ambos pertencentes à família Pteriidae Gray, 1847.

A exploração artesanal de bancos naturais de ostras perlíferas foi, durante muito tempo, a única fonte de obtenção de pérolas (Figura 5). Na Ásia e Oriente médio, esta prática se concentrou principalmente nas ostras “Akoya”, um complexo de ostras perlíferas formado pelas espécies *Pinctada fucata*, *P. martensii*, *P. radiata* e *P. imbricata*.

Na China, encontram-se relatos sobre extração de pérolas naturais em documentos antigos datados de até três milênios antes de Cristo, porém a exploração em larga escala se iniciou a aproximadamente 2000 anos, estendendo-se até o século XIX. Durante várias dinastias o imperador tinha total poder sobre as pérolas. Um exemplo claro deste monopólio foi durante a Dinastia Ming (1368 – 1644 DC), onde a Imperatriz Tzu Hsi empregava, em seu próprio benefício, mais de 100.000 coletores de pérolas no século XVI. Após a II Guerra Mundial (1939-1945), a coleta de pérolas se tornou esporádica sendo substituída aos poucos pelos cultivos (LANDMAN et al., 2001, STRACK, 2008)

Somente no século VI é que o povo japonês, sob influência da China, se interessou pela exploração de pérolas. Porém, apenas no século XIX é que se iniciaram esforços mais sistemáticos de pesca. Exemplares de *Pinctada margaritifera* oriundos do arquipélago de Ryukyu movimentaram a extração de madrepérola, sendo as ostras desta região as primeiras utilizadas para cultivo. É originária desta região também a espécie *Pteria penguin*, que no dialeto local é chamada de “mabé gai”, espécie também utilizada para cultivo a partir da década de 1950 para a produção de meia pérola (STRACK, 2006).

No Indo-Pacífico, na região entre a Índia e as Ilhas da Oceania, a espécie preferida para exploração foi *Pinctada maxima*, extensivamente pescada pelo seu grande porte, utilizada na indústria de madrepérola européia para a produção de botões durante o século XIX. As pérolas desta espécie começaram a aparecer de maneira discreta neste período, sendo sua principal característica o tamanho, de aproximadamente 20mm, tendo valor elevado dado a sua raridade: uma a cada 100t de conchas (STRACK, 2006).

Na Oceania encontram-se os maiores bancos de *Pinctada maxima*, com menores populações de *Pinctada margaritifera* e *Pinctada albina*. A exploração de madrepérola começou em 1850, quando um carregamento de 3t de conchas de *Pinctada albina* foram despachadas



Figura 5 – Antigo cartão postal Japonês retratando uma “Ama”, que traduzido significa *mulher do mar*. Esta tradição tem vários séculos e encontra-se em extinção. No Japão, somente mulheres com mais de 50 anos continuam mergulhando em busca de moluscos e pérolas (KATO, 2006).

para Londres. Nos anos seguintes, a exploração se concentrou nos bancos de *Pinctada maxima*. Em 1885, com a chegada de navios japoneses o número de mergulhadores saltaria para 2000 até o ano de 1900. Por volta de 1910, a Austrália fornecia 75% da madrepérola de alta qualidade do mundo, extraíndo cerca de 2.000 t de conchas ao ano. Até o fim da atividade em 1939, estima-se que foram extraídas nesta região cerca de 70.000 t de conchas (LANDMAN et al., 2001).

As primeiras referências a pérolas na região do Oriente Médio são oriundas da civilização “Dilmun”, que ocupou a área onde atualmente se situa o Bahrain (Golfo Pérsico). Escavações encontraram uma pérola de 4mm datada de aproximadamente 4.000 anos. Bancos de ostras eram originalmente encontrados na margem arábica do Golfo Pérsico. Provavelmente, o primeiro monopólio de produção de pérolas se deve aos Fenícios, onde a cidade de Masquat era o pólo comercial desta atividade. No século XVI os portugueses tomaram o controle da exploração por mais um século (STRACK, 2008).

No Golfo Pérsico, durante a segunda metade do século XIX, cerca de 60.000 trabalhadores se ocupavam da extração de madrepérola, principalmente da espécie *Pinctada margaritifera*. Com equipamentos rudimentares, os mergulhadores ficavam de 60 a 90 segundos sob a água, alcançando profundidades de até 20m e esta rotina se repetia de 30 a 40 vezes ao dia. Cada barco na região tinha de 20 a 30 mergulhadores que retiravam até 8.000 ostras por dia. Somente um em cada 500 animais possuía pérola de valor. Os mergulhadores abriam os moluscos e entregavam as pérolas encontradas ao capitão que as vendia e “premiava” o mergulhador com uma pequena parcela (STRACK, 2006).

Em 1513, os primeiros europeus chegaram à costa leste do Oceano Pacífico. O comandante Vasco Nuñez de Balboa navegou por grupos de ilhas na região, onde hoje é o Golfo do Panamá. Nestas ilhas, os povos nativos apresentaram os exploradores com grande quantidade de pérolas (GALTSOFF, 1950, CIPRIANI et al., 2008). Esta abundância e a qualidade das pérolas contribuíram para o batismo destas ilhas, chamadas “Islas de Las Perlas”, ou Ilhas das Pérolas.

As ostras perliíferas da espécie *Pinctada mazatlanica* são abundantes na região do Golfo do Panamá, especialmente no arquipélago de Coiba, onde a extração dos bancos foi intensiva a partir do século XVI até sua extinção no início do século XX (CIPRIANI et al., 2008).

É do golfo da Califórnia o primeiro registro de esgotamento dos bancos naturais no ano de 1769. Após 60 anos de paralisação da atividade neste banco ela recomeçou e perdurou por mais cem anos,

grande parte pela invenção do escafandro (Figura 6). Em 1874, este equipamento permitiu aos mergulhadores permanecerem mais tempo em maiores profundidades. No ano de 1939 o governo mexicano decreta a proibição da pesca das ostras perlíferas incluindo-as na categoria de espécie em perigo de extinção. Esta situação só foi revertida em 1994, após esforços do governo de repovoamento iniciados na década de 1960, quando estes animais passaram à categoria de espécie sobre proteção especial (STRACK, 2008, WRIGHT et al., 2009).

Os bancos de ostra perlífera da região do caribe são formados principalmente por uma espécie do complexo akoya, *Pinctada imbricata* e em menor quantidade por *Pteria colymbus* (= *P. hirundo*) e foi Cristóvão Colombo que, em 1498, em sua terceira viagem ao novo mundo, descobriu as ostras perlíferas da costa Atlântica da América. Inicialmente na Ilha de Cubaqua (Venezuela), onde negociou com os nativos 1,4 kg de pérolas em troca de miçangas e outros ornamentos sem valor. Mais tarde no início do século XVI, outras expedições descobrem ricos bancos de ostras perlíferas na região da Península de Araia. Em 1502 a coroa espanhola decreta que a exploração de pérolas e madrepérolas é seu monopólio, proibindo qualquer extração não autorizada (ROMERO, 2003).

Em 1508, o povo Lucayan das Bahamas foi levado à força para Cubaqua para trabalharem na exploração das ostras perlíferas. Sua habilidade em mergulho foi o fator que levou esta população à escravidão. Estes nativos desenvolveram técnicas de mergulho que os permitiam ir até profundidades de 30 metros. Nesta época, um nativo chegava a custar 150 peças de ouro. Em 1518, os Lucayan estavam totalmente escravizados e espalhados pelo Caribe. A partir de 1558 os nativos foram substituídos por escravos africanos (ROMERO et al., 1999).

No final do século XVI, os bancos de ostras perlíferas se tornaram escassos e durante os dois séculos seguintes a extração prosseguiu em ritmo muito reduzido, somente voltando a acelerar em meados do século XIX. A partir do início do século XX, a atividade entrou em declínio novamente, praticamente cessando suas atividades na década de 1940, principalmente em virtude do advento das pérolas cultivadas vindas do Japão e outros países da Ásia (MACKENZIE et al., 2003).

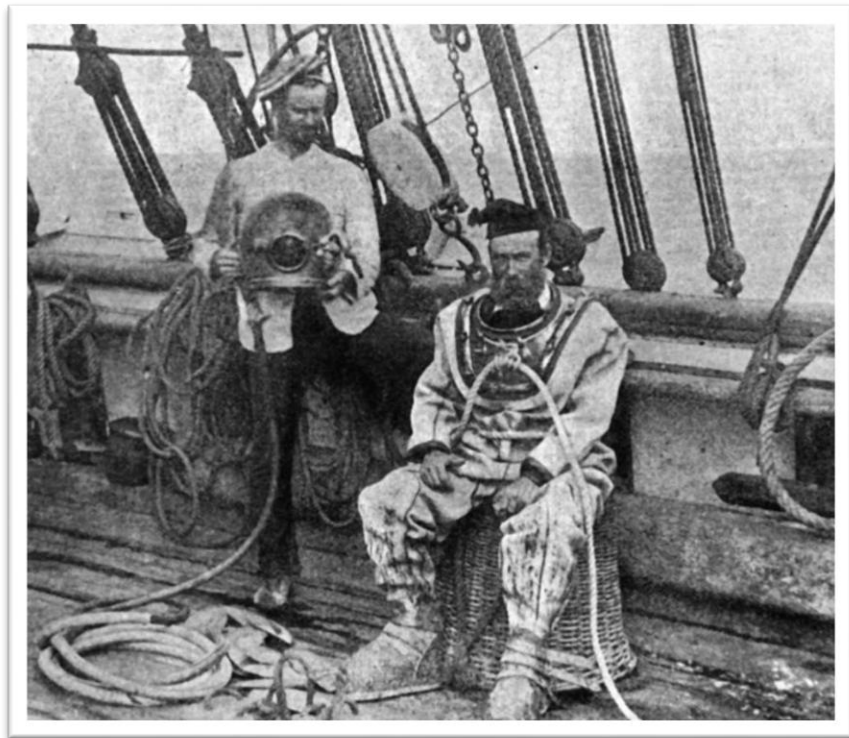


Figura 6 – Escafandro utilizado na exploração de *Pinctada maxima* na Austrália.
Foto: P. P. Outridge (PEARLSHELLERS, 1899).

1.3 CULTIVO

Carl von Linné, naturalista famoso pela criação do sistema binomial de nomenclatura, acumula também o mérito de ter criado o primeiro método de cultivo de pérolas. Linné perfurou uma valva do bivalve de água doce *Unio pictorum* (Linné, 1758) e inseriu fragmentos de calcário e gesso pela abertura. Os animais foram, então, recolocados em ambiente natural e após 6 anos foram retiradas pérolas de “modesta qualidade”, segundo o naturalista (LANDMAN et al., 2001).

Alexander (1951) cita que em 1894, o pesquisador japonês Kokichi Mikimoto (Figura 7) conseguiu a primeira produção de pérolas cultivadas. Inicialmente produzindo meia-pérola (mabé) e somente 15 anos depois a técnica foi aprimorada e iniciou-se a produção de pérolas esféricas (técnica Mise-Nishikawa).

No ano de 1926, já existiam no Japão 33 fazendas de produção de pérolas, tendo sido cultivadas mais de 7000 pérolas. O primeiro período de produção de pérolas cultivadas compreendeu o período anterior à II Guerra Mundial. Durante a ocupação aliada na década de 1950, a produção de pérolas passou a suprir quase que exclusivamente o mercado norte americano, alcançando em meados da década de 1960 uma produção de 91,5t de pérolas produzidas em aproximadamente 4700 fazendas. Porém, no final desta mesma década surgiu a primeira grande mortalidade de ostras perlíferas, provocando o fechamento de mais de 50% destas fazendas. Este duro golpe na atividade, aliado com o surgimento de cultivos em outras partes do mundo, fez com que o cultivo em território japonês não mais alcançasse estes números superlativos, recebendo seu golpe de misericórdia no ano de 1996 quando uma epidemia dizimou 75% das ostras perlíferas em cultivo no Japão. Atualmente, a maioria dos cultivos neste país são negócios familiares, tendo um plantel, por fazenda, de aproximadamente 200.000 animais (STRACK, 2006, SOUTHGATE et al., 2008).

Apesar de ser reconhecida tradicionalmente como berço da pérola cultivada, a China só iniciou o cultivo intensivo há 40 anos, baseado principalmente na ostra *Pinctada martensii*, estando limitado às províncias de Guangxi, Gaungdong e Hainan. Seu início tímido tomou um impulso maior a partir do ano de 1986 quando o governo chinês permitiu a criação de pequenas fazendas privadas aumentando a produção de 150 kg/ano para 15t/ano na década de 1990.

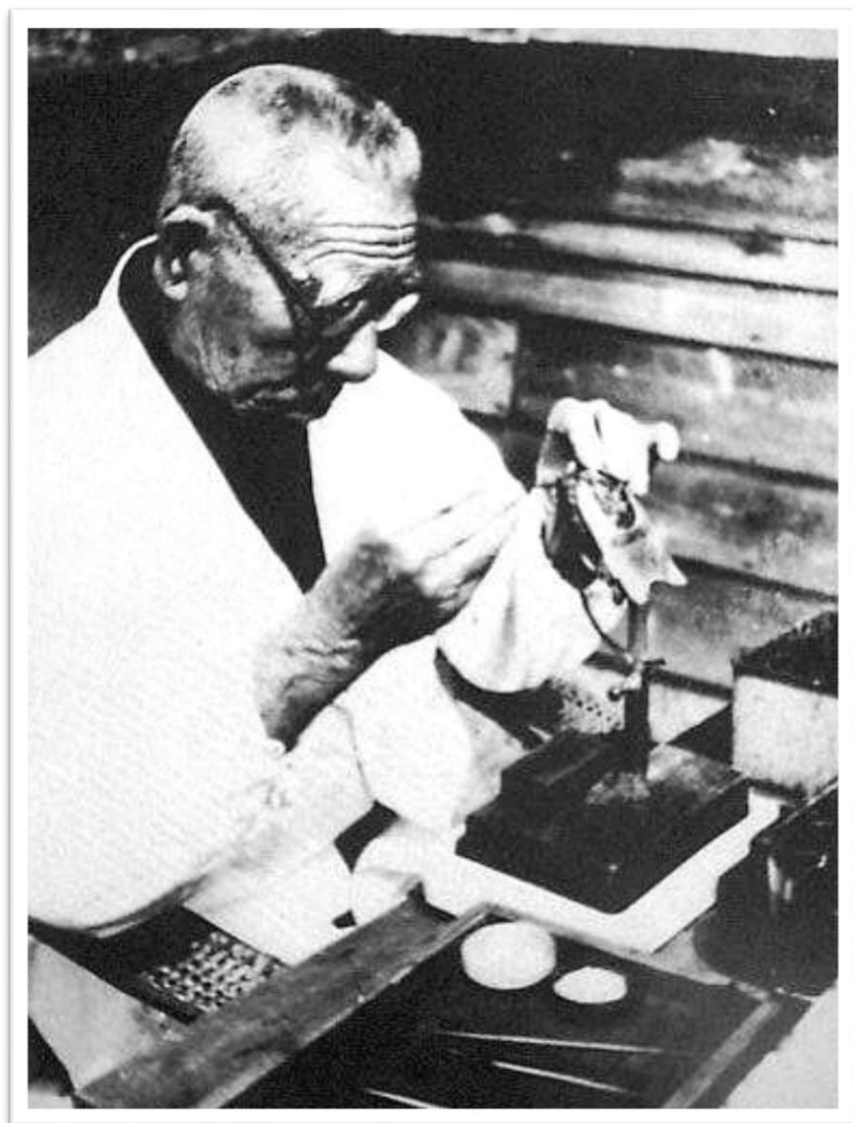


Figura 7 – Kokichi Mikimoto (1858-1954), pioneiro do cultivo de pérolas no mundo. Segundo ele mesmo: *“Eu gostaria de adornar o pescoço de todas as mulheres do mundo com pérolas”* (KOKICHI, 2010).

Segundo O'Connor e Wang (2001), a indústria perlífera chinesa é quase exclusivamente baseada no fornecimento de animais oriundos de larvicultura em laboratório. Estes produtores de sementes trabalham de forma bem artesanal (Figura 8), realizando as larviculturas em grandes tanques de concreto com temperatura controlada por aquecimento a lenha. As larvas são alimentadas com microalgas nativas cultivadas em tanques próprios e enriquecidas com a levedura *Saccaromyces cerevisiae* durante os primeiros dias de vida (Figura 8).

Após serem vendidas, as sementes são cultivadas em sistema suspenso (*long-lines*) por 18 meses, quando alcançam 50-60 mm de altura. Nesta etapa ocorre a implantação dos núcleos, no início da primavera e a retirada da pérola se faz no próximo inverno. Atualmente a China possui mais de 1000 fazendas marinhas envolvidas com ostras perlíferas, gerando em torno de 20t de pérolas por ano (SOUTHGATE et al., 2008).

Na Índia, o cultivo iniciou-se por meio de iniciativas promovidas pelo “Central Marine Fisheries Research Institute” (CMFRI) na década de 1970 quando conduziu pesquisas sobre a biologia e o cultivo da espécie perlífera *Pinctada fucata*, assim como métodos de implantação de núcleos. Em 1983 se estabeleceu a primeira fazenda de ostras perlíferas. Em virtude do pequeno tamanho e da fragilidade da concha desta espécie, se produz na Índia pequenas pérolas de no máximo 6mm de diâmetro. O CMFRI também obteve sucesso na larvicultura e no subsequente fornecimento de sementes produzidas em laboratório tanto com *P. fucata* quanto com *P. margaritifera* (FAO 1991, SOUTHGATE et al., 2008).

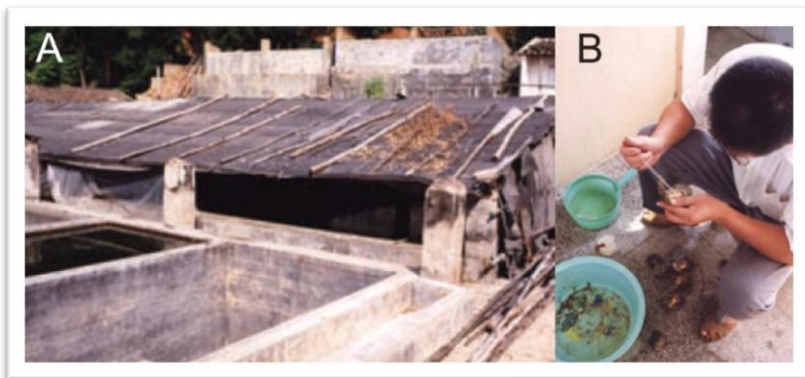


Figura 08 – Método artesanal de cultivo de pérolas no sul da China. A – Tanque de larvicultura; B – Desova forçada por “Striping” da gônada das ostras perlíferas. (O’CONNOR; WANG, 2001).

Os japoneses chamam as pérolas produzidas no sul de seu país de “*South Sea cultured pearl*” (pérolas cultivadas do Mar do Sul) (STRACK, 2006), desta mesma forma, esta denominação também passou a identificar as pérolas cultivadas na região do Indo-Pacífico e Austrália. Nesta região se cultiva a espécie nativa *Pinctada maxima*, a maior ostra perlífera do complexo akoya e também produtora das maiores pérolas cultivadas (SOUTHGATE et al., 2008).

A Austrália é responsável pela produção de 32% das pérolas cultivadas oriundas de *P. maxima*, somente perdendo para Indonésia (40%) e seguida pelas Filipinas (20%). Os outros 8% estão divididos entre os outros países da região. As primeiras tentativas de cultivo de pérolas no Indo-Pacífico são contemporâneas do período Mikimoto. Na década de 1900, se tem registros de cultivos nas Filipinas e na década posterior na Indonésia, sendo que na Austrália o cultivo só iniciou na década de 1920 em sua costa ocidental. No final da década de 1940, este cultivo tomou um impulso com a entrada de produtores japoneses. A *P. maxima* é cultivada não somente para a produção de pérolas, mas também para a indústria de madrepérolas, que em virtude das leis de proteção às ostras selvagens desta espécie, tornam esta atividade potencialmente rentável (SOUTHGATE et al., 2008).

Somente com o término do extrativismo na região do Pacífico Sul é que os projetos de cultivo de *P. maxima* tiveram força para prosseguir e 60 anos após os primeiros experimentos a Indonésia nacionaliza a atividade mantendo-a desta forma até a década de 1990, quando companhias estrangeiras puderam realizar parcerias. Também nesta década um forte terremoto arrasou mais da metade dos bancos de *P. maxima* obrigando as fazendas a utilizarem sementes oriundas de larvicultura. Atualmente existem cerca de 100 fazendas registradas na Indonésia e 36 laboratórios de larvicultura, produzindo 2,5t de pérolas ao ano (SOUTHGATE et al., 2008).

O cultivo de ostras perlíferas nas Filipinas se desenvolveu desde o início do século XX, com a criação da primeira fazenda marinha em 1916 na ilha de Midanao e na década de 1960 outras fazendas foram criadas nas ilhas de Bohol e Cebu. Somente na década de 1980 é que houve um incremento na produção e desde 1999 cerca de 30 fazendas produzem cerca de 2t por ano (BONDAD-REANTASO et al., 2007).

A primeira fazenda marinha instalada na Polinésia Francesa data da década de 1950, utilizando a espécie *Pinctada margaritifera* para produção de meia-pérola (mabé). Uma década depois, o Departamento de Pesca do Taiti conduziu estudos para implantação de cultivos em ilhas remotas. As primeiras 71 pérolas negras produzidas foram colhidas

em 1972 na fazenda Rosental no atol Manihi. Nas décadas seguintes o cultivo se desenvolveu no início do século XXI quando havia cerca de 2.500 fazendas produzindo pérolas negras de alta qualidade. Porém em 2001 um grande aporte de pérolas de baixa qualidade fez com que os preços baixassem drasticamente, fazendo com que em 2006 existissem somente cerca de 500 fazendas produzindo pérolas negras. Uma das maiores vantagens do cultivo de pérolas na Polinésia Francesa é a presença de grandes bancos naturais de *Pinctada margaritifera*, fato este que facilita a captação de sementes para o cultivo. Porém, estes bancos não se encontram em todas as ilhas com produção, assim alguns locais são escolhidos para captação de sementes que são redistribuídas para as outras ilhas. Após seis meses no mar os coletores são retirados e as ostras são colocadas em sistemas de cultivo suspenso (*long-line*). Após 16 meses, os núcleos são implantados e depois de dois anos as pérolas são retiradas (SOUTHGATE et al., 2008).

O cultivo na região da Baixa Califórnia no México se iniciou em 1903 com a criação da “Compañia Criadora de Concha y Perla de Baja California S.A” (CCCP). Sua atividade consistia na captura de grandes quantidades de *Pinctada mazatlanica*, para esperar pelo período de reprodução durante o verão. No outono os animais eram retirados da água e as sementes eram separadas dos adultos e colocadas em compartimentos para cultivo onde permaneceriam por nove meses. A atividade permaneceu rentável por quase 10 anos quando a companhia foi destruída durante a Revolução Mexicana. Após este período somente em 1939 é que novas tentativas de cultivar a *P. mazatlanica* voltaram a ser cogitadas. Porém, sem resultados significativos até a década de 1980, onde em seu final iniciaram-se estudos que viabilizaram a implantação de metodologias modernas de cultivo (SOUTHGATE et al., 2008).

Para o gênero *Pteria* há somente dois pólos de cultivo: o México com a espécie *P. sterna*, que a partir do final da década de 1990 passou a ser utilizada para a produção tanto de meia-pérola (*mabé*) quanto de esféricas, e *P. penguin* no Indo-Pacífico. Para as duas espécies normalmente utilizam-se dos mesmos métodos dispensados para as espécies do complexo *akoya* (ALAGARSWAMI et al., 1989, ARJARASIRIKOON et al., 2004, SOUTHGATE et al., 2008).

Segundo Southgate (2007), a produção mundial de pérolas no ano de 2004 foi na ordem de US\$ 650 milhões, dividido em quatro grupos, *Pinctada maxima* com 35%, *Pinctada fucata* 22%, *Pinctada margaritifera* 19% e 24% com outras espécies (incluindo os moluscos de água doce).

1.4 DISTRIBUIÇÃO

Os membros da família Pteriidae se distribuem naturalmente nos dois hemisférios principalmente na região intertropical (Figura 9). Normalmente as espécies de ostras perlíferas cultivadas são nativas dos locais escolhidos para a atividade.

No Indo-Pacífico, as espécies principais são *Pinctada margaritifera*, *Pinctada maxima* e *Pteria penguin* e no pacífico oriental na costa das Américas, *Pinctada mazatlanica* e *Pteria externa*. No Atlântico, se encontram *Pinctada imbricata* e *Pteria hirundo* (= *P. colymbus*) (ABBOTT, 1974, SOUTHGATE, 2007, STRACK, 2008, RIOS, 2009)

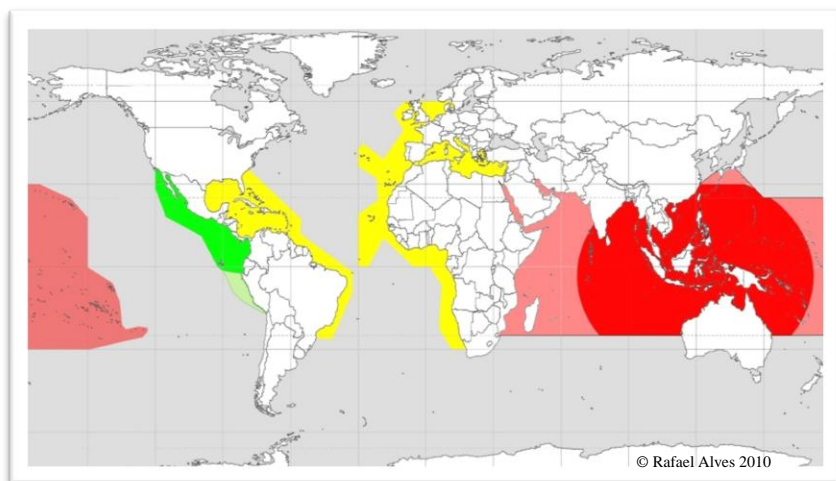


Figura 09 – Distribuição aproximada das principais espécies da família Pteriidae. Vermelho (claro e escuro): *Pinctada margaritifera* e *Pteria penguin*. *Pinctada maxima*, somente no vermelho escuro. Verde claro e escuro: *Pteria sterna*, *Pinctada mazatlanica*, somente no verde escuro. Amarelo: Complexo *Pteria hirundo* / *Pteria colymbus*.

1.5 FILOGENIA

As ostras perlíferas fazem parte da família Pteriidae que dentre os bivalves pertence à superfamília Pterioidea e a subclasse Pteriomorpha. O taxon Pterioidea forma um ramo monofilético que inclui também as famílias Isognomonidae, Malleidae e Pulvinitidae. Sua relação com outros grupos próximos ainda é incerta. Sabe-se que existe uma proximidade com as outras famílias da subclasse Pteriomorpha, entre elas Ostreidae, Pinnidae e Mytilidae (WADA; TÊMKN, 2008).

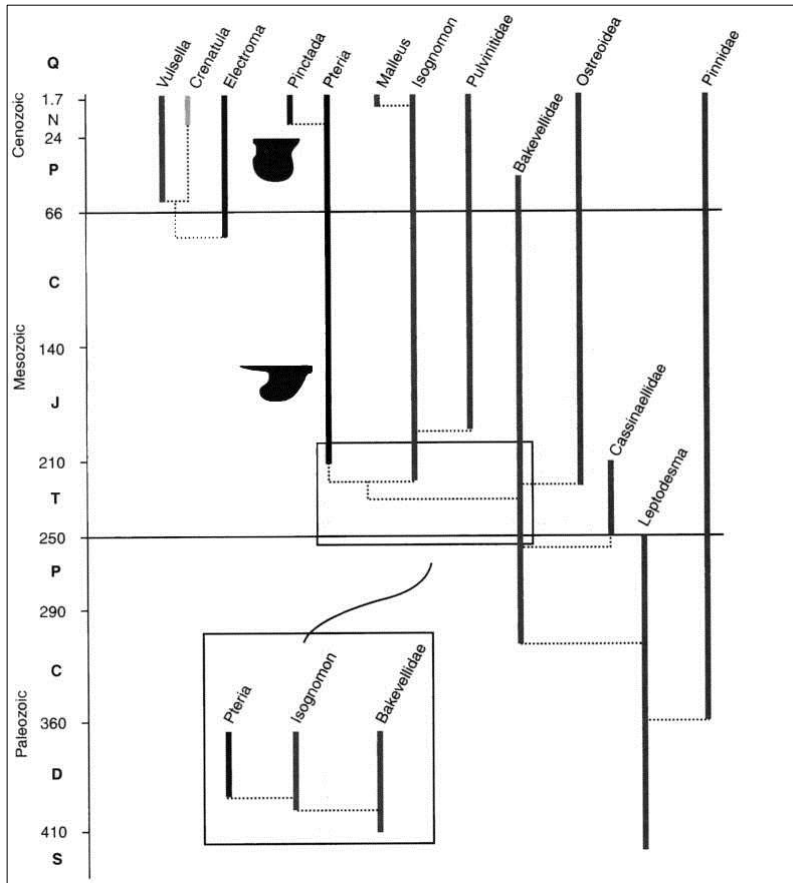


Figura 10 – Filogenia da superfamília Pterioidea. No quadro inferior, uma filogenia alternativa sugerida por Têmkin (2006) para a origem dos gêneros *Isognomon* e *Pteria*. As relações entre o gênero *Electroma* com os demais da família Pteriidae também são incertas. Tempo designado em milhões de anos antes do presente. Figura adaptada de Wada e Têmkin (2008).

Giribete e Wheeler (2002) comentam que a família Mytilidae seria um ramo basal na subclasse, porém também não conseguiu determinar o grau de ligação entre as outras famílias. Tëmkin (2006), após analisar caracteres morfológicos de fósseis e animais recentes, afirma que a família Pteriidae forma um ramo monofilético tendo surgido no período Triássico derivado da família extinta Bakevellidae, a mesma que originou a superfamília Ostreoidea e a família Isognomonidae (Figura 10).

Dentro da família Pteriidae, o gênero *Pteria* se apresenta como mais basal, tendo surgido no período Triássico há aproximadamente 210 milhões de anos (HERTLEIN e COX, 1969). O gênero *Pinctada* é mais recente, datando no registro fóssil do período Cenozóico há aproximadamente 65 milhões de anos, tendo divergido do gênero *Pteria* (WADA; TËMKIN, 2008).

Com uma distribuição muito rica nos registros fósseis, várias espécies, todas do gênero *Pteria*, são encontradas em sítios ao longo do Brasil, podendo ser citadas as espécies; *Pteria duartei* Mendes, 1966; *Pteria cf longa* Geinitz, 1866 do período Carbonífero; *Pteria cumurupimica* Maury, 1934; *Pteria infelix* White, 1887; *Pteria linguiformis* Evans e Shumard, 1864; *Pteria mossoroensis* Maury, 1934 do período Cretáceo; *Pteria invalida* White 1887 do Paleoceno; *Pteria serini* Maury, 1925 do Oligoceno (MAGALHÃES; MEZZALIRA, 1953; SIMONE; MEZZALIRA, 1994)

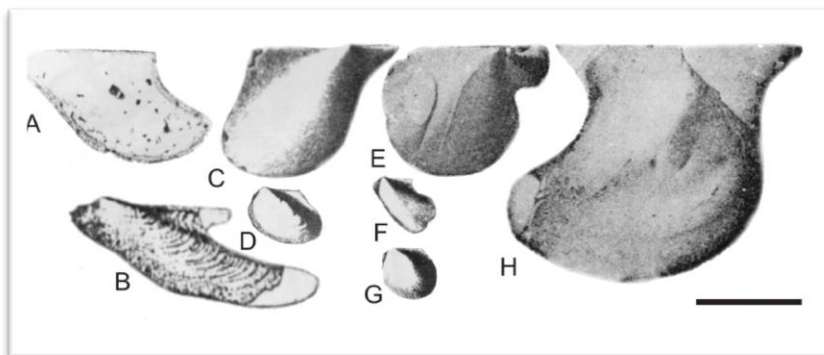


Figura 11 – Moluscos fósseis brasileiros da família Pteriidae. Adaptado de Magalhães e Mezzalira (1953) e Simone e Mezzalira (1994). A – *Pteria duartei*; B – *Pteria cf longa*; C – *Pteria linguiformis*; D – *Pteria cumurupimica*; E – *Pteria serini*; F – *Pteria invalida*; G – *Pteria mossoroensis*; H – *Pteria infelix*. Barra = 10 mm

1.6 A PÉROLA

Segundo Manutchehr-Danai (2009) uma pérola é uma concreção densa e brilhante, uma gema biológica formada dentro de certos moluscos. Consistem de uma pequena partícula rodeada por camadas concêntricas de nácar, composto por conchiolina ($C_{32}H_{48}N_9O_{11}$), carbonato de cálcio na forma de aragonita ($CaCO_3$) e água.

Uma pérola natural nada mais é do que uma reação do organismo do molusco a um corpo estranho (figura 14A). Este sofisticado mecanismo de defesa consiste no encapsulamento desta partícula, que pode ser desde um grão de areia até um parasita, por camadas sucessivas de carbonato de cálcio. Para uma pérola de boa qualidade com um formato perfeito são necessários vários anos de deposição de carbonato de cálcio, em camadas sucessivas (ALEXANDER, 1951). A este processo se dá o nome de biomineralização (TAYLOR; STRACK, 2008).

Para que ocorra o encapsulamento é necessário que células da camada externa do epitélio sejam transferidas junto com o objeto estranho para dentro do tecido da ostra. Desta forma estas células poderão se proliferar e formar um cisto fechado chamado “*pearl-sac*”, que traduzido para português ficaria como saco perlífero (figura 12) (TAYLOR; STRACK, 2008).

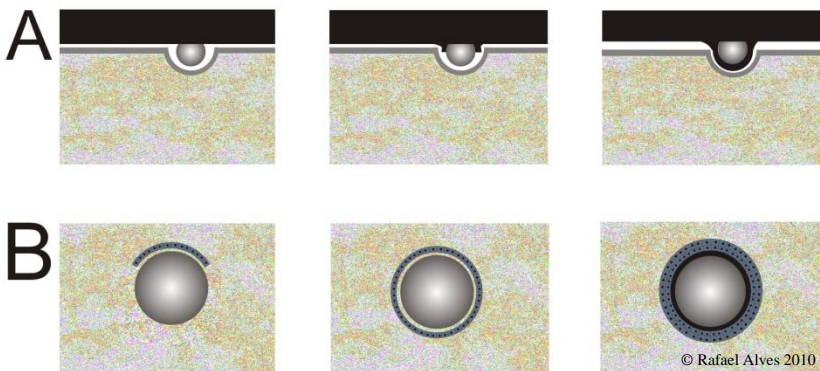


Figura 12 – Diagrama esquemático da formação de pérolas.

A – Formação de meia pérola ou “*blister*” ou também “*mabê*”. Um objeto estranho se aloja entre o manto e a concha do animal. Com o tempo o manto secreta conchiolina e aragonita e vai anexando o objeto estranho à camada interna da concha.

B – Formação de pérola dentro do manto. Quando um objeto estranho penetra no manto da ostra perlífera carregando consigo células do epitélio secretor de nácar, estas se multiplicam envolvendo o objeto estranho em um saco (*pearl-sac*) e o recobrimo com sucessivas camadas de nácar, criando uma concreção.

A meia pérola ou “*blister*”, ou ainda “*mabé*” (figura 13), não é uma pérola propriamente dita. Ela é uma protuberância na parede interna da concha, provocada por uma série de fatores como poliquetas parasitas (figura 14B), esponjas perfurantes, pequenas fraturas nas conchas, entre outros. Algumas vezes, grãos de areia ou fragmentos de conchas também se alojam entre o manto e a concha e são recobertos por camadas sucessivas de nácar formando a protuberância (figuras 12 e 13) (TAYLOR, STRACK, 2008).

A primeira ideia de indução a produção de pérolas surgiu baseada no mecanismo de produção de *mabes*. Dakin (1913) descreve como os chineses desenvolveram uma técnica de manufatura de pérolas *mabé* utilizando um molusco bivalve de água doce. Exemplos destes animais eram coletados nos rios e transportados para pequenos lagos onde era introduzido entre o manto e a concha uma série de materiais, desde grãos de areia, lascas de concha e até objetos mais elaborados como pequenas miniaturas de Buda. Após um período de 10 a 36 meses, os animais eram retirados e a *mabé* que formava era recortada e vendida.



Figura 13 – Valva de *Pteria sterna* com pérola *mabé* originária do México, produzida artificialmente através da fixação de um núcleo de plástico em forma de meia esfera. Barra = 20 mm.

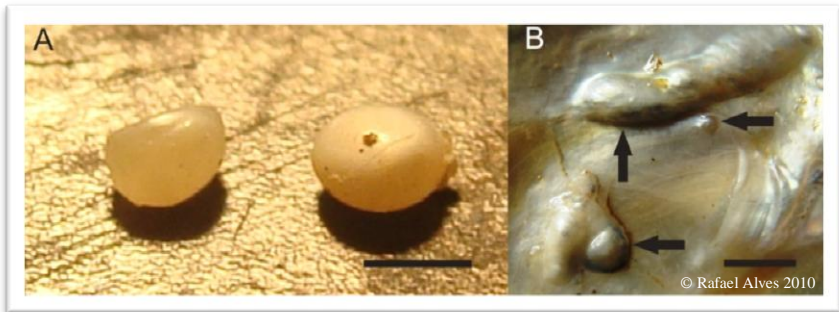


Figura 14 – Pérolas naturais encontradas em *Pteria hirundo* originárias da Praia da Ponta do Sambaqui / Florianópolis / Brasil. A – Pérolas esféricas encontradas no manto. Barra = 1 mm; B – Pérolas *mabé* formadas por poliquetas (setas). Barra = 5 mm.

No início do século XX, o japonês Kokichi Mikimoto adaptou o método utilizado pelos chineses para a criação de pérolas *mabé*, para ser utilizado com a ostra perliífera marinha nativa do Japão conhecida como “*Akoya gai*” (*Pinctada margaritifera*).

Com o desenvolvimento das técnicas de cultivo de pérolas *mabé*, Mikimoto desenvolveu experimentos para tentar criar pérolas esféricas. Para tanto, implantou núcleos de diversos materiais, como coral, fragmentos de conchas de abalone, ossos, entre outros. Obtendo sucesso, Mikimoto patenteou o processo e já em 1902 possuía um milhão de ostras perliíferas em sua fazenda. Os animais eram coletados, “semeados” e colocados de volta no mar. Este trabalho era realizado por “*Amas*”, mergulhadoras tradicionais japonesas que já faziam o trabalho de coleta de pérolas naturais.

Paralelo ao desenvolvimento do método de Mikimoto, os também japoneses, Tokishi Nishikawa e Tatsuhei Mise desenvolveram métodos muito semelhantes para cultivo e implantação de pérolas. Por causa desta semelhança o método passou a ser conhecido como Mise-Nishikawa. Em 1916, Mikimoto reconhece a praticidade do método e passa a adotá-lo em suas fazendas, permanecendo como método padrão até os dias de hoje.

1.6.1 Método Mise-Nishikawa

O método é basicamente o mesmo há um século, sofrendo alguns aperfeiçoamentos ao longo destes anos. Segundo Gervis e Sims (1992), é necessário observar o melhor período para o processo. Taylor e Strack (2008) indicam que o melhor período é quando o animal apresenta um metabolismo reduzido, coincidindo com o período de menor atividade

gonadal, o que ocorre geralmente nos meses com temperatura da água mais baixa. Norton et al. (1996) e Acosta-Salmon et al. (2005) sugerem a utilização de anestésicos para reduzir o estresse da implantação do núcleo nos animais, sendo mais utilizado o fenoxetol de propileno. Estudos mais recentes sugerem a eficácia também de 2-fenoxietanol (eter monofenílico de etileno glicol) (MAMANGKEY et al., 2009).

Outro elemento primordial para a produção da pérola é o núcleo, que pode ser feito à base de conchas de outros moluscos, principalmente de moluscos de água doce na família Unionidae, quase sempre originários da Bacia do Rio Mississipi nos EUA (GERVIS; SIMS, 1992). Da concha destes moluscos são recortados pequenos cubos que são polidos em equipamentos especiais até adquirirem um formato esférico com diâmetro de 13,5 mm (ROBERTS; ROSE, 1989, TAYLOR; STRACK, 2008). Recentemente, em decorrência do declínio da oferta destes moluscos, outras opções estão sendo exploradas, tais como a utilização de núcleos feitos com conchas de *Pinctada maxima* e também de material sintético a base de carbonato de cálcio (TAYLOR; STRACK, 2008).

O ato cirúrgico de implantação do núcleo é muito simples, porém demanda um técnico com muita experiência e precisão. Inicialmente uma ostra doadora de manto é selecionada e desta é retirada a borda e recortada em pequenos quadrados denominados “*saibo*” (WADA; KOMARU, 1996). Após a seleção do *saibo*, as ostras receptoras são posicionadas na bancada e submetidas a uma pequena incisão na região das gônadas por onde é inserido o núcleo juntamente com o *saibo*.

Após o implante os animais são levados novamente ao mar e colocados em estruturas de cultivo individuais. Os cuidados pós-operatórios variam para cada espécie, com a taxa de mortalidade variando de 2 a 30% e a de retenção dos núcleos variando de 40 a 90% dos sobreviventes (STRACK, 2006, TAYLOR; STRACK, 2008).

1.7 PROJETO *Pteria*

A partir do início do ano de 2006, na área de cultivo do Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da UFSC na Praia da Ponta do Sambaqui – Ilha de Santa Catarina, observou-se a presença de moluscos bivalves identificados como *Pteria hirundo* (Linné, 1758) nas estruturas de cultivo (cordas) de mexilhões *Perna perna* (figura 15).



Figura 15 – *Pteria hirundo* em corda de mexilhão no cultivo do Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da UFSC.

Foto: Rafael Alves

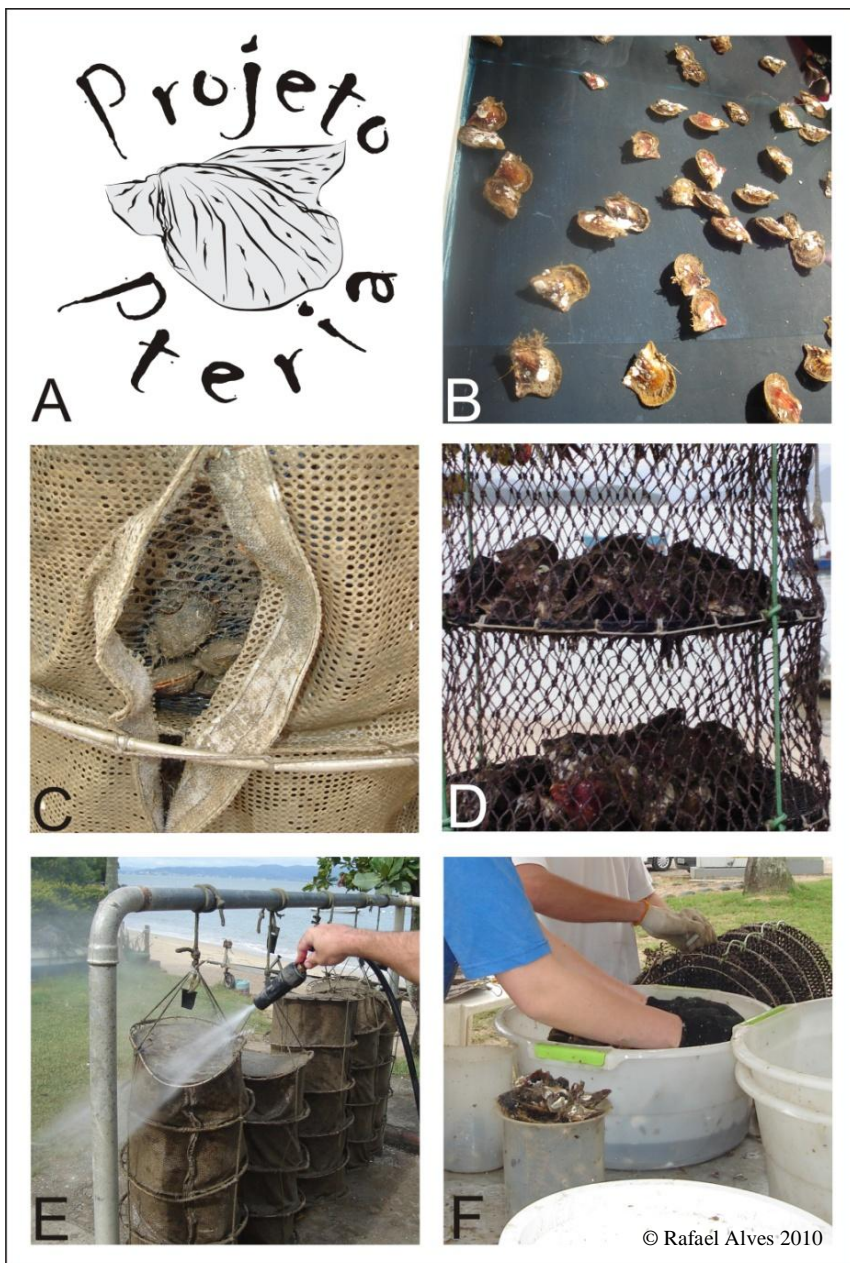
Neste período o técnico do LMM, Carlos Henrique de Miranda Gomes, junto com a equipe do LMM do Sambaqui e da Barra da Lagoa, resolveu realizar uma larvicultura experimental deste molusco.

Em meados deste mesmo ano os doutorandos Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque e Rafael Alves direcionaram suas teses para estudar os aspectos biológicos e características de cultivo, respectivamente, criando o Projeto *Pteria* (figura 16).

Figura 16 – Projeto *Pteria*.

A – Logotipo do Projeto; B – *Pteria hirundo* na calha de desova no Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) na Barra da Lagoa – Florianópolis – Brasil; C – *Pteria hirundo* em lanternas de cultivo do tipo berçário, no cultivo experimental de moluscos do LMM – Praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis – Brasil. D - *Pteria hirundo* em lanternas de cultivo do tipo intermediário no cultivo experimental de moluscos do LMM; E – Manejo nas lanternas de *Pteria hirundo* no cultivo experimental de moluscos do LMM – Florianópolis – Brasil; F - Manejo nas lanternas em *Pteria hirundo* – no cultivo experimental de moluscos do LMM

Fotos: Rafael Alves



1.8 ANATOMIA

Diversos autores se preocuparam com detalhes da morfologia e anatomia de moluscos bivalves. Atkins (1937) estudou os mecanismos ciliares em diversos bivalves. Já Purchon (1987) sistematizou e classificou seus estômagos.

Vários trabalhos com anatomia de molusco bivalves foram realizados no Brasil para diversas espécies, como *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791) e *Tivela mactroides* (Born, 1778) (NARCHI, 1972), *Petricola typica* (Jonas, 1844) (NARCHI, 1974), *Lucina pectinata* (Gmelin, 1791) (NARCHI; ASSIS, 1980), *Chione subrostrata* (Lamarck, 1818) (NARCHI; GABRIELI, 1981), *Mesodesma mactroides* Dehayes, 1854 (NARCHI, 1981), *Mytella charruana* (D'Orbigny, 1846) (NARCHI; GALVÃO-BUENO, 1993), *Brachidontes darwinianus darwinianus* (D'Orbigny, 1846) (AVELAR; NARCHI, 1984), *Semele purpurascens* (Gmelin, 1791) e *Semele proficua* (Pulteney, 1799) (DOMANESCHI, 1995), *Perna perna* (Linné, 1758) (NARCHI; GALVÃO-BUENO, 1997), *Protothaca pectorina* (Lamarck, 1818) (GUERÓN; NARCHI, 2000), *Tivela ventricosa* (Gray, 1838) (NARCHI; DARIO, 2002), *Donax gemmula* Morrison 1971 (PASSOS; DOMANESCHI, 2004), *Myoforceps aristatus* (Dillwyn, 1817) (SIMONE; GONÇALVES, 2006) e *Anodontites elongatus* (Swainson, 1823) (SIMONE, 1997). Todavia nenhum trabalho aprofundado foi realizado para moluscos bivalves da família Pteriidae.

Os membros desta família são caracterizados pela forma alada, com uma margem ventral arredondada oposta por uma linha de charneira reta e umbo anterior ladeado por expansões aliformes (aurículas). Nas duas valvas a aurícula posterior é geralmente mais alongada que a anterior. A valva esquerda é ligeiramente maior e mais convexa que a direita, conferindo-lhe um aspecto inequivalve. São animais monomiários, apresentando apenas o músculo adutor posterior aumentado e em posição subcentral. O pé apresenta dois pares de músculos retratores, um posterior adjacente ao adutor e um anterior, de menor tamanho, implantado próximo a região do umbo. O pé possui um sulco por onde o animal secreta um polímero filamentosos (bisco) com o qual se fixa ao substrato e também o utiliza como um rudimentar meio de locomoção. Sua concha apresenta uma superfície interna nacarada e a presença de periostraco na superfície externa com bordas geralmente flexíveis (ABBOTT, 1974, DOMANESCHI; LOPES, 1986a, RIOS, 2009).

1.9 REPRODUÇÃO

Os bivalves, em sua grande maioria, liberam seus gametas no ambiente, onde ocorre a fertilização. A liberação de esperma ocorre pela área ou sifão exalante, em fluxo suave e constante, já os oócitos, são liberados pausadamente, sendo comum em algumas espécies. As fêmeas batem as valvas para esta liberação, liberando os oócitos que ficaram 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).

O desenvolvimento dos gametas é um processo custoso e depende muito da disponibilidade de nutrientes para seu complemento. Os nutrientes podem vir de alimento recentemente ingerido ou através de reservas acumuladas durante períodos de repouso reprodutivo (GABBOTT, 1983; BARBER; BLAKE, 1991).

Lodeiros et al. (1996) citam que o crescimento somático diminui durante o processo de reprodução quando a energia está sendo dirigida para formação do tecido reprodutivo, sendo a gametogênese considerada um fator endógeno que afeta o desenvolvimento somático.

Gabbott (1983) sugere que as atividades metabólicas de cada estação são resultado interações entre alimento disponível, as condições ambientais, o crescimento e a reprodução. 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). Segundo Utting e Millican (1997), as reservas de alimento anteriores ao processo de vitelogênese são fundamentais pois um melhor estado nutricional aumenta a fecundidade e a qualidade dos ovos produzidos.

A importância do conhecimento do ciclo reprodutivo de moluscos bivalves foi evidenciada por vários autores (LUNETTA, 1969, NARCHI, 1976, CASAS, 1986). Os estudos de fisiologia reprodutiva têm grande importância para a realização de estratégias de cultivo e sempre precederam os cultivos de moluscos marinhos bem sucedidos, tanto para mexilhões (LUNETTA, 1969, MAGALHÃES, 1985), como para ostras (NASCIMENTO; LUNETTA, 1978, NASCIMENTO et al., 1980).

O desenvolvimento e a reprodução de ostras perliíferas, utilizando observações histológicas para determinar o estado das gônadas e o ciclo reprodutivo foram reportados para *Pinctada albina* (TRANter, 1958b), *Pinctada fucata* (TRANter, 1959, WADA et al., 1995; BEHZADI et al., 1997, CHOI; CHANG, 2003), *Pinctada maxima* (ROSE et al., 1990), *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* (SAUCEDO; MONTEFORTE, 1997), *Pinctada margaritifera* (POUVREAU et al., 2000). As ostras da família Pteriidae são hermafroditas sequenciais, com grande tendência a serem protrândricas (POUVREAU et al., 2000; ARNAUD-HAOND et al., 2003; SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008).

Tranter (1958a) descreve que o desenvolvimento da gônada em pteriídeos é a resultante de diversos fatores endógenos e exógenos, iniciada a partir de dois lobos simétricos que proliferam e se fundem para formar uma única glândula.

A exemplo da maioria dos bivalves as ostras perliíferas apresentam uma gônada fracamente delineada, com tendência a se espalhar pelos tecidos adjacentes. De modo geral ela encontra-se revestindo a região da glândula digestiva e delimitada na parte externa pelo epitélio externo do animal (SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008). Na figura 17 pode-se visualizar as áreas de transição tanto com a glândula digestiva quanto com o meio externo.

As gônadas são basicamente formadas por uma série de pequenos “sacos” denominados folículos ou, mais corretamente, ácinos (Figuras 17 e 18). Estes ácinos encontram-se revestidos por tecido conjuntivo e conectados a uma intrincada rede de túbulos que transportam os gametas até a abertura urogenital dos animais. Os ácinos representam as unidades estruturais fundamentais das gônadas (TRANter, 1958A, SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008).

A parede dos ácinos é formada por camadas de células “tronco” precursoras e células auxiliares. Nas ostras perliíferas, as células precursoras são capazes de originar tanto linhagens masculinas (espermatogônias) quanto femininas (ovogônias) (SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008). Na figura 19 é possível visualizar as linhagens de células nos ácinos masculinos e femininos.

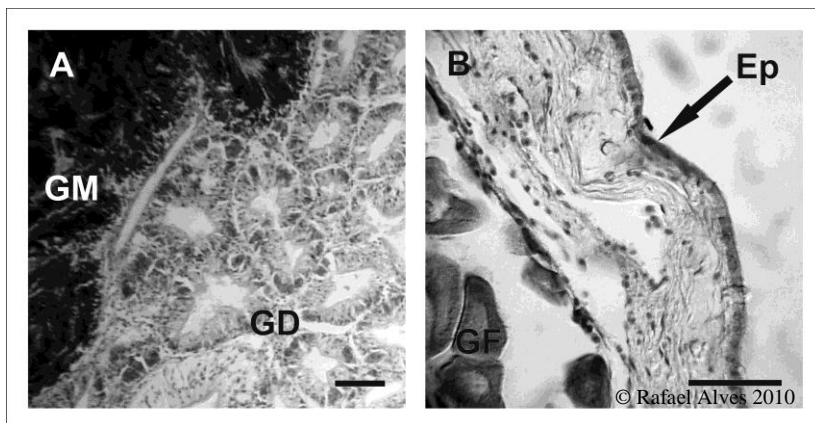


Figura 17 – Aspectos das gônadas masculina (A) e feminina (B) de *Pteria hirundo*. GM – Gônada masculina; GF – Gônada feminina; GD – Glândula digestiva; Ep – Epitélio externo. Barras = 100 μ m.

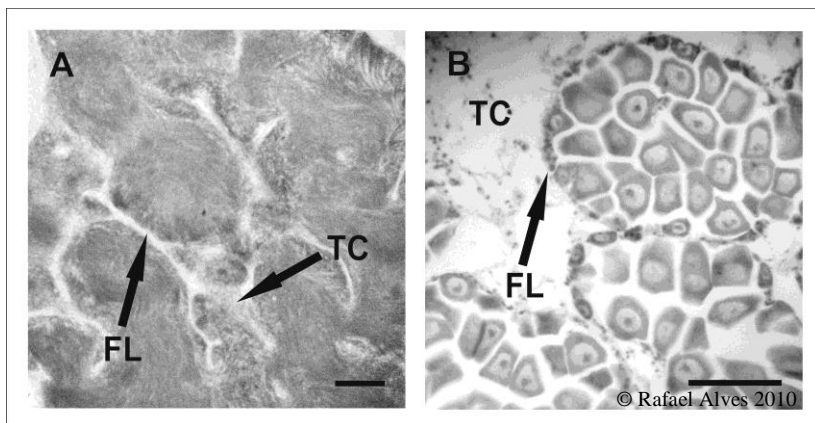


Figura 18 – Vista dos ácinos das gônadas masculina (A) e feminina (B) de *Pteria hirundo*. TC – Tecido conjuntivo; FL – ácino. Barras = 100 μ m.

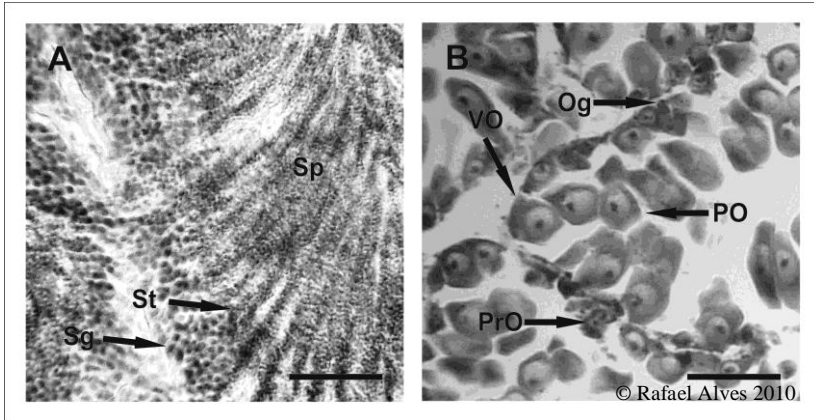


Figura 19 – Detalhes dos folículos das gônadas masculina (A) e feminina (B) de *Pteria hirundo*. Sg – Espermatogônia; St – Espermátide; Sp – Espermatozóide; Og – Oogônias; PrO – Ovócito Pré-vitelogênico; VO – Ovócito Vitelogênico; PO – Ovócito Pós-vitelogênico. Barras = 100 µm.

As ostras perlíferas são, em sua grande maioria, segundo a classificação de Coe (1943), hermafroditas rítmicos sequenciais protândricos, isto é, estes moluscos desenvolvem suas gônadas primeiramente como machos, retendo esta característica por um ou mais ciclos reprodutivos para depois reverter de sexo para fêmea e novamente para macho, repetindo este comportamento indefinidamente (GALTSOFF, 1950, TRANTER, 1958b, 1958c, 1959, SAUCEDO; MONTEFORTE, 1997, SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008).

A mudança de sexo pode estar relacionada com diversos fatores ambientais tais como mortalidade excessiva, estresse alimentar (POUVREAU et al., 2000) ou *fouling* (TAYLOR et al., 1997). Tranter (1958b) também atribui a mudança de sexo a alterações nas reservas nutricionais nas células acessórias dos ácinos que sinalizam para as células tronco alterarem sua forma de produção.

Contudo, animais com os dois sexos simultaneamente também são encontrados entre as ostras perlíferas (figura 20), porém aparentemente não são funcionais, sendo encarados como animais transicionais, alterando de um sexo para outro (TRANTER, 1958b, ROSE et al., 1990, BEHZADI et al., 1997, SAUCEDO et al., 2002, SAUCEDO; SOUTHGATE, 2008, DERBALI et al., 2009).

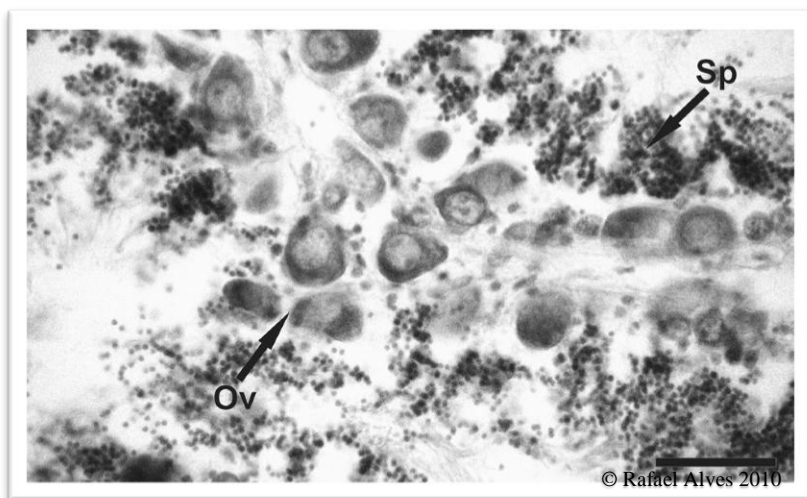


Figura 20 – Gônada hermafrodita de *Pteria hirundo*. Sp – Espermatozóides; Ov – Ovócitos. Barra = 100 μ m.

O ciclo reprodutivo das ostras perlíferas, assim como a da maioria dos moluscos bivalves, está intrinsecamente relacionado com fatores ambientais. Animais de mesma espécie apresentam ciclos diferentes em regiões geográficas distintas. Gervis e Sims (1992) afirmam que a distribuição latitudinal é um fator preponderante nas etapas do ciclo reprodutivo. Derbali et al. (2009) comentam que em latitudes mais altas, o regime de reprodução normalmente se restringe aos meses mais quentes. Com *Pteria sterna* na região da Lagoa Olho de Lebre (Baixa Califórnia Sul, México) apresenta um ciclo anual bem definido (HERNÁNDEZ-OLADE et al., 2007) em contraste com o que ocorre no Golfo da Califórnia que apresenta um ciclo indeterminado (DIÁZ; BUCKLE-RAMIREZ 1996, SAUCEDO; MONTEFORTE, 1997).

A ovogênese e a espermatogênese na família Pteriidae tem a tendência de serem sincronizadas ocorrendo a desova de forma combinada. Existem diversas formas de classificar as etapas do ciclo reprodutivo. Tranter (1958a, 1958c) utiliza um modelo com oito etapas para *Pinctada albina* e *Pinctada margaritifera*, dividindo a espermatogênese e ovogênese em processos diferentes codificados por letras e números. Arjarasirikoon et al. (2004) utilizou uma classificação complexa com onze etapas para a espermatogênese e seis etapas para ovogênese.

Em trabalhos mais recentes como Garcia-Domingues et al. (1996), Hernández-Olade et al. (2007) e Saucedo e Southgate (2008) é comumente utilizado o método de cinco etapas, ou estágios, dividido da seguinte forma:

1. Repouso, inativo, indeterminado ou indiferenciado;
2. Desenvolvimento, gametogênese ou estágio de crescimento;
3. Maduro ou estágio de maturação;
4. Desovando ou estágio de desova parcial
5. Desovado ou estágio pós-desova.

A identificação sexual da ostra perliífera pode ser feita somente em observação histológica (CHOI; CHANG, 2003), não havendo dimorfismo sexual externo ou interno macroscópico.

Em locais onde a desova natural é insuficiente para cobrir as demandas de sementes para os cultivos de molusco, são utilizadas técnicas de indução em laboratório. A estimulação térmica é o método mais empregado e consiste no aumento ou alteração da temperatura da água em 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 estimulação a desova também pode ser induzida por meio químico, através de peróxido de hidrogênio, alterações de pH e injeções de hidróxido de amônia (ALAGARSWAMI; DHARMARAJ, 1984). Também é utilizada a estimulação em resposta a esperma colocado no tanque de desova, que é obtido através do sacrifício de espécimes, denominado *striping* (LUCAS, 2003).

O processo de desenvolvimento larval até a 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; uma fase curta onde a larva é natante, porém ainda não se alimenta, valendo-se ainda de suas reservas vitelínicas. Com o avanço do desenvolvimento, as trocóforas se transformam em véliгер. Nesta etapa, o corpo está totalmente protegido entre duas valvas em forma de “D”. A larva véliгер é natatória e se alimenta ativamente com o “*velum*” filtrando as partículas suspensas na água. Posteriormente o umbo se desenvolve na região próxima a charneira da concha, perdendo a forma “D”. Em seguida forma-se a larva Pedivéliгер, que se caracteriza por possuir mancha ocelar e pé extensível, indicando que a larva está próxima de sofrer metamorfose, alternando da fase planctônica para bentônica, como pode ser observado na figura 21 (MAEDA-MARTÍNEZ, 2001; ALBUQUERQUE, 2010).

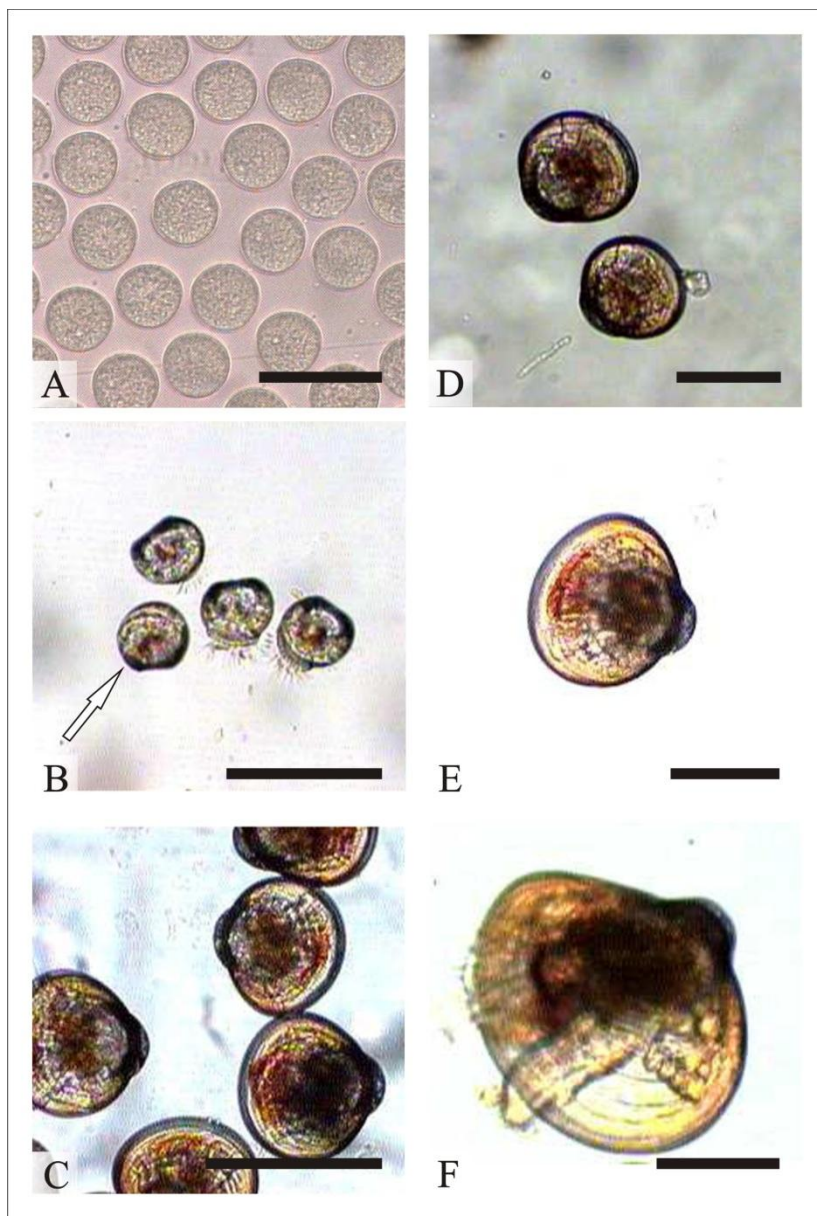


Figura 21 – Desenvolvimento larval de *Pteria hirundo*. A- Oócitos; B- Larva “D” (Seta) e véliger (1 dia); C- Larva umbonada inicial (14 dias); D- Larva umbonada avançada (16 dias); E- Larva olhada (20 dias); F- Larva com pé (Pedivéliger – 23 dias); Barras = 100µm. Adaptado de Albuquerque (2010).

Para implementar novos cultivos é importante o pleno entendimento da biologia da espécie. Isto implica em desenvolver conhecimento sobre vários aspectos da vida do animal. Acrescentando a grande biodiversidade de moluscos encontrada no litoral brasileiro, tem-se a necessidade de pesquisas em prol da utilização de novas espécies no cultivo de moluscos marinhos.

Até o presente momento, a biologia das ostras perlíferas é pouco entendida, em comparação à importância econômica desta atividade. Medidas que visem o conhecimento e a compreensão destes animais são urgentes para a manutenção das espécies e a preservação dos estoques naturais (ARJARASSIRIKOON *et al.*, 2004).

O conhecimento dos ciclos biológicos destes animais também é de suma importância para o cálculo dos períodos de execução das larviculturas e da coleta de sementes selvagens, assim como também o período ideal para a implantação dos núcleos de pérolas (O'CONNOR; LAWL, 2004).

Wada e Tëmkin (2008) sugerem a realização de estudos anatômicos mais minuciosos com os membros da família Pteriidae com o objetivo de preencher várias lacunas no tocante à filogenia deste grupo, focando principalmente as espécies do complexo *Akoya* e as espécies pouco exploradas economicamente.

No Brasil ainda não existem registros de cultivo comercial de ostras perlíferas. A espécie nativa *Pteria hirundo* apresenta inúmeras características positivas que já puderam ser observadas em trabalhos realizados no Laboratório de Moluscos Marinhos – UFSC com resultados excelentes na larvicultura em laboratório, com dados semelhantes aos obtidos com *Crassostrea gigas* (GOMES *et al.*, 2006) e com boa taxa de sobrevivência e crescimento de indivíduos adultos em cultivo (ALVES *et al.*, 2007).

Nos capítulos a seguir serão tratados assuntos referentes à anatomia, reprodução e alguns aspectos da ecologia de *Pteria hirundo*.

CAPÍTULO II – ANATOMIA DE *Pteria hirundo* (Linné, 1758)

Este capítulo possui dois artigos. O primeiro redigido de acordo com as normas da revista *The Nautilus* (ISSN: 0028-1344) fator de impacto 0,286 equivalendo ao conceito B1 do Qualis Capes e o segundo de acordo com as normas da revista *Brazilian Archives of Biology and Technology - BABT*. (ISSN: 1516-8913) fator de impacto 0,353 equivalendo ao conceito B1 do Qualis Capes.

O capítulo aborda temas referentes à anatomia externa e interna da ostra perlífera *Pteria hirundo* utilizando técnicas de dissecação do animal a fresco, assim como também animais fixados e cortes histológicos.

Anatomia da ostra perlífera *Pteria hirundo* (Linné, 1758) (Bivalvia: Pteriidae) de Florianópolis - Brasil

Rafael Alves*

Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX); Universidade Federal de Santa Catarina; Rodovia Admar Gonzaga, 1346, Itacorubi, Cx. P 476; 88040-900 Florianópolis, SC, Brasil

*Autor para correspondência, rafael@cca.ufsc.br.

RESUMO

A família Pteriidae apresenta um grande interesse econômico, pelo potencial para a produção de pérolas e madrepérolas. A família é representada principalmente por dois gêneros: *Pteria* e *Pinctada*. No Brasil são encontradas duas espécies, uma para cada gênero: *Pinctada imbricata* e *Pteria hirundo*. O objetivo deste trabalho é contribuir com o conhecimento sobre *Pteria hirundo* através do estudo de sua anatomia. Vinte espécimes foram retirados do cultivo experimental do Laboratório de Moluscos Marinhos da UFSC, localizado na Praia da Ponta do Sambaqui, fixados e dissecados. A concha possui coloração de vermelho a castanho escuro, com charneira reta, terminada em projeções aliformes. A valva esquerda é mais convexa que a direita, com a face interna ricamente nacarada até quase as bordas, apresentando uma margem flexível. Possui um músculo adutor grande (monomiário). A região do pé é responsável pela secreção e fixação do bisso. O manto envolve todo o corpo do animal fusionado à massa visceral e ao músculo adutor, tendo a borda três lóbulos, sendo o medial e interno dotados de tentáculos paliais. As brânquias são do tipo B (1b) de Atkins, com lamelas heterorrábdicas com filamentos ordinários agrupados em número de 12 a 15. O trato digestivo é composto por uma boca margeada por palpos labiais triangulares, esôfago e um estômago do tipo III de Purchon. O intestino se divide em três partes: descendente anterior, ascendente anterior e descendente posterior (reto) terminando em uma papila anal. A glândula digestiva reveste o estômago e as gônadas revestem a glândula e as duas primeiras porções do intestino. O coração localiza-se na cavidade pericárdica, dividido em ventrículo e duas aurículas. Os nefrídios são laterais à cavidade pericárdica. Os excretas são expelidos por orifícios urogenitais ao lado da câmara supra-branquial. Apresenta gânglios cerebrais na região ântero-dorsal próximos aos retratores anteriores, conectados por uma comissura supra-esofágica. Os gânglios viscerais são pequenos e de difícil visualização, na região ântero-ventral do músculo adutor. Os gânglios pedais encontram-se fusionados na base ventral do pé. Há a presença de um olho cefálico na base de cada hemipalpo interno.

Palavras Chaves:

Pteriidae; *Pteria hirundo*; Anatomia; Ostra perlífera.

ABSTRACT

The family Pteriidae is represented mainly by two genera, *Pteria* and *Pinctada*. In Brazil two species are found, one for each genus, *Pinctada imbricata* and *Pteria hirundo*. Twenty specimens of *P. hirundo* were removed from the Marine Mollusks Laboratory (LMM) experimental culture, fixed and dissected. The color of the shell changes from red to dark brown, with hinge line, ending in ears projections, the left valve is more convex than the right. The inner surface is pearly almost to the edges. It has a great adductor muscle. The mantle is fused to the visceral mass and adductor muscle, the edge has three lobes. The gills are Atkins type B (1b), with heterorabdics ordinary filaments grouped in numbers of 12 to 15. The digestive tract is composed of a mouth lined with triangular labial palps, esophagus and an stomach Purchon's type III. The intestine is divided in three parts ending in an anal papilla. The digestive gland surrounds the stomach and is surrounded by the gonads. The heart is located in the pericardial cavity, divided into two atria and one ventricle, the nephridia are lateral to the cavity. Cerebral ganglia is close to the antero-dorsal retractors, connected by a supra-esophageal commissure, the visceral ganglia are small and difficult to see in adductor muscle, pedial ganglia are fused at the ventral base of foot. There is the presence of an cephalic eye at the base of hemi-palps.

Keywords:

Pteriidae; *Pteria hirundo*; Anatomy; pearl oyster.

INTRODUÇÃO

A família Pteriidae Gray, 1847 é, provavelmente, a que apresenta o maior interesse econômico dentre os moluscos, considerando para isto seu grande potencial para a produção de pérolas e madreperolas. Porém, este interesse contrasta com a escassa produção de trabalhos científicos envolvendo estes bivalves. São poucos os trabalhos voltados à anatomia deste grupo, quase sempre trabalhos clássicos como os de Herdman (1904); Gervis & Sims (1992) e Fougereuse-Tsing & Herbaut (1994).

Esta família é representada principalmente por dois gêneros: *Pteria* Scopoli, 1777, *Pinctada* Röding, 1798 (Cox *et al.* 1969; Abbott, 1974; Domaneschi & Lopes, 1986a, b; Hawang & Okutani, 2003; Rios, 2009). Segundo Rios (1994 e 2009) em águas brasileiras são encontradas duas espécies dessa família, sendo uma de cada gênero: *Pinctada imbricata* Röding, 1708 e *Pteria hirundo* (Linné, 1758), também encontrada na bibliografia com as sinônimas *Pteria colymbus* (Röding, 1798) e *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (Abbott, 1974; Domaneschi & Lopes, 1986a, b).

A Universidade Federal de Santa Catarina iniciou a partir do ano de 2006 uma série de trabalhos envolvendo ostras perlíferas. Foram realizados experimentos de maturação e produção de sementes em laboratório baseadas em indivíduos selvagens da espécie *Pteria hirundo*, capturados por meio de coletores manufaturados, localizados na Praia da Ponta do Sambaqui / Florianópolis / Brasil.

Surgiu a necessidade de aprimorar o conhecimento dessa espécie em particular, sendo uma descrição anatômica o ponto de partida para o melhor entendimento desses animais. Desta forma, este trabalho vem contribuir com o conhecimento da anatomia da espécie *Pteria hirundo*.

MATERIAIS E MÉTODOS

Os animais utilizados neste estudo foram coletados no cultivo experimental realizado pelo Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), localizado na Praia da Ponta do Sambaqui. Vinte indivíduos foram retirados aleatoriamente de uma população com aproximadamente 3500 animais. Os espécimes foram submetidos a biometria com as medidas de altura (SH), Largura (SL), espessuras total (SWi), da valva direita (SWiR) e da esquerda

(SWiL) assim como o peso total (W) e o peso do tecido (TiW), sendo preservados em etanol 70% e dissecados através de técnicas padrão, imersos em álcool. As dissecações e análises foram realizadas no Laboratório de Malacologia Experimental sob microscópio estereoscópico e os desenhos realizados com auxílio de câmara clara e fotografias. Quatro indivíduos foram submetidos à técnica de diafanização com etano/xilol para melhor visualização dos tecidos (adaptado de Taylor & Van Dyke, 1985). Quatro animais foram preparados para realização de cortes histológicos, sendo fixados com Solução de Davidson e submetidos à desidratação, diafanização e inclusão em parafina. Os cortes foram realizados com espessura de 5µm, fixados em lâminas de vidro e corados com Hematoxilina de Harris e Eosina (HHE) segundo Howard & Smith (1983).

RESULTADOS

Em relação à sistemática a ostra perléfera *Pteria hirundo* se enquadra:

Família PTERIIDAE Gray, 1847 (1820)

[*Nom. correct.* Meek, 1864 (pro PTERIADAE Gray, 1847); = AVICULIDAE Goldfuss, 1820 (*nom. correct.* Gray, 1840, pro AVICULAE Goldfuss, 1820) nome PTERIIDAE mantido de acordo com o artigo 40A do código zoológico (1961)].

Pteria Scopoli, 1777, p. 397 [*Mytilus hirundo* Linné, 1758, p.706] = [*Avicula* Bruguière, 1792; *Avicula* Cuvier, 1798 (tipo *Mytilus hirundo*)].

Pteria hirundo (Linné, 1758).

Sinonímias: *Mytilus hirundo* Linné, 1758; *Avicula hirundo* (Linné, 1758); *Pteria colymbus* (Röding, 1798) (Rios, 2009) = *Pinctada colymbus* Röding, 1798, p. 167, [Chemnitz 1785, pl. 81, fig. 723]; *Avicula atlantica* Lamarck, 1819 (Mikkelsen & Bieler, 2004); *Perna chanon* Adanson, 1757; *Avicula eximia* Reeve, 1857.

Os animais analisados tinham em média: SH 62,39 ± 3,51 mm; SL 65,36 ± 3,25 mm; SWi 30,56 ± 1,77 mm; SWiR 18,33 ± 1,1 mm; SWiL 12,22 ± 0,68 mm; W 50,37 ± 6,44 g; TiW 15,63 ± 3,29 g.

Anatomia externa

Descrição da concha: Possui coloração que varia de vermelho a castanho escuro (Figuras 1-6), com charneira reta, terminada em projeções aliformes (aurículas), de proporção de aproximadamente 1:1 com a altura (indivíduos adultos cultivados). O umbo está na porção anterior da charneira, posicionado a 1/5 de sua extensão total (Figuras 10-11).

A concavidade da concha segue em direção a porção posterior do corpo formando em média um ângulo de 50-60° em relação à charneira. A aurícula posterior é normalmente maior de duas a cinco vezes o tamanho da aurícula anterior, terminando em um sulco auricular e no canal de passagem do bisso. A valva esquerda é ligeiramente mais convexa que a direita. A face interna é ricamente nacarada até quase as bordas da concha, apresentando uma margem flexível variando de 1/7 da altura na face ventral a 1/10 nas faces anterior e posterior (Figuras 7-9).

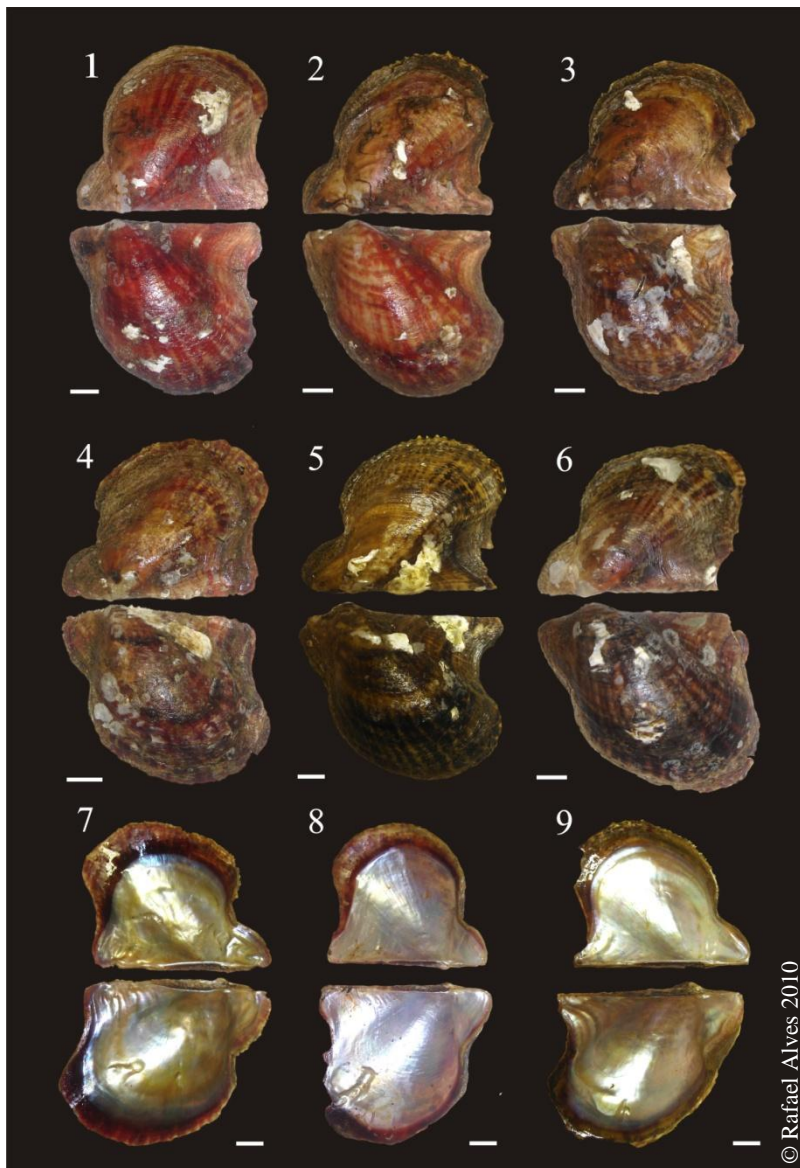
Anatomia interna

Concha: Na região anterior da charneira há dois dentes cardinais em cada valva (Figura 11), podendo desaparecer parcial ou totalmente de acordo com o crescimento do animal. Na região posterior, em cada valva, possui um dente lateral paralelo à linha da charneira.

Na Figura 12 é visível a cicatriz do músculo adutor remanescente logo na região posterior da concha, o que caracteriza a condição de monomiário. Esta cicatriz tem forma semilunar e encontra-se deslocada em direção ao centro da concha e possui uma proporção de 2:1 entre altura e largura, sendo três vezes menor que a altura da concha.

Adjacente ao músculo adutor, no quadrante dorsal anterior, encontra-se a cicatriz do músculo retrator posterior do pé, três vezes maior que o retrator anterior, localizado na região da charneira logo abaixo do umbo e três vezes menor que o adutor. À frente do músculo adutor é visível uma série de pequenas cicatrizes circulares dos ligamentos do manto, formando um arco que segue até a cicatriz do músculo retrator anterior (Figura 12).

Musculatura: esta espécie possui um músculo adutor grande e heterogêneo respondendo por 15% a 20% da massa total do animal (sem a concha). Composto por uma porção anterior e outra posterior correspondente respectivamente aos músculos “*quick*” e “*catch*”. Sua coloração é branca amarelada e encontra-se deslocado cerca de uma vez sua largura em direção oposta à borda posterior da concha e duas vezes esta medida da borda ventral (Figura 14).



Figuras 1 – 9. Conchas de espécimes cultivados de *Pteria hirundo* (Linné, 1758). 1-6 – Aspecto externo das valvas com destaque para as variedades de coloração. 7-9 – Aspecto interno das valvas, apresentando variações de coloração da camada nacarada. Barras = 10mm

Pé e bisso: como é possível visualizar na Figura 14, o pé encontra-se localizado na região dorsal anterior do animal, tendo um formato oblongo em formato de língua. Mais pigmentado que o restante do corpo, possui em sua porção dorsal um canal ligado diretamente à glândula bissogênica, por onde escorre o bisso ainda não polimerizado para ser fixado ao substrato.

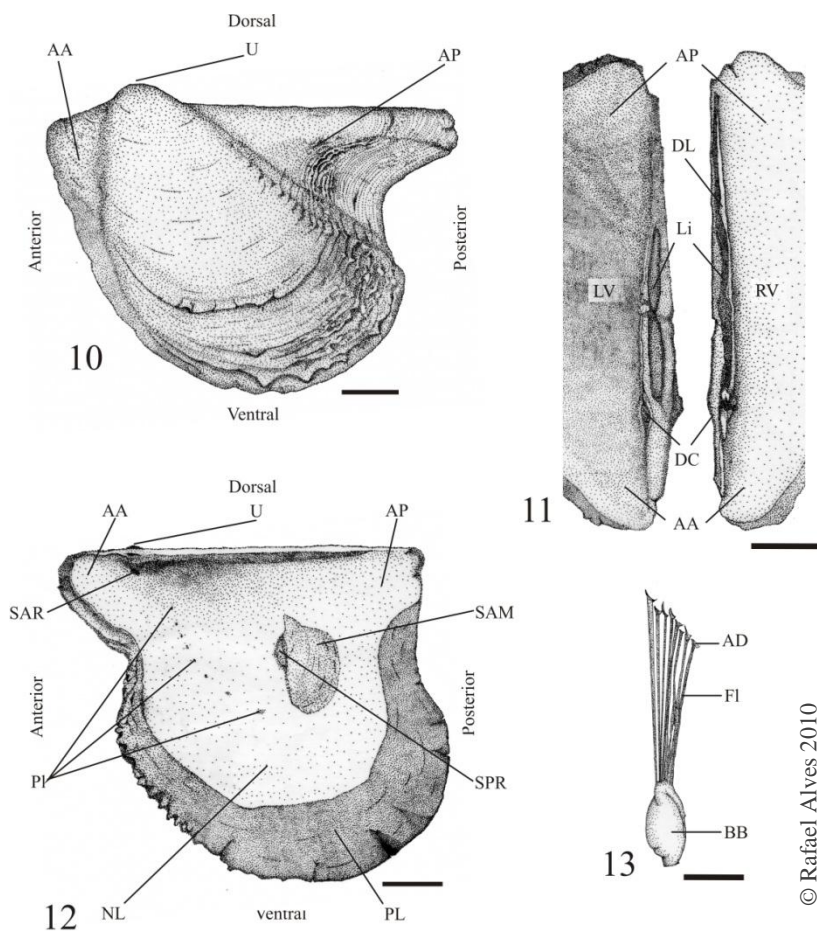
O pé é essencialmente um órgão muscular com capacidade de intumescimento, exercendo função na locomoção do animal através da formação do bisso. Ele é sustentado por dois pares de músculos retratores. O par posterior é visivelmente maior que o anterior, tanto em diâmetro quanto em comprimento. Ambos os pares formam uma estrutura em V que se fixa na base muscular do pé, na altura da glândula bissogênica formando a base da câmara do bisso (Figuras 15 e 16).

A glândula bissogênica se localiza entre os pares de músculos retratores. É formada por uma massa compacta dotada de sulcos que formam uma cavidade, a câmara do bisso, que se estende até o canal do bisso. Esta cavidade de fundo cego termina na base dos músculos retratores onde o bisso é ancorado.

O bisso possui uma conformação filamentosa, de coloração verde iridescente, com cada filamento achatado em forma de fita com espessura de 1 a 2 mm (Figura 13). Ancora-se diretamente nos músculos retratores dentro câmara do bisso, onde tem um aspecto denso, com todos os filamentos concentrados preenchendo toda câmara. Em sua extremidade mais externa forma uma estrutura em forma de disco que se fixa ao substrato. A musculatura do pé tem a capacidade de lançar o conjunto do bisso e se desprender do substrato.

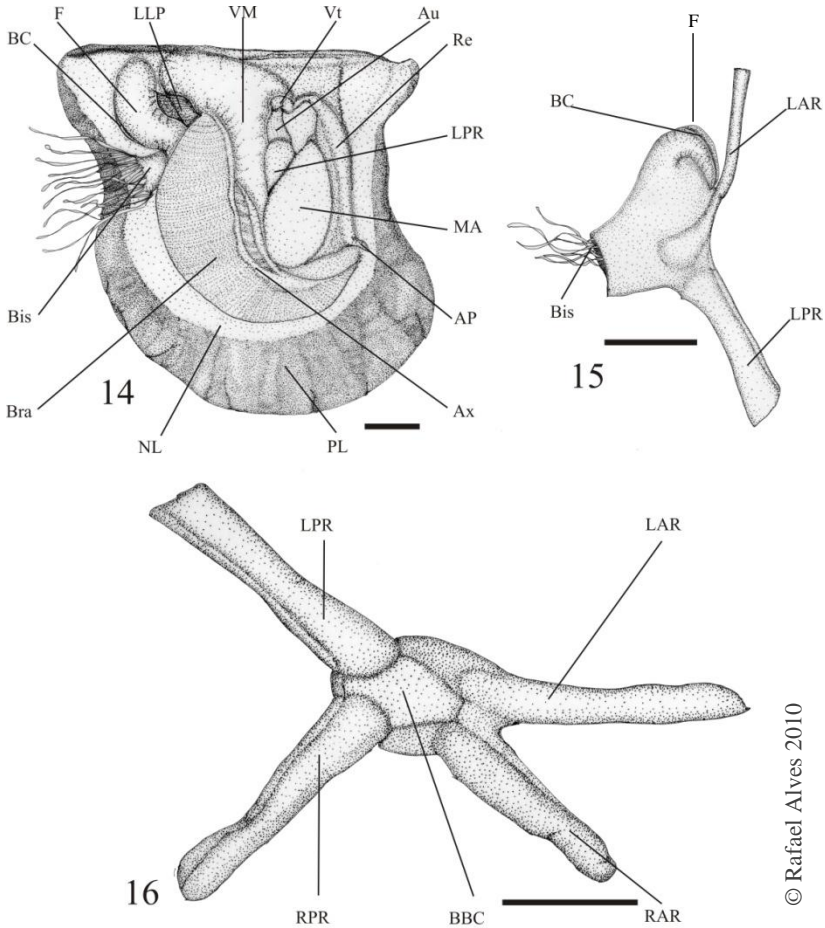
Manto: envolve todo o corpo do animal. É formado por dois lobos unidos somente pelo istmo na região dorsal do animal, paralelo à charneira. A área central do manto se encontra fusionada com a massa visceral e o músculo adutor. A região distal, ou palial, cobre toda a superfície das brânquias e possui séries de músculos radiais orientados em direção à área marginal.

A borda do manto é formada por três lóbulos: um interno, um medial e outro externo (Figura 17). O lóbulo externo se situa próximo a concha e é responsável pela secreção da camada prismática da concha. Entre os lóbulos externo e medial se localiza o canal do perióstraco, local onde as células de ambos os lóbulos secretam essa camada da concha. O lóbulo medial é ladeado por uma fileira simples de tentáculos digitiformes (Figura 18) e o lóbulo interno ladeado por pequenos tentáculos ramificados (Figura 19), formando um véu palial franjado com funções sensoriais.



Figuras 10-13. Detalhes da valva direita de *Pteria hirundo*. 10 – Aspecto externo. 11 – Aspecto interno. 12 – Detalhes da parte interna da charneira. 13 – Bisso. Barras = 10mm

AA - Aurícula anterior; AD – Discos adesivos; AP – Aurícula posterior; BB – Base dos filamentos de bisso; DC – Dentes cardinais; DL – Dente lateral; FI – Filamento de bisso; Li – Ligamento; LV – Valva esquerda; PI – Cicatriz dos músculos paliais; RV – Valva direita; SAM – Cicatriz do músculo adutor; SAR – Cicatriz do músculo retrator anterior direito; SPR – Cicatriz do músculo retrator posterior direito; U – Umbo;



Figuras 14–16. Massa visceral e pé de *Pteria hirundo*. 14 – Aspecto geral da massa visceral após a remoção da valva esquerda e dissecação do lobo esquerdo do manto. 15 – Vista lateral esquerda do pé e sua musculatura. 16 – Vista posterior do pé e sua musculatura. Barras = 10mm

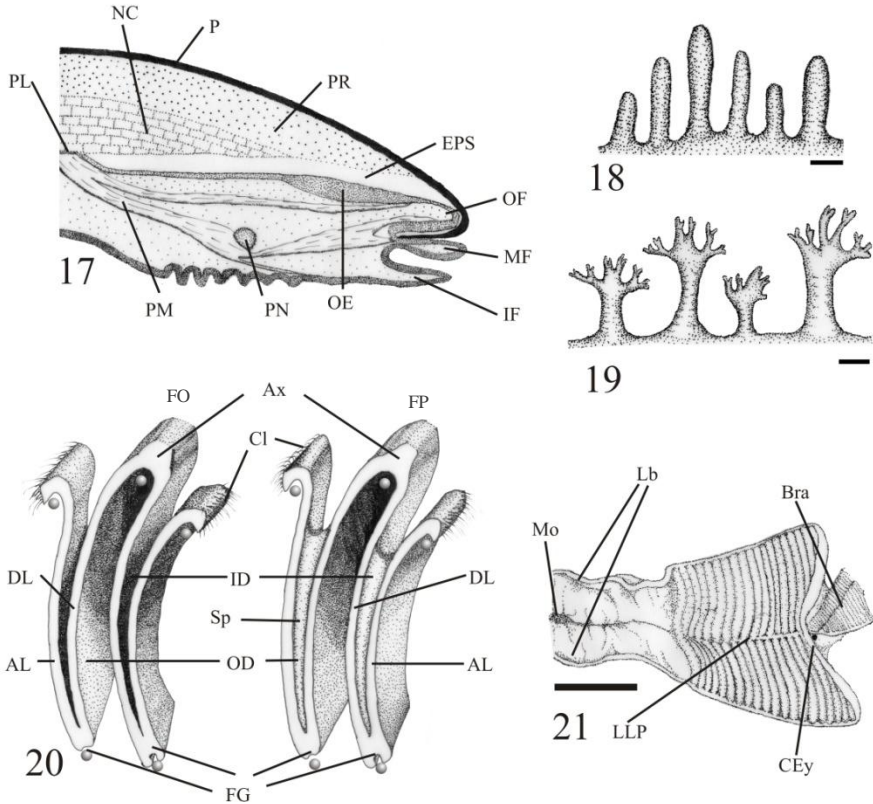
AP- Papila anal; Au- Aurícula (esquerda); Ax- Eixo da brânquia; BBC- Base da câmara do bisso. BC- Canal do bisso; Bis- Bisso; Bra- Brânquia; F- Pé; LAR – Músculo retrator anterior esquerdo; LLP- Palpos labiais; LPR – Músculo retrator posterior esquerdo; MA- Músculo Aductor; NL- Camada nacarada; PL- Camada prismática; RAR- Músculo retrator anterior direito; Re- Reto; RPR- Músculo retrator posterior direito; VM- Massa visceral; Vt- Ventrículo.

Sobre a massa visceral observa-se uma câmara de fundo cego, com área de aproximadamente 1/3 da massa visceral, paralela ao eixo central da brânquia, limitada dorsalmente pela inserção dos palpos labiais e ventralmente pelo músculo adutor.

Brânquias: As brânquias são do tipo B (1b) segundo a classificação de Atkins (1936b), por serem constituídas por um par simétrico filamentosos em forma de meia lua, com a porção posterior livre a partir do músculo adutor (Figura 14). Cada brânquia possui um eixo central interno que suporta duas demibrânquias formadas por duas lamelas, uma ascendente e outra descendente, de mesmo tamanho. As bordas dorsais das lamelas ascendentes das demibrânquias externas se conectam com o manto por meio de um conjunto de células ciliadas assim como também as das demibrânquias internas com o restante da massa visceral (Figura 20).

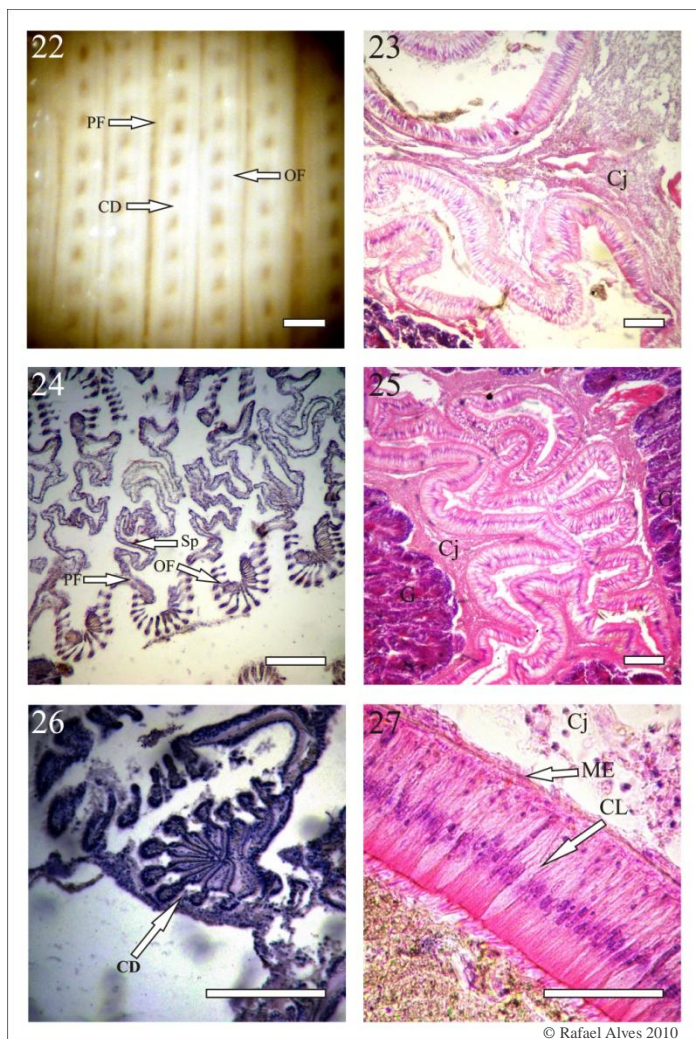
Cada lamela é constituída por uma série de filamentos paralelos que juntos com os discos ciliados apresentam uma aparência reticulada. As lamelas são heterorrábdicas, isto é, os filamentos se apresentam de dois tipos: os principais, responsáveis pela estrutura da brânquia que apresentam um septo interlamelar e os ordinários. Estes, unidos em feixes de 12 a 15 filamentos pelos discos ciliados, executam a corrente de água que orienta as partículas aos sulcos marginais (*food groove*) na posição ventral das demibrânquias, que por continuidade conduz aos palpos labiais. Os sulcos marginais são mais pronunciados nas lamelas internas e mais simples nas externas (Figuras 22, 24 e 26).

Cada brânquia se insere anteriormente entre os palpos labiais não havendo ligação entre os filamentos dos palpos e o canal de alimentação distal da brânquia, o que segundo Stasek (1963) constitui uma relação de Categoria III. As brânquias se estendem até a papila anal na região posterior ocupando uma área de aproximadamente 40% do volume interno da concha (Figuras. 14 e 21). Sua extensão forma um arco da região dorsal anterior até a região ventral posterior, ocupando cerca de 2/3 da abertura da concha, formando uma área inalante. Na região posterior a brânquia, forma uma área ou câmara exalante, onde se encontra o ânus e também se dá a deposição de pseudo-fezes e a saída de gametas. A captura de alimento se dá por meio de correntes ciliares formadas nas brânquias que orientam as partículas para a região distal, onde segue até os palpos labiais.



Figuras 17–21. Características do manto, brânquias e palpos labiais de *Pteria hirundo*. 17 – Esquema das estruturas do manto (adaptado de Fougereuse *et al.* 2008). 18 – Tentáculos digitiformes do lóbulo medial da borda do manto (Barra = 1 mm). 19 – Tentáculos ramificados do lóbulo interno de borda do manto (Barra = 1 mm). 20 – Diagrama esquemático das estruturas da brânquia. 21 – Vista da área de transição (adaptado de Stasek, 1963) entre a brânquia esquerda e o palpo labial esquerdo. Barras = 10 mm.

AL- Lamela ascendente; Ax- Eixo da brânquia; Bra- Brânquia; CEy- Olho cefálico; Cl- Cílios de conexão; DL- Lamela descendente; EPS- Espaço extra palial; FG- Sulcos marginais (*Food groove*); FO- Filamento ordinário; FP- Filamento principal; ID- Demibrânquia interna; IF- Lóbulo interno; Lb- Lábio; LLP- Palpo labial esquerdo; MF- Lóbulo medial; Mo- Boca; NC- Camada nacarada; OD- Demibrânquia externa; OE- Epitélio externo do manto; OF- Lóbulo externo da borda do manto; P- Perióstraco; PL- Linha palial; PM- Músculo palial; PN- Nervo palial; PR- Camada prismática.



© Rafael Alves 2010

Figuras 22–27. Fotomicrografia de brânquias e intestino. 22 – Aspecto geral da demibrânquia de *Pteria hirundo*. Barra = 1mm. 23–27 Fotomicrografias de cortes histológicos com coloração HHE. 23 – Corte longitudinal do intestino descendente anterior. Barra=200 μ m. 24 – Corte longitudinal da brânquia. Barra=200 μ m. 25 - Corte longitudinal do intestino ascendente. Barra =200 μ m. 26 – Detalhe do disco ciliado da brânquia. Barra=200 μ m. 27 – Detalhe do epitélio do intestino ascendente. Barra=100 μ m.

CD- Disco ciliado; Cj- Tecido conjuntivo; CL- Célula caliciforme; G- Tecido gonádico; ME- Matriz extracelular; OF- Filamento ordinário; PF- Filamento principal; Sp- Septo.

Sistema digestório: O trato digestivo está imerso na massa visceral, com exceção da terceira porção do intestino (reto) que encontra-se aderida ao músculo adutor. A boca se localiza entre os dois músculos retratores anteriores, sendo ladeada por lábios (Figuras. 21 e 28) tanto na parte superior como inferior, continuando em ambos os lados até os palpos labiais.

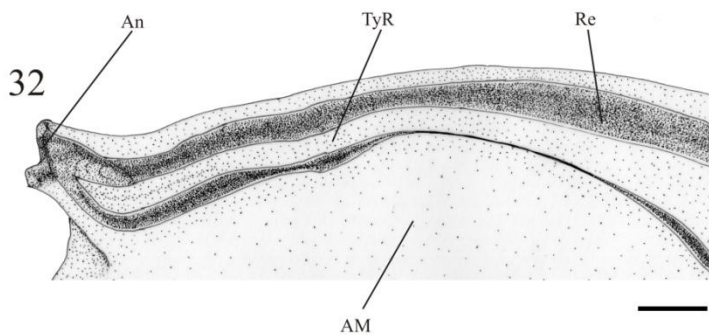
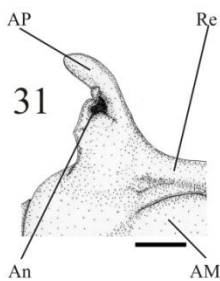
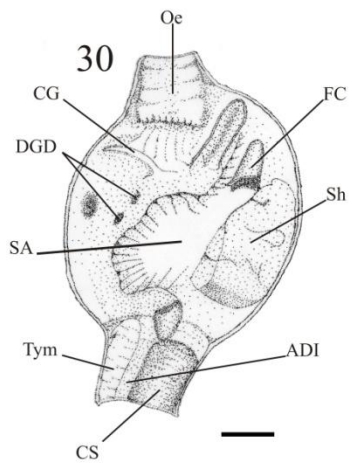
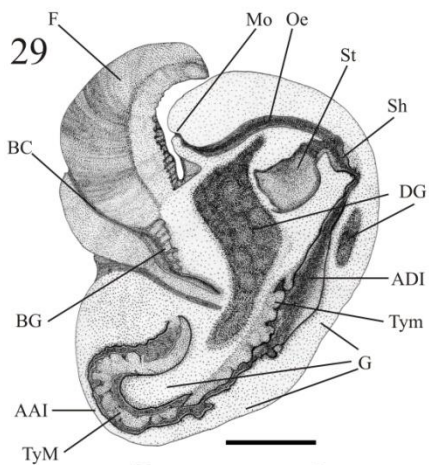
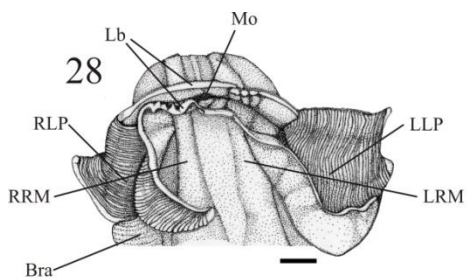
Os palpos labiais são triangulares formados por dois hemipalpos simétricos, possuindo 40 a 50 pequenos sulcos na superfície interna, e superfície externa lisa (Figura 28). A parte ventral dos hemipalpos se apresenta mais espessa que a dorsal formando uma área ligeiramente curvada com um ápice digitiforme.

O canal alimentar inicia-se na boca seguindo pelo esôfago ligeiramente achatado dorso-ventralmente com comprimento de 20 a 25% da altura da concha (Figura 29). O estômago se encontra encoberto pela glândula digestiva, de formato ovalado e ligeiramente deslocado para o lado esquerdo em relação ao eixo do corpo (Figura 30). O interior do estômago se encontra dividido por uma prega de tecido membranoso em duas câmaras, uma anterior e outra posterior.

Na porção anterior superior do estômago encontra-se o sulco ciliado que orienta as partículas até a área de seleção de alimento. Na parede do estomago observa-se a presença de vários orifícios que se comunicam com os divertículos digestivos, responsáveis pela digestão celular das partículas de alimento. Na região posterior encontra-se um espessamento quitinoso conhecido como escudo gástrico, onde o estilete cristalino, que se aloja desde o início do intestino, sem a presença de um saco específico, exerce pressão para realizar a quebra mecânica das partículas ingeridas. Estas características classificam o trato digestivo como do tipo III de Purchon (1957).

Figuras 28-32. Sistema digestório. 28 – Boca e palpos labiais. Barra = 2 mm. 29 – Corte sagital do sistema digestório e pé. Barra = 10mm. 30 – Corte sagital do estômago com vista para o lado direito. Barra = 1mm. 31 – Anus e papila anal. Barra = 2mm. 32 – Corte sagital do reto e ânus com vista para o lado esquerdo. Barra = 1mm.

AAI- Intestino ascendente anterior; ADI- Intestino descendente anterior; AM- Músculo adutor; An- Ânus; AP- Papila anal; BC- Canal do bisso; BG- Glândula bissogênica; Bra- Brânquia; CG- Sulco ciliado; CS- Estilete Cristalino; DG- Glândula digestiva; DGD- Dutos de ligação com a glândula digestiva; F- Pé; FC- Cecum de seleção alimentos; G- Gônada; Lb- Lábio; LLP- Palpo labial esquerdo; LRM- Músculo retrator anterior esquerdo; Mo- Boca; Oe- Esôfago; Re- Reto (intestino descendente posterior); RLP- Palpo labial direito; RRM- Músculo retrator anterior direito; SA- Área de seleção de alimento; Sh- Escudo gástrico; St- Estômago; TyM- Tiflossole do intestino ascendente anterior; Tym- Tiflossole do intestino descendente anterior; TyR- Tiflossole do reto.



O intestino pode ser dividido em três regiões distintas: anterior descendente, anterior ascendente e posterior descendente. A região anterior descendente possui parede simples, com tiflossole mais rudimentar (Figura 23). Nesta porção também é possível observar a presença do estilete cristalino que se estende até o escudo gástrico localizado na câmara posterior do estômago.

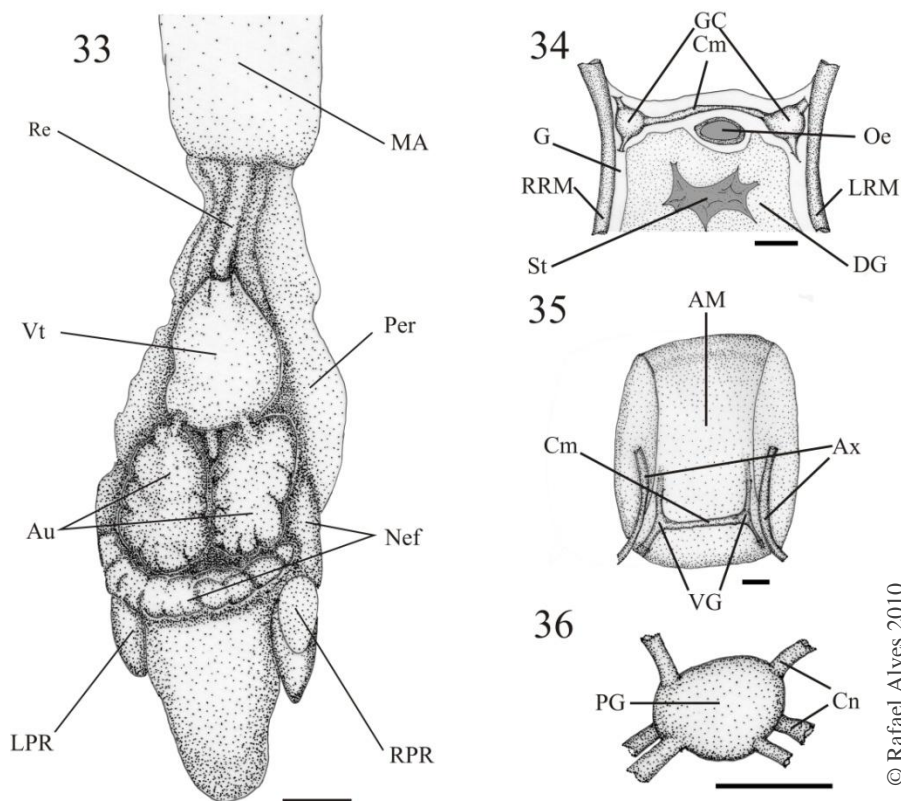
A transição entre a região anterior descendente e anterior ascendente é caracterizada pela volta intestinal, onde a porção descendente contorna a ascendente pela esquerda, fazendo uma inversão de sentido. No início da volta já é possível observar a formação de uma tiflossole, que seguirá por toda extensão da região ascendente (Figuras 25 e 27).

A região posterior descendente do intestino, ou reto (Figura 32), é caracterizada por se encontrar fora da massa visceral, emergindo na região dorso-posterior entrando na cavidade pericárdica, acima do coração, fazendo uma curva para a região ventral. Após passar pelo ventrículo, o reto segue aderido à face posterior do músculo adutor, terminado no ânus e em uma papila digitiforme. Apesar de mais simples que a da região ascendente, o reto também possui uma tiflossole que segue sua extensão até próximo do ânus.

A glândula digestiva ou hepatopâncreas ocupa cerca de 1/3 do volume da massa visceral. Constitui uma massa verde escura envolvendo todo o trato digestivo com exceção do reto e da região da volta do intestino. Externamente é revestido pelas gônadas, sendo muitas vezes entremeado pelas mesmas. Sua estrutura interna é formada por um aglomerado de túbulos granulares de fundo cego (adenômeros) conectados ao estômago por pequenos vasos ramificados (Figuras 37 e 38).

Sistema circulatório e excretor: o sistema circulatório aberto consiste em coração, cavidades e vasos (Figura 42). O coração está inserido na cavidade pericárdica localizada na região dorsal posterior, revestida por uma fina membrana, o pericárdio. Dorsalmente é limitado pela porção anterior do reto e ventralmente pelos músculos retratores posteriores.

O coração preenche a maior parte da cavidade pericárdica (em torno de 70%), sendo formado por um ventrículo e duas aurículas, todas triangulares. As aurículas, simétricas entre si e de parede fina, se comunicam diretamente com as brânquias em sua região dorsal anterior, a aproximadamente 1/3 de sua extensão (Figura 33).



Figuras 33–36. Sistemas circulatório e nervoso. 33 – Vista posterior da cavidade pericárdica após o deslocamento do músculo adutor e abertura da membrana pericárdica. Barra = 2 mm. 34 – Gânglio cerebral. Barra = 2mm. 35 – Gânglio visceral. Barra = 2 mm. 36 – Gânglio pedal. Barra = 2 mm.

Au- Aurículas; Ax- Eixo da brânquia; Cm- Comissura; Cn- Conectivo; DG- Glândula digestiva; G- Gônada; GC- Gânglio cerebral; LPR- Músculo retrator esquerdo; LRM- Músculo retrator anterior esquerdo; MA- Músculo adutor; Nef- Nefrídio (direito); Oe- Esôfago; Per- Membrana pericárdica; PG- Gânglio pedal; Re- Reto (intestino descendente posterior); RPR- Músculo retrator posterior direito; RRM- Músculo retrator anterior esquerdo; St- Estômago; VG- Gânglio visceral; Vt- Ventrículo.

A partir da porção dorsal do ventrículo originam-se dois vasos que se comunicam com os demais tecidos: a aorta anterior que segue em direção a massa visceral e a aorta posterior, que irriga o músculo adutor e o reto.

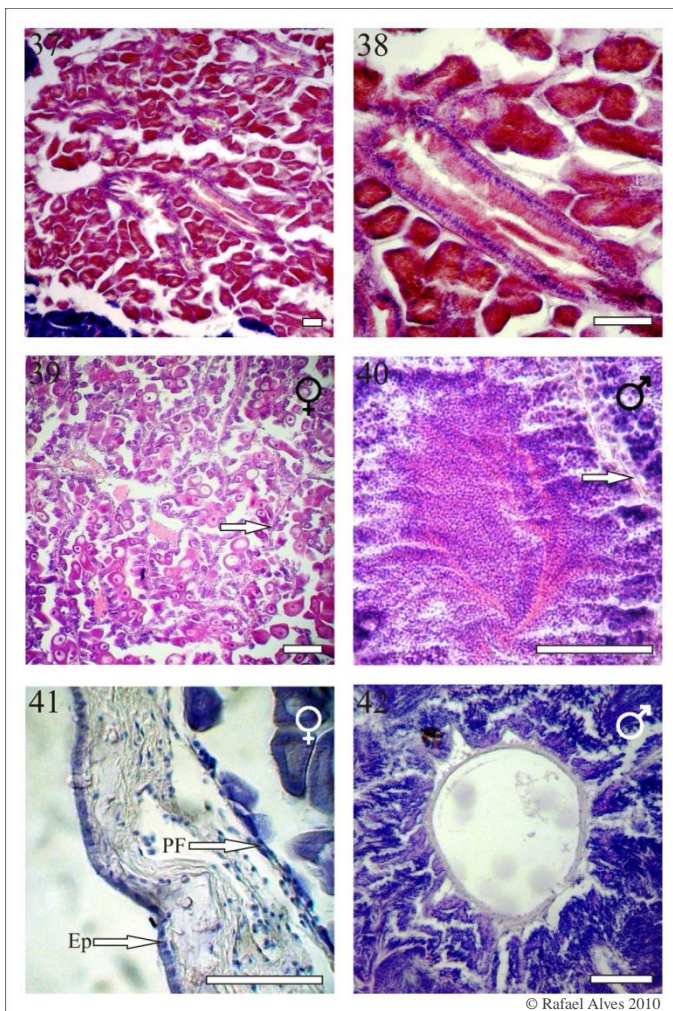
Os nefrídios, de formato achatado e coloração amarelada, se posicionam lateralmente à cavidade pericárdica, se alongando para a massa visceral (Figura 33). Os excretas são expelidos pelos orifícios urogenitais localizados na região anterior posicionados em ambos os lados da câmara supra-branquial.

Sistema reprodutor: as gônadas são fundidas, não apresentando indícios de separação. Externamente é limitada pela epiderme e internamente pela glândula digestiva e em alguns estágios do ciclo reprodutivo se expande também para o pé e, também, envolvendo as porções anterior descendente e ascendente do intestino. Internamente é dividida em ácinos onde ocorre a gametogênese e o armazenamento de gametas. Os ácinos são ligados a gonodutos ramificados que se estendem até os orifícios uro-genitais. Essa espécie é hermafrodita sequencial e não apresenta dimorfismo sexual (Figuras 39 e 40).

Sistema nervoso: apresenta os gânglios cerebrais localizados na região dorsal anterior próximos à parte interna dos músculos retratores anteriores, com diâmetro semelhante ao do esôfago, estando conectados por uma comissura supra-esofágica (Figura 34).

Os gânglios viscerais são pequenos com volume aproximadamente 1/2 do cerebral e de difícil visualização, localizados na região antero-ventral do músculo adutor, próximo à junção com as brânquias. Encontram-se afastados um do outro, aproximadamente cinco vezes o seu diâmetro. Os gânglios se comunicam entre si através de uma comissura junto à superfície do músculo e com os outros gânglios através de conectivos que seguem paralelos aos vasos branquiais em direção às gônadas (Figura 35). Os gânglios pedais encontram-se fusionados na base ventral do pé aproximadamente 2 vezes o do gânglio cerebral e está ligado a ele através de um conectivo que segue pela massa visceral, paralelo ao pé na face posterior do músculo retrator anterior (Figura 36).

Na base do hemipalpo interno, próximo à inserção da demibrânquia, de ambos os lados, localiza-se um olho cefálico, um conjunto de células ciliadas e densamente pigmentadas sensíveis a luz, conectados por um nervo óptico ao gânglio cerebral (Figura 21).



Figuras 37-42. Fotomicrografia de tecidos de *Pteria hirundo*. 37 – Corte histológico de glândula digestiva de *Pteria hirundo*. 38 – Detalhe de adenômero da glândula digestiva. 39 – Gônada Feminina. Seta: parede do ácino. 40 – Gônada Masculina. Seta: parede do ácino. 41 – Epitélio de revestimento da massa visceral. 42 – Vaso sanguíneo (artéria) em gônada masculina. Barras = 200 μ m. Coloração HHE.

Ep- Células epiteliais; PF- Parede do ácino feminino com ovogônias.

DISCUSSÃO

Os estudos referentes à anatomia de moluscos da família Pteriidae são quase que exclusivamente voltadas aos animais do gênero *Pinctada*, com exceção de Morton (1995) com *Pteria breviata*, não sendo encontrado nenhum trabalho anatômico, com o complexo de espécies *Pteria hirundo* – *Pteria colymbus*.

Morton (1995) coloca a importância das adaptações que o gênero *Pteria* sofreu para ter sucesso em seu hábito de vida, sugerindo uma existência quase simbiótica com bancos de gorgônias (cnidários antozoários). Esse autor destaca que o formato alado possibilita ao molusco uma melhor fixação do bisso e forma mais hidrodinâmica para suportar a correnteza. Em animais de cultivo este formato alado não é tão evidente, pois o atrito entre os animais nas lanternas provoca a quebra das aurículas e um subsequente espessamento destas regiões, como pode ser observado nas figuras 43 e 44.

Pteria hirundo (= *P. colymbus*) apresenta uma preferência por colônias de *Lophogorgia punicea* (Milne Edwards & Haime, 1857) para substrato de fixação como descrito por Marques & Moretzsohn (1995). Observações em campo demonstram que *P. hirundo* não se atem somente a fixação em gorgônias, utilizando também outros substratos como estruturas de cultivo de *Perna perna* e *Crassostrea gigas*, assim como em cordas desfiadas, porém de forma mais esparsa.



Figuras 43-44. Vista externa de valvas esquerdas de *Pteria hirundo*. 43 – Animal selvagem coletado junto a cordas de mexilhão na praia da Ponta do Sambaqui. 44 – Animal cultivado em lanternas. A seta indica a fratura da aurícula posterior e também a reconstrução e espessamento da mesma. Barras = 10 mm.

Uma característica marcante em *Pteria hirundo* e em outros membros da família Pteriidae (Herdman, 1904; Morton 1995; Mikkelsen *et al.*, 2004) é a ausência de uma junção palial ventral. Morton (1995) cita que a divisão das áreas inalantes e exalantes é feita somente em função do posicionamento dorso-ventral das brânquias, separando as câmaras inalante e exalante apenas pelas junções ciliares, fato este já relatado por Atkins (1936a) para esta espécie, assim como Ridewood (1903) para *Pteria argentea* e Herdman (1905) para *Pinctada vulgaris*. Atkins (1936a) também observou em *Pteria hirundo* a disparidade entre o formato dos sulcos marginais nas demibrânquias interna e externa, tal como se pode observar nos animais estudados.

A conformação dos tentáculos da borda do manto segue um padrão semelhante para outros animais da família. Morton (1995) descreve os tentáculos de *Pteria brevialeta* de forma muito semelhante, contrastando com *Pinctada longisquamosa* onde as fileiras de tentáculos dos lóbulos internos e marginais são iguais (Mikkelsen *et al.*, 2004).

A forma de transição entre as brânquias e os palpos labiais, por não haver uma continuidade entre elas, caracteriza de forma contundente a relação do tipo III de Stasek (1963). Esta condição também é observada por Mikkelsen *et al.* (2004) para *Pinctada longisquamosa* e por Morton (1995) para *Pteria breviata*, que também descreve de forma bem clara o olho cefálico de *P. brevialeta*, característico desta relação.

Purchon (1957) descreveu vários tipos de estômagos de bivalves, classificando-os de acordo com suas características principais, sendo que da família Pteriidae se ateu a *Pinctada vulgaris*, mesmo animal estudado por Herdman (1904), mostrando-se muito semelhante a *P. hirundo* nos aspectos anatômicos. Mikkelsen *et al.* (2004) também apontam uma série de semelhanças estruturais com *Pinctada longisquamosa*, demonstrando uma proximidade muito grande entre os dois gêneros.

De forma geral, o intestino de moluscos bivalves é formado por uma camada simples de células ciliadas intercaladas por algumas células secretoras de muco, como é possível se verificar para *P. hirundo* na figura 27.

Hynd (1954) em sua revisão do gênero *Pinctada* na Austrália, analisando as brânquias, considerou o número de filamentos ordinários por feixe como uma importante característica taxonômica. Os animais estudados apresentaram feixes com 12 a 15 filamentos, registrando este dado para posterior comparação com outros animais deste gênero.

O trabalho de Herdman (1904) se mantém o mais completo e, através, dele é possível observar várias semelhanças anatômicas entre

Pinctada fucata (Gould, 1850) (= *Margaritifera vulgaris*, Schumacher) e *P. hirundo*, o que demonstra a grande proximidade taxonômica entre os dois gêneros, sendo a diferença mais marcante o formato alado da concha de *P. hirundo*. O autor, porém, não cita a presença da câmara supra visceral, característica também omitida por Morton (1995) e Mikkelsen *et al.*, (2004) o que pode ser somente uma omissão ou um caráter taxonômico menos relevante. Isto só será possível de determinar com uma comparação detalhada entre vários animais da família Pteriidae.

Este estudo traz informações detalhadas sobre a ostra perlífera *Pteria hirundo* do litoral catarinense. É mais difícil estabelecer protocolos de cultivo se não houver um pleno entendimento do animal, ainda mais um molusco com potencial tão grande quanto a ostra perlífera. Com base no material publicado é possível encontrar muitas semelhanças entre outros membros da família Pteriidae e os animais estudados, tornando necessário um estudo *in loco* entre eles para que detalhes mais sutis sejam localizados e comparados, no intuito de esclarecer as ligações taxonômica deste grupo tão importante.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao Laboratório de Moluscos Marinhos pelo apoio técnico, de material e humano, assim como a CAPES pela bolsa de Doutorado e ao CNPq, FINEP e FAPESC pelo financiamento dos trabalhos e em especial a Prof. Dr. Luiz Ricardo Lopes de Simone do Museu de Zoologia da USP, que muito auxiliou na realização deste trabalho.

REFERÊNCIAS

- Abbott, R. T., 1974, American seashells: the marine Mollusca of the Atlantic and Pacific coasts of North America, 2nd ed. Van Nostrand Reinhold, New York, 663p.
- Atkins, D. 1936a. On the ciliary mechanisms and interrelationship of Lamellibranchs. Part I: New observations on sorting mechanisms. Quarterly Journal of Microscopical Science. 79: 181-308.

- Atkins, D. 1936b. On the ciliary mechanisms and interrelationship of Lamellibranchs. Part III: Types of Lamellibranchs gills and their food currents. *Quarterly Journal of Microscopical Science*. 79: 375-421.
- Cox, L.; Newell, N.; Boyd, D.; Branson, C.; Casey, R.; Chavan, A.; Coogan, A.; Dechaseaux, C.; Fleming, C.; Haas, F.; Hertlein, L.; Kauffman, E.; Keen, A. M.; Larocque, A.; Macalester, A.; Moore, R.; Nuttall, C.; Perkins, B.; Puri, H.; Smith, L.; Soot-Ryen, T.; Stenzel, H.; Trueman, E.; Turner, R. & Weir, J. 1969. Treatise on invertebrate paleontology - Part N – Mollusca: 6 - Bivalvia - Volume 1 - Geological Society of America and University Of Kansas Press, Lawrence EUA, 528p.
- Domaneschi, O. & Lopes, S.G.B.C. 1986a. Família PTERIIDAE Gray, 1847. *Informativo SBMa*. 57: 9-12.
- Domaneschi, O. & Lopes, S.G.B.C. 1986b. Pteriídeos Brasileiros. *Informativo SBMa*. 58: 9-12.
- Fougerouse, A., Rousseau, M. & Lucas, J.C. 2008. Soft tissue anatomy, shell structure and biomineralization. In: Southgate, P.C. & Lucas, J.S., The pearl oyster. Elsevier, Amsterdam, 77-102.
- Fougerouse-Tsing, A. & Herbaut, C. 1994. Atlas anatomique de l'huître perlière : *Pinctada margaritifera*. Centre Universitaire de Polynésie Française, Tahiti, 68p.
- Gervis, M. & Sims, N. 1992. The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia:Pteriidae). *ICLARM Stud. Rev.*, 21, 1-49
- Hawang, J.J. & Okutani, T. 2003. Taxonomy and distribution of the genera *Pteria* and *Pinctada* (Bivalvia: Pteriidae) in Taiwan. *J. Fish. Soc. Taiwan*, 30(3): 199-216.
- Herdman, E. 1904. Anatomy of the pearl oyster. Report to the Government of Ceylon on the Pearl Oyster Fisheries of the Gulf of Manaar. Part II. 37-76.
- Howard, D. W. & Smith, C. S. 1983. Histological Techniques for marine bivalves mollusks. NOAA- National Oceanic and National Atmospheric Administration, Woods Hole, USA, 97p.
- Hynd, J. 1954. A revision of the Australian pearl-shells, genus *Pinctada* (LAMELLIBRANCHIA). *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 6(1): 98 – 138.
- Marques, A.C. & Moretzsohn, F. 1995. Substrata used by *Pteria colymbus* (Röding, 1798) (Bivalvia: Pteriidae) for attachment. *Publicação especial do Instituto. Oceanográfico*. 11: 197-201.

Mikkelsen, P. M.; Tëmkin, I.; Bieler, R. & Lyons, W. G. 2004. *Pinctada longisquamosa* (Dunker, 1852) (Bivalvia: Pteriidae), an unrecognized pearl oyster in the western Atlantic. *Malacologia*, 46(2): 473-501.

Mikkelsen, P.M., Bieler, R. 2004. Critical catalog and annotated bibliography of marine bivalve records for the Florida Keys. *Malacologia*, 46(2): 545-623.

Morton, B. 1995. The biology and functional morphology of *Pteria breviaalata* (Bivalvia: Pterioidea) epizoic on gorgonians in Hong Kong. *Journal of Zoology*, 236: 223-241.

Purchon, R. D. 1957. The stomach in the filibranchia and pseudolamellibranchia. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 129: 27-60.

Rios, E. C. 1994., *Seashells of Brazil*, 2nd ed. Fundação Universidade de Rio Grande, Museu Oceanográfico “Prof. Eliézer de Carvalho Rios”, Rio Grande, Brasil, 331p. + 102 plates.

Rios, E. C. 2009. *Compendium of Brazilian Sea Shells*. 1st ed. Evangraf, Porto Alegre, Brasil. 668p.

Stasek, C. R. 1963. Synopsis and discussion of the association of ctenidia and labial palps in the bivalved mollusca. *The Veliger*, 6(2): 91-97.

Taylor, W. R. & Van Dyke, G. C. 1985. Revised procedures for staining and clearing small fishes and other vertebrates for bone and cartilage study. *Cybium*, 9: 107-119.

Presença de pérolas no manto de *Pteria hirundo* cultivada na Baía norte da Ilha De Santa Catarina – Brasil.

Rafael Alves*

Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX) - Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – Rodovia Admar Gonzaga, 1346 CEP: 88034-001 - Itacorubi - Florianópolis – SC - Brasil - raphael@cca.ufsc.br

ABSTRACT

*In Brazil the occurrence of two species of Pteriidae family are reported, **Pinctada imbricata** and **Pteria hirundo** synonymy of **Pteria colymbus**. The pearl is an structure secreted by the mantle of pearl oysters in response to irritation caused by external agents like grains of sand or other debris. The aim of this paper is report the spherical pearls presence in the **P. hirundo** mantle .The animals used were collected over 24 months in the UFSC experimental pearl oyster culture located in Ponta do Sambaqui beach in Florianópolis - Brazil. Seventeen pearls were founded in 9 (3.3%) of 270 animals examined. The pearls had 0.3 to 2.4 mm in diameter. The fact that a native species to be capable of producing pearls makes the culture of this species a possibility of increased income for the region and opening another Brazilian border in mariculture.*

PALAVRAS –CHAVE

Pérolas; *Pteria hirundo*; Ostra perlífera; Aquicultura; Maricultura

*Autor para correspondência.

INTRODUÇÃO

A família Pteriidae Gray, 1847 reúne uma grande diversidade de espécies extintas, sendo que, atualmente possui menos de um oitavo destas espécies. A família apresenta dois gêneros principais: *Pteria* Scopoli, 1777 e *Pinctada* Röding, 1798. Estes bivalves são comuns em águas tropicais e subtropicais, sendo várias espécies de interesse econômico principalmente visando a exploração, em várias partes do mundo, pela indústria de produção de pérolas e madrepérolas. Recebem a nomenclatura popular de ostras perlíferas (*pearl oysters*) ou ostras aladas (*winged oysters*) (Domaneschi & Lopes, 1986a e 1986b; Hawang & Okutani, 2003, Rios, 2009). Porém, em território brasileiro os nativos se referem a elas como “leripeba”.

Segundo Rios (2009), para o Brasil está registrada a ocorrência de duas espécies desta família: *Pinctada imbricata* Röding 1798 e *Pteria hirundo* (Linné, 1758). Abbott, (1974) e Domaneschi & Lopes (1986b) citam a ocorrência de *Pteria colymbus* (Röding 1798) que é considerada por Rios (2009) sinonímia de *P. hirundo*.

A beleza das pérolas tem fascinado a humanidade desde os primórdios da civilização. É perfeitamente possível deduzir que as primeiras pérolas foram encontradas por acaso quando nossos ancestrais procuravam por alimento (Strack, 2008).

A pérola é uma estrutura secretada pelo manto das ostras perlíferas como resposta a irritações causadas por agentes externos como grãos de areia ou outros detritos. Da mesma maneira que a pérola é encontrada em ostras no ambiente natural, ela pode ser também cultivada. Os chineses no século XIII já fixavam pequenas imagens de Buda na parte interna de conchas de bivalves de água doce para que o molusco as recobrisse de nácar, surgindo assim uma pérola “estimulada” pelo ser humano. Porém o cultivo de pérolas esféricas só foi possível no início do século XX após muitos estudos sobre o seu processo de formação (FAO, 1991).

Este artigo tem a finalidade de reportar a ocorrência de pérolas esféricas livres presentes no manto do molusco bivalves *P. hirundo* cultivado experimentalmente na Baía Norte da Ilha de Santa Catarina – Brasil.

MATERIAIS E MÉTODOS

Os animais utilizados neste estudo foram oriundos do cultivo experimental de moluscos localizado na Praia da Ponta do Sambaqui em Florianópolis / SC / Brasil (27°29'16" S - 48°32'24" O) do Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa

Catarina. Foram avaliados 270 animais ao longo de um período de 24 meses.

Os animais foram desconchados e a região do manto observada a olho nu para localizar possíveis pérolas. Os animais com indícios de possuírem pérolas foram levados ao microscópio estereoscópico para sua remoção cirúrgica. As pérolas encontradas tiveram seu diâmetro mensurado. Todas as valvas dos animais foram inspecionadas a procura de possíveis agentes causadores da pérola.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Ao todo foram encontradas 17 pérolas com tamanho variando de 0,3 mm a 2,4 mm (Figura 1) em 9 animais. De acordo com as características da família Pteriidae, era esperada a presença de pérolas livres no manto de *P. hirundo*. Tëmkin (2004) registra a ocorrência de pérola esférica livre no manto em *P. colymbus* nativas da região do Atlântico Norte Ocidental, um animal considerado sinonímia de *P. hirundo*.

O fato de 3,3% dos animais apresentarem pérolas pode estar relacionada com a idade dos animais que variou de 1 a 2 anos, considerados jovens para indivíduos desta família.

Outro fator preponderante foi o fato de seis dos nove animais estarem com as valvas danificadas em decorrência da retirada de *biofouling* realizadas nos animais, o que provavelmente serviu de entrada para que partículas do meio externo se alojassem no manto do animal.



Figura 1. Pérolas encontradas no manto de *Pteria hirundo*. Barra = 1mm.

Os dados deste trabalho são importantes para a aquicultura, pois reflete a capacidade de *Pteria hirundo* de produzir pérolas esféricas como o que já ocorre com *Pteria sterna* (Gould, 1851) no México (Nava et al., 2000) e *Pteria penguin* (Röding, 1798) no Indo-Pacífico (Wang et al., 2007).

O cultivo de ostras perlíferas gera renda em muitos países (Southgate, 2007). A *Pteria hirundo* por ser uma espécie nativa e ser capaz de produzir pérolas esféricas torna o cultivo desta espécie uma possibilidade de incremento de renda para a região e abrindo mais uma fronteira na maricultura brasileira.

RESUMO

No Brasil está registrada a ocorrência de duas espécies da família Pteriidae: *Pinctada imbricata* Röding 1798 e *Pteria hirundo* (Linné, 1758) sinônimo de *Pteria colymbus* (Röding 1798). A pérola é uma estrutura secretada pelo manto das ostras perlíferas como resposta a irritações causadas por agentes externos como grãos de areia ou outros detritos. A finalidade deste artigo é reportar a presença de pérolas esféricas livres no manto de *P. hirundo*. Os animais utilizados foram coletados ao longo de 24 meses no cultivo experimental de ostras perlíferas da UFSC localizado na Praia da Ponta do Sambaqui em Florianópolis – Brasil. Foram encontradas 17 pérolas em 9 indivíduos de um total de 270 animais examinados (3,3%). As pérolas possuíam de 0,3 a 2,4 mm de diâmetro. O fato de uma espécie nativa ser capaz de produzir pérolas esféricas torna o cultivo desta espécie uma possibilidade de incremento de renda para a região e abrindo mais uma fronteira na maricultura brasileira.

REFERÊNCIAS

- Domaneschi, O. & Lopes, S.G.B.C. (1986a), Família PTERIIDAE Gray, 1847. *Inf. SBMa*, **57**, 9-12.
- Domaneschi, O. & Lopes, S.G.B.C. (1986b), Pteriídeos Brasileiros. *Inf. SBMa*, **58**, 9-12,
- FAO. (1991), *Pearl oyster farming and pearl culture*. FAO, Rome.
- Hawang, J.J. & 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.
- Nava, M.; Arizmendi, E.; Farrell, S. & Mclaurin, D. (2000), Evaluation of success in the seeding of round nuclei in *Pteria sterna* (Gould 1851), a new species in pearl culture. *SPC Pearl Oyster Information Bulletin*, **14**, 13-16.

- Rios, E. C. (2009), *Compendium of Brazilian Sea Shells*. 1st ed. Evangraf, Porto Alegre.
- Southgate P.C. (2007), Overview of the cultured marine pearl industry. In - *Pearl oyster health management: a manual*, ed. Bondad-Reantso, M.G.; Mcgladdery, S.E. & Berthe, F.C.J. FAO, Rome, pp. 7-17.
- Strack, E. (2008), Introduction. In- *The Pearl Oyster*, ed. Southgate, P. C. & Lucas, J. S. (ed.). Elsevier, Oxford, pp.1-35.
- Tëmkin, I. (2004), The first occurrence of pearls in the Atlantic winged oyster, *Pteria colymbus* (Roding, 1798), from the Florida Keys. *The Festivus*, **36(10)**, 123-125.
- Wang, A.; Shi, Y.; Wang, Y. & Gu, Z. (2007), Present status and prospect of Chinese pearl oyster culturing Paper presented at World Aquaculture 2007, 26 Feb.-2 Mar., Antonio, Texas.

CAPÍTULO III – REPRODUÇÃO

Este capítulo possui dois artigos, sendo o primeiro redigido com as normas da revista *Hydrobiologia* (ISSN: 1573-5117) fator de impacto 1,449 e conceito A1 e, o segundo, com as normas da revista *Aquaculture* (ISSN: 0044-8486), fator de impacto 1,678 conceito A1.

O capítulo aborda temas sobre o ciclo reprodutivo, a proporção sexual e o início da maturação de *Pteria hirundo*.

Primeira maturação e proporção sexual de *Pteria hirundo* (Linné, 1758)
(Bivalvia: Pteriidae) oriundos de larvicultura em laboratório.

Rafael Alves*
Ana Carolina Volpato Zanandrea
Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX) - Departamento de
Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal de
Santa Catarina, Florianópolis – Rodovia Admar Gonzaga, 1346
CEP 88034-001 - Itacorubi - Florianópolis – SC - Brasil

*Autor para correspondência (rafael@cca.ufsc.br)

Palavras chave: Ostra perlífera; maturação sexual; proporção sexual;
Pteria hirundo.

This paper has not been submitted elsewhere in identical or similar
form, nor will it be during the first three months after its submission to
Hydrobiologia.

Abstract:

The family Pteriidae has great economic interest among the molluscs, considering for this potential to produce pearls. This study was divided into two stages. First performed in August 2006 to January 2007 when juvenile animals were followed in order to determine the age for first signs of gonads and early maturation, and collected 240 animals. The second was from February 2007 to December 2008 the animals were monitored to identify the sex ratio. 10 animals were collected fortnightly from laboratory induced spawning and cultured in Ponta do Sambaqui beach / Florianopolis / Brazil, with a total of 480 individuals. The animals underwent biometric obtaining the parameters of height, width and thickness of the shell, as well as the total weight and tissue weight without bisset procedures histological pattern (fixation, dehydration, cutting $7\mu\text{m}$ and coloring HHE). Based on biometrics has been calculated condition index. To infer the sex ratio was used χ^2 test based on the total number of animals with sex defined. The first animals with evidence of gonad were observed at 10 weeks old and both males. The first individual was a mature male at 14 weeks old. The first animals showed signs of the gonads occurred at 16 weeks and was also the first with more than 70% of mature animals. The first females were found at 18 weeks. Five animals were found transitional (male to female). The χ^2 test (critical 3.841 at 5% significance level) shows that a balance between the genders occurred from April 2007, maintaining a statistically 1:1 by the end of the experiment. Through this study we can conclude that the pearl oyster *Pteria hirundo*, native to the region of Santa Catarina Island, is protandric sequential hermaphrodite and has an early sexual maturation reaching a 1:1 ratio between males and females remained stable.

Resumo:

A família Pteriidae apresenta um grande interesse econômico dentre os moluscos, com um alto potencial para a produção de pérolas e madrepérolas. Este estudo foi dividido em duas etapas, ambas utilizando o bivalve *Pteria hirundo*, oriundos de desova induzida em laboratório e cultivados na Praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis - Brasil. A primeira etapa foi realizada de agosto de 2006 a janeiro de 2007, quando foram acompanhados animais juvenis com o intuito de determinar a idade para os primeiros indícios de gônadas e início da maturação, sendo coletados 240 animais, 20 a cada quinze dias. A segunda, foi de fevereiro de 2007 a dezembro de 2008, sendo os animais acompanhados para identificação da proporção sexual. Nesse período foram coletados quinzenalmente 10 animais, com um total de 480 indivíduos. Os animais foram submetidos à biometria obtendo-se os parâmetros de altura, largura e espessura da concha, assim como o peso total e o peso do tecido sem o bisso e submetidos a procedimentos histológicos padrão (fixação, desidratação, diafanização, corte a 7 μ m e coloração HHE). Com base na biometria foi calculado o Índice de Condição. Para inferir a proporção sexual foi utilizado o teste χ^2 com base no número total de animais com sexo definido. Os primeiros animais com indício de gônada foram observados com 10 semanas de idade sendo machos. O primeiro indivíduo a atingir repleção de gametas foi um macho com 14 semanas de idade. A primeira coleta onde todos os animais apresentavam indícios de gônadas ocorreu com 16 semanas e foi também a primeira com mais de 70% de animais maduros. As primeiras fêmeas foram encontradas com 18 semanas. Foram encontrados cinco animais em fase de transição, de macho para fêmea. O teste χ^2 (crítico 3,841 com 5% de nível de significância) mostra que um equilíbrio entre os gêneros ocorreu a partir de abril de 2007, mantendo, estatisticamente, uma proporção de 1M:1F até o final do experimento. Por meio deste estudo pode-se concluir que a ostra perlífera *Pteria hirundo*, nativa da região da Ilha de Santa Catarina, é hermafrodita sequencial protândrica e apresenta uma maturação sexual precoce, alcançando uma proporção de 1:1 entre machos e fêmeas e se mantendo estável.

Introdução

A família Pteriidae Gray, 1847 é, provavelmente, a que apresenta o maior interesse econômico dentre os moluscos, considerando para isto seu grande potencial para a produção de pérolas e madrepérolas.

O desenvolvimento e a reprodução de ostras perlíferas, utilizando observações histológicas para determinar o estado das gônadas e o ciclo reprodutivo, foi reportado para *Pinctada albina* (Lamarck, 1819) (Tranter, 1958), *Pinctada fucata* (Gould, 1850) (Tranter, 1959; Wada et al., 1995; Behzadi et al., 1997, Choi and Chang, 2003), *Pinctada maxima* (Jameson, 1901) (Rose et al., 1990), *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856) (Garcia-Domingues et al. 1996; Saucedo and Monteforte, 1997), *Pteria sterna* (Gould, 1851) (Saucedo and Monteforte, 1997; Hernández-Olade et al., 2007), *Pinctada margaritifera* (Linné, 1758), (Pouvreau et al., 2000). As ostras da família Pteriidae são hermafroditas sequenciais, com grande tendência a serem protândricas (Pouvreau et al., 2000; Arnaud-Haond et al., 2003).

A identificação sexual da ostra perlífera pode ser feita somente em observação histológica (Choi and Chang, 2003), não havendo dimorfismo sexual externo ou interno macroscópico.

A Universidade Federal de Santa Catarina, através do Laboratório de Moluscos Marinhos, iniciou a partir do ano de 2006 uma série de experimentos envolvendo ostras perlíferas nativas da ilha de Santa Catarina. Foram realizadas reproduções em laboratório baseadas em indivíduos selvagens capturados por meio de coletores artificiais localizados na Praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis – Brasil.

Desta forma, este trabalho vem contribuir com o conhecimento desta família, mais especificamente através da identificação da primeira maturação sexual e da proporção sexual para *Pteria hirundo* (Linné, 1758), originária da região da Grande Florianópolis – SC – Brasil.

Materiais e métodos

Os animais utilizados neste trabalho foram obtidos a partir de desova e larvicultura realizados no Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina e cultivados desde o estágio de semente até o término do experimento na área da Praia da Ponta do Sambaqui na região norte da Ilha de Santa Catarina / Brasil (27°29'16" S - 48°32'24" O).

Este estudo foi dividido em duas etapas, a primeira realizada de agosto de 2006 a janeiro de 2007 e a segunda de fevereiro de 2007 a dezembro de 2008.

Na primeira etapa foram acompanhados animais juvenis recém saídos da larvicultura em laboratório com o intuito de determinar a idade para os primeiros indícios de gônadas e início da maturação. Para esta avaliação foram coletados 20 animais a cada quinze dias totalizando 240. Os indivíduos foram retirados das estruturas de cultivo e submetidos à biometria e procedimentos histológicos para detectar a presença de gônadas, o sexo e o estágio de desenvolvimento gonádico.

Na segunda etapa os animais foram acompanhados por 23 meses, para identificação da proporção sexual sendo coletados quinzenalmente 10 animais, em um total de 480 indivíduos. Estes animais foram submetidos a biometria, para o cálculo do índice de condição e procedimentos histológicos.

Para a biometria foi retirado o *fouling* dos animais obtendo-se os parâmetros de altura (SH), largura (SL) e espessura (SW_i) da concha (figura 1), assim como o peso total (TW) e o peso do tecido (TiW) sem o bisco. Para o cálculo da Índice de Condição (CI) foi utilizada a fórmula descrita por Choi and Chang (2003).

$$CI = \frac{TiW}{SL \times SH \times SW_i} \times 1000$$

Após este procedimento, a massa visceral com a gônada, foi separada, etiquetada e fixada em solução de Davidson (Shaw and Battle, 1957) por 48 horas. Após este período as amostras foram preservadas em álcool 70%. Para o processamento histológico foi utilizado o método clássico, com desidratação em série alcoólica progressiva, diafanização em xilol, inclusão em parafina e secção a 7µm. As lâminas foram coradas com Hematoxilina de Harris e Eosina (HHE).

Como indício de formação de gônada foi considerada a presença de ácidos gonádicos com células precursoras (espermatogônias ou ovogônias) junto à parede dos mesmos. Para determinar se um indivíduo estava maduro, foi utilizada a escala baseada em Garcia-Domingues et al. (1996) e Hernández-Olade et al. (2007) para *Pinctada mazatlanica* e *Pteria sterna* que divide o ciclo reprodutivo em cinco estágios, indeterminado/repouso, gametogênese, pré-desova ou maduro, desova parcial e desova total.

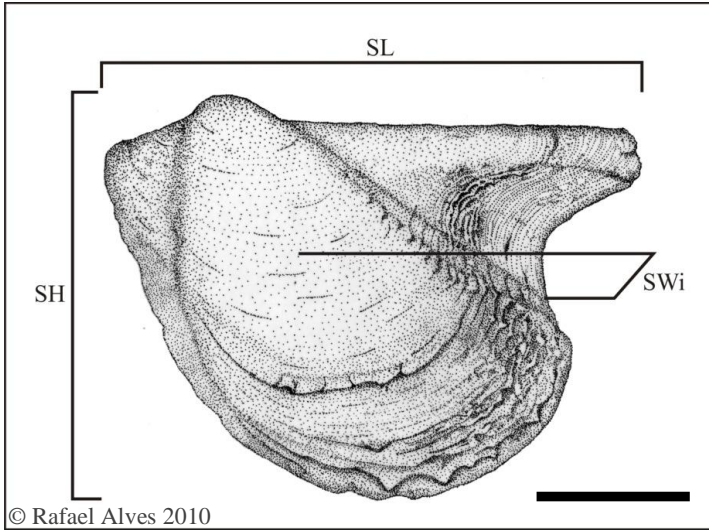


Figura 1. Vista externa da valva esquerda de *Pteria hirundo* com destaque para as áreas mensuradas na biometria. SH – Altura; SL – Largura e SWi – Espessura. Barra = 10mm

Para inferir a proporção sexual foi utilizado o teste χ^2 com base no número total de animais com sexo definido. χ^2 crítico 3,841 com 5% de nível de significância. As análises estatísticas foram realizadas com auxílio do programa BioStat 5.0.

Resultados

Os primeiros animais com indício de gônada foram observados com 10 semanas de idade (SH = 14,44mm; SL = 23,50mm; TW = 4,30g e SH = 7,90mm; SL = 16,37mm; TW = 2,02g), sendo os dois animais machos. O primeiro indivíduo em pré-desova foi um macho com 14 semanas de idade (SH= 10,20mm; SL= 26,28mm; TW 9,42g). A primeira coleta onde todos os animais apresentavam indícios de gônadas ocorreu com 16 semanas e foi também a primeira com mais de 70% de animais maduros (Tabela 1). As primeiras fêmeas foram encontradas com 18 semanas (Tabela 2).

No mês de janeiro de 2007 (20 semanas) foi encontrado um animal em fase de transição: um macho recém desovado que apresentava as paredes dos ácinos com ovogônias e ovócitos em desenvolvimento (Figura 2).

Tabela 1 – Biometria de *Pteria hirundo* com 16 semanas de vida (coleta 8). Primeira ocorrência em que todos os indivíduos apresentavam indícios de gônadas e com maioria dos indivíduos sexualmente maduros (75%), sendo todos machos. * Animais não maduros.

Animal	Biometria			
	SH (mm)	SL (mm)	TW (g)	TiW (g)
01	8,13	19,53	9,48	2,40
02	8,46	30,36	4,00	3,59
03	9,37	11,74	7,05	1,25
04	9,81	10,76	0,71	1,10
05	10,05	31,33	6,92	3,12
06	10,06	14,60	1,48	1,45
07	10,55	13,28	2,06	1,26
08	10,71	24,53	2,69	2,29
09	10,72	13,35	1,55	1,25
10	11,77	15,48	2,68	1,32
11	12,20	17,06	8,32	1,40
12	12,20	19,31	4,04	1,58
13	13,59	30,32	11,11	2,23
14	13,78	14,59	1,15	1,06
15	19,47	27,49	2,45	1,41
16*	9,33	15,84	2,72	1,70
17*	10,06	25,37	4,07	2,52
18*	12,45	24,02	5,82	1,93
19*	13,08	17,91	1,48	1,37
20*	16,49	28,16	8,12	1,71
Média	11,61 ±2,75	20,25 ±6,81	4,40 ±3,10	1,52 ±0,99

Tabela 2 – Biometria das primeiras fêmeas de *Pteria hirundo* encontradas na coleta 9, com 18 semanas de vida.

Animal	Biometria			
	SH (mm)	SL (mm)	TW (g)	TiW (g)
01	10,08	19,26	2,69	0,80
02	16,20	14,61	2,06	0,82
03	26,22	20,50	11,18	3,05
Média	17,50±8,14	18,12±3,10	5,31±5,09	1,56±1,29
Média da coleta	14,50±5,47	20,52±5,48	4,27±2,35	0,62±0,30

Tabela 3 – Animais analisados durante as etapas do experimento, agrupados por idade (semanas) e sexo com os respectivo índices de condição (CI) médio. Teste χ^2 realizado com base no número total de animais com sexo definido. χ^2 crítico 3,841 com 5% de nível de significância. Ind. = Sexo indeterminado; ♂ macho; ♀ fêmea; ♂♀ animal com características de macho e fêmea (hermafrodita simultâneo);* n insuficiente.

Idade	♂	CI	♀	CI	Ind	CI	n	χ^2
Primeira etapa do experimento								
2	0	-	0	-	40	1,903±0,548	40	-
4	0	-	0	-	20	1,809±0,688	20	-
8	2	1,321±0,839	0	-	38	2,093±1,043	40	-
12	28	1,556±0,882	0	-	12	1,934±1,115	40	-
16	53	1,725±1,491	7	0,639±0,392	0	-	60	35,26
20	20	0,730±0,723	19	0,424±0,410	1♂♀	*	40	0,05
Segunda etapa do experimento								
24	14	0,174±0,110	4	0,156±0,039	2♂♀	*	20	5,20
28	5	0,082±0,024	15	0,147±0,054	0	-	20	5,00
32	8	0,099±0,059	12	0,169±0,070	0	-	20	0,80
36	10	0,158±0,046	20	0,179±0,073	0	-	30	3,33
40	10	0,140±0,053	10	0,152±0,059	0	-	20	0,00
44	8	0,160±0,065	12	0,151±0,058	0	-	20	0,80
48	12	0,190±0,070	8	0,163±0,049	0	-	20	0,80
52	8	0,189±0,079	11	0,163±0,066	0	-	20	0,50
56	10	0,205±0,063	10	0,211±0,095	0	-	20	0,00
60	9	0,238±0,060	10	0,185±0,082	0	-	20	0,10
64	8	0,163±0,095	12	0,204±0,099	0	-	20	0,80
68	9	0,114±0,008	11	0,123±0,012	0	-	20	0,20
72	8	0,120±0,017	12	0,122±0,020	0	-	20	0,80
76	8	0,114±0,019	12	0,115±0,021	0	-	20	0,80
80	7	0,278±0,142	13	0,188±0,095	0	-	20	1,80
84	9	0,167±0,038	11	0,145±0,034	0	-	20	0,20
88	16	0,152±0,018	14	0,140±0,018	0	-	30	0,13
92	9	0,138±0,024	11	0,133±0,021	0	-	20	0,20
96	7	0,140±0,022	13	0,148±0,018	0	-	20	1,80
100	6	0,114±0,016	14	0,127±0,020	1♂♀	*	20	3,20
104	9	0,130±0,027	11	0,120±0,028	0	-	20	0,20
108	8	0,130±0,034	12	0,137±0,024	1♂♀	*	20	0,80
112	11	0,136±0,031	9	0,123±0,031	0	-	20	0,20
Total	312	0,156±0,069	293	0,152±0,059	5	0,111±0,013	720	-

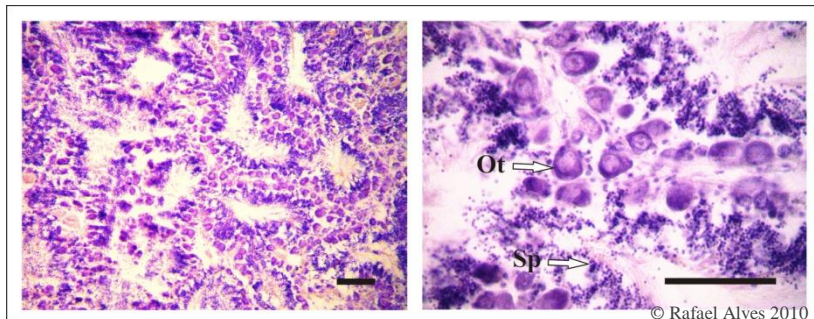


Figura 2 – Esquerda: vista dos ácinos gonádicos de *Pteria hirundo* em fase de transição sexual. À direita, detalhe da parede do ácino. Ot – Ovócitos; Sp – Espermatozóides. Barras = 200µm. HHE

Discussão

Observou-se, neste estudo, que o início da maturidade sexual em *Pteria hirundo* ocorreu em animais com aproximadamente dois meses de idade. Para o padrão das espécies da família Pteriidae, *Pteria hirundo* apresentou uma maturação mais rápida, em contraste a *Pinctada maxima* que, na Polinésia Francesa, amadurece somente após o primeiro ano de vida (Pouvreau et al, 2000). Na tabela 3 é possível visualizar que o índice de condição se apresentou mais elevado nos jovens, decaindo junto com o amadurecimento sexual. Este dado leva a crer que o animal passa por um rápido período de armazenamento de energia para logo em seguida aplicar no amadurecimento gonádico.

Muitas espécies apresentam a capacidade de alterar o sexo, capacidade esta conhecida como hermafroditismo sequencial. O aparecimento de fêmeas somente após o quarto mês de vida dos animais e a grande quantidade de machos maduros, corrobora o fato de que os indivíduos desta espécie apresentem a capacidade de alterar o sexo.

A mudança de sexo pode ser vantajosa para os animais, principalmente aqueles que realizam fecundação externa, porém o equilíbrio entre os dois gêneros é uma questão importante, pois diversos fatores podem influir na alteração de sexo. O teste de χ^2 mostra que um equilíbrio entre os gêneros ocorre a partir de abril de 2007 (32 semanas), mantendo, estatisticamente, uma proporção de 1:1 até o final do experimento. Vários pterídeos apresentam uma proporção sexual de 1:1, como *Pinctada fucata* (Hwang et al. 2007), *Pinctada margaritifera* (O'Connor and Lawler, 2004) e *Pinctada radiata* (Leach, 1814) (Derbali et al., 2009)

Coe (1943) classifica o hermafroditismo sequencial em três tipos: consecutivo, rítmico e alternativo. No consecutivo os animais passam somente por uma mudança de sexo (reversão sexual) como em *Mercenaria mercenaria* (Linné, 1758). No tipo rítmico, os animais apresentam mudanças sucessivas de sexo, amadurecendo as gônadas cada vez com um sexo diferente. Este tipo é comumente encontrado em ostras do gênero *Ostrea*. Já o tipo alternativo não apresenta um padrão fixo de mudança de sexo, com os animais podendo mudar de sexo várias vezes durante o ciclo de vida, somente uma vez ou nenhuma. São exemplos clássicos deste tipo de hermafroditismo as ostras do gênero *Crassostrea*.

Em *Pteria hirundo*, em virtude de praticamente não haver a fase de repouso no ciclo reprodutivo, foi possível observar vários indivíduos, tanto machos como fêmeas, com gametas em eliminação e ao mesmo tempo com células precursoras do mesmo sexo nas paredes acinosas e também cinco animais desovando como machos e com células precursoras de fêmeas. Foi observado também que não existe uma dominância de sexo relacionada a idade dos indivíduos. À medida que os animais ficam mais velhos a quantidade de machos e fêmeas se mantém estável, em proporções próximas de 1:1.

Uma discussão que envolve o fato do hermafroditismo é quanto a primeira maturação ocorrer como macho (protândria) ou como fêmea (protoginia). Allsop and West (2004) tentaram explicar de forma estatística o desenvolvimento da proporção sexual em diversas espécies, sugerindo padrões diferentes para animais protândricos e protogínicos.

Vários trabalhos sugerem a condição protândrica como padrão para pterídeos, como Tranter (1958) e Wada et al. (1995) para *Pinctada fucata*, Tranter (1959) para *Pinctada albina*, Rose et al. (1990) para *Pinctada maxima*, Hwang et al. (2007) para *Pinctada fucata*, *Pinctada margaritifera* e *Pinctada sugillata* e Derbali et al. (2009) para *Pinctada radiata*. Pouvreau et al. (2000) identificaram a condição protândrica para *Pinctada maxima*, sendo identificado uma maioria de machos para os primeiros meses do ciclo de vida evoluindo para uma proporção de três machos por fêmea.

Hernández-Olalde et al. (2007) afirmam que *Pteria sterna* apresenta esta característica, baseado em animais selvagens e extrapolando a idade por meio do tamanho. Porém os mesmos afirmam que não encontraram nenhuma evidência histológica disto, fato inverso ao ocorrido neste experimento onde foram identificados três animais em transição, com gônadas femininas com resquícios de espermatozóides nos ácidos (figura 2). Derbali et al. (2009) também encontraram cerca de

1% de animais em transição para *Pinctada radiata*. Estes dados evidenciam que os animais avaliados neste estudo tenham um hermafroditismo sequencial do tipo alternativo.

A análise do índice de condição pode demonstrar a quantidade de reserva de energia (glicogênio) que o animal vem estocando para reprodução. A fórmula sugerida por Choi and Chang (2003) permite uma verificação do índice de condição em todos os animais estudados e não somente em uma amostra. Na tabela 3 fica evidente que os indivíduos mais jovens apresentam um índice de condição maior, decaindo à medida que ele amadurece sexualmente.

Por meio deste estudo sugere-se que a ostra perlífera *Pteria hirundo*, é hermafrodita sequencial alternativa protândrica e apresenta uma maturação sexual precoce, alcançando uma proporção de 1:1 entre machos e fêmeas, mantendo-se estável. Estudos posteriores são necessários para o real entendimento do mecanismo de mudança de sexo, que aparentemente funciona para alcançar um equilíbrio populacional.

Agradecimentos

Agradecemos ao Laboratório de Moluscos Marinhos pelo apoio técnico, de material e humano, assim como a CAPES pela bolsa de Doutorado e ao CNPq, FINEP e FAPESC pelo financiamento dos trabalhos.

Referências

- Allsop, D. J. and S.A. West, 2004. Sex-ratio evolution in sex changing animals. *Evolution* 58(5): 1019-1027.
- Arnaud-Haond, S., M. Monteforte, F. Blanc and F. Bonhomme, 2003. Evidence for male-biased effective sex ratio and recent step-by-step colonization in the bivalve *Pinctada mazatlanica*. *Journal of Evolutionary Biology* 16(5): 790-796.
- Behzadi, S.,K. Parivar, and P. Roustaian, 1997. Gonadal cycle of pearl oysters, *Pinctada fucata* (Gould) in Northeast Persian Gulf, Iran. *Journal of Shellfish Research* 16: 129–135.
- Choi, Y. H. and Y. J. Chang, 2003. Gametogenic cycle of the transplanted-cultured pearl oyster, *Pinctada Fucata martensii* (Bivalvia: Pteriidae) in Korea. *Aquaculture* 220(1-4): 781-790.

Coe, W.R. 1943. Sexual differentiation in mollusks. I. Pelecypods. The Quarterly Review of Biology 18(2): 154-164

Derbali, A.; Jarboui, O.; Ghorbel, M. and Dhieb, K. 2009. Reproductive biology of the pearl oyster, *Pinctada radiata* (Mollusca: Pteriidae), in Northern Kerkennah Island (Gulf of Gabes) Cahiers de Biologie Marine, 50: 215-222.

García-Domínguez, F., B.C. Vazquez and A.T. Quezada, 1996. Spawning cycle of the pearl oyster, *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856), (Pteriidae) at Isla Espiritu Santo, Baja California Sur, Mexico. Journal of Shellfish Research 15(2): 297-303.

Hernández-Olalde, L., F. García-Domínguez, M. Arellano-Martínez and B.P. Ceballos-Vázquez, 2007. Reproductive cycle of the pearl oyster *Pteria sterna* (Pteriidae) In the Ojo de Liebre Lagoon, B.C.S., Mexico. Journal of Shellfish Research 26(2): 543-548.

Hwang, J. J., T. Yamakawa and I. Aoki, 2007. Growth of wild pearl oysters *Pinctada fucata*, *Pinctada margaritifera* and *Pinctada Sugillata* (Bivalvia: Pteriidae) In Taiwan. Fisheries Science 73: 132-141.

O'Connor, W. A. and N.F. Lawler, 2004. Reproductive condition of the pearl oyster, *Pinctada imbricata*, Röding, in Port Stephens, New South Wales, Australia. Aquaculture Research 35(4): 385-396.

Pouvreau, S., A. Gangnery, J. Tiapari, F. Lagarde, M. Garnier and A. Bodoy, 2000. Gametogenic cycle and reproductive effort of the tropical blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (Bivalvia : Pteriidae), cultivated in Takapoto Atoll (French Polynesia). Aquatic Living Resources 13(1): 37-48.

Rose, R. A., R.E. Dybdahl and S. Harders, 1990. Reproductive cycle of the Western Australian silver lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson) (Mollusca:Pteriidae). Journal of Shellfish Research 9(2): 261-272.

Saucedo, P. and M. Monteforte, 1997. Breeding cycle of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahía De La Paz, Baja California Sur, Mexico. Journal of Shellfish Research 16(1): 103-110.

Shaw, B. and H. Battle, 1957. The gross and microscopic anatomy of the digestive tract of the oyster *Crassostrea virginica* (Gmelin). Canadian Journal of Zoology 35: 325-347.

Tranter, D. J., 1958. Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia)I. *Pinctada albina* primary gonad development. Australian Journal of Marine and Freshwater Research 9(1): 135-143.

Tranter, D. J., 1959. Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia). V. *Pinctada fucata* (gould). Australian Journal of Marine and Freshwater Research 10(1): 45-66.

Wada, K.,A. Komaru, Y. Ichimura. and H. Kurosaki, 1995. Spawning peak occurs during winter in the japanese subtropical population of the pearl oyster, *Pinctada fucata fucata* (Gould, 1850). Aquaculture 133 (3): 207-214.

Ciclo reprodutivo da ostra perlfífera *Pteria hirundo* (PTERIIDAE) na Baía Norte da Ilha de Santa Catarina, Brasil

Rafael Alves*

Ana Carolina Volpato Zanandrea

Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX) - Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – Rodovia Admar Gonzaga, 1346 CEP 88034-001 - Itacorubi - Florianópolis – SC - Brasil *Autor para correspondência: rafael@cca.ufsc.br

ABSTRACT

This study aims to identify aspects of reproductive biology of the pearl oyster *Pteria hirundo*, through the characterization of their reproductive cycle, providing support for the future implementation of pearl culture. From December 2006 to December 2008, we collected 740 specimens of the UFSC experimental culture on the beach of Ponta do Sambaqui (27 ° 29'16 "S - 48 ° 32'24" W). The fouling was removed and the animals underwent biometry to calculate the condition index and the visceral mass fixed with Davidson and subjected to the traditional process of histology and stained with HHE. The reproductive cycle stages were classified as rest, development, ripe, spawning and spent. During histological analysis identified 314 males (42.43%) and 423 females (57.16%). Also found were three animals hermaphrodite. The breeding cycle of the animals studied demonstrates spawning activity throughout the year, with higher activity in warmer months. Practically not existing rest periods. With this study it is concluded then, that the pearl oyster *Pteria hirundo* have a continuous breeding cycle, with the spawn times associated with elevated water temperature, showing a statistically sex ratio of 1M: 1F.

Key words: *Pteria hirundo*, pearl oyster, reproductive cycle.

RESUMO

Este estudo teve por objetivo conhecer aspectos da biologia reprodutiva da ostra perlífera *Pteria hirundo*, através da caracterização de seu ciclo reprodutivo, fornecendo subsídios para a implementação futura de cultivos de pérolas. De dezembro de 2006 a dezembro de 2008, foram coletados 740 espécimes do cultivo experimental da UFSC na praia da Ponta do Sambaqui (27°29'16" S - 48°32'24" O). O fouling foi removido e os animais submetidos a biometria para o cálculo do índice de condição tendo a massa visceral fixada com Davidson e submetida ao processo tradicional de histologia e corados com HHE. Os estágios do ciclo reprodutivo foram classificados como indeterminado/repouso, gametogênese, pré-desova, desova parcial e desova total. A ostra perlífera *Pteria hirundo* é um animal hermafrodita sequencial. Durante as análises histológicas foram identificados 314 animais funcionando como machos (42,43%) e 423 como fêmeas (57,16%). Também foram encontrados três animais com características de ambos os sexos. O ciclo reprodutivo dos animais estudados demonstra atividade de desova ao longo de todo o ano, com maior atividade nos meses quentes, praticamente inexistindo períodos de repouso. Conclui-se então, que a ostra perlífera *Pteria hirundo* possui um ciclo reprodutivo contínuo, com as épocas de eliminação de gametas associadas com a elevação da temperatura da água, apresentando uma proporção sexual estatisticamente de 1M:1F.

Palavras chave: *Pteria hirundo*, Ostra perlífera, ciclo reprodutivo.

1. INTRODUÇÃO

A aquicultura como atividade humana vem se expandindo em velocidade crescente nas últimas décadas e já se apresenta como mais uma opção de trabalho e renda.

A Universidade Federal de Santa Catarina, através do Laboratório de Moluscos Marinhos, iniciou a partir do ano de 2006 uma série de experimentos envolvendo ostras perliíferas nativas da ilha de Santa Catarina. Foram realizadas reproduções em laboratório baseadas em indivíduos selvagens capturados por meio de coletores artificiais localizados na Praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis – Brasil.

Os estudos reprodutivos têm grande importância para a realização de estratégias de cultivo e, no Brasil, sempre precederam os cultivos de moluscos marinhos bem sucedidos, como os trabalhos pioneiros de Lunetta (1969) para mexilhões, Nascimento and Lunetta (1978) e Nascimento et al. (1980) para ostras.

O cultivo de pteriídeos é bem sucedido em várias partes do mundo, sendo principalmente cultivado para a extração de pérolas, para o gênero *Pinctada* Röding, 1798 e meia pérola para o gênero *Pteria*. Segundo Rios (2009) o Brasil está representado pela espécie *Pteria hirundo* (Linné, 1758). Também é encontrada na bibliografia com as sinônimas *Pteria colymbus* (Röding, 1798) e *Pteria atlantica* (Lamarck, 1819) (Abbott 1974).

O desenvolvimento e a reprodução de ostras perliíferas, utilizando observações histológicas para determinar o estado das gônadas e o ciclo reprodutivo, foi reportado para *Pinctada albina* (Lamarck, 1819) (Tranter, 1958a), *Pinctada fucata* (Gould, 1850) (Tranter, 1959; Wada et al., 1995; Behzadi et al., 1997, Choi and Chang, 2003), *Pinctada maxima* (Jameson, 1901) (Rose et al., 1990), *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856) (Garcia-Domingues et al. 1996; Saucedo and Monteforte, 1997), *Pteria sterna* (Gould 1851) (Saucedo and Monteforte, 1997; Hernández-Olade et al., 2007), *Pinctada margaritifera* (Linné, 1758) (Tranter, 1958b; Pouvreau et al., 2000), *Pinctada radiata* (Leach, 1814) (Derbali et al., 2009). As ostras da família Pteriidae são hermafroditas sequenciais, com grande tendência a serem proterândricas (Pouvreau et al., 2000; Arnaud-Haond et al., 2003). A gônada da ostra perliífera está situada em torno dos divertículos digestivos.

A identificação sexual da ostra perliífera pode ser feita somente em observação histológica (Choi and Chang, 2003), não havendo dimorfismo sexual macroscópico externo ou interno.

Para a avaliação do ciclo reprodutivo em moluscos bivalves, o método mais eficiente e comumente utilizado é o histológico, que em associação com métodos quantitativos como o cálculo do índice de condição, classifica os estágios de acordo com as características visuais apresentadas pelas células das gônadas (Choi and Chang, 2003; Gosling, 2003).

Este estudo teve por objetivo conhecer aspectos da biologia reprodutiva da ostra perlífera *Pteria hirundo*, através da caracterização de seu ciclo reprodutivo, fornecendo subsídios para a implementação futura de cultivos dessa espécie, tanto para consumo humano quanto para produção de pérolas.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

2.1 Campo

De dezembro de 2006 a dezembro de 2008, foram coletados um total de 740 espécimes de ostras perlíferas *Pteria hirundo*. Os animais foram retirados quinzenalmente do cultivo experimental da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), na praia da Ponta do Sambaqui, localizado na Baía Norte da Ilha de Santa Catarina, Brasil (27°29'16" S - 48°32'24" O). Todos os animais utilizados neste experimento foram oriundos de larvicultura experimental realizada no Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) na UFSC, em agosto de 2006. Foi registrada também, durante o período de coleta, a temperatura da água do mar.

2.2 Laboratório

Os animais, após a coleta, foram transportados para o Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX) do Departamento de Aquicultura / UFSC, onde as conchas foram limpas, com a remoção do *fouling* e realizadas as medidas de altura (SH), distância entre as aurículas (SL) e espessura (SWi) da concha (figura 1), assim como o peso do tecido (TiW) sem o bisso. Para o cálculo do Índice de Condição (CI) foi utilizada a fórmula descrita por Choi and Chang (2003):

$$CI = \frac{TiW}{SL \times SH \times SWi} \times 1000$$

Após este procedimento, a massa visceral com a gônada, foi separada, etiquetada e fixada em solução de Davidson marinho (Shaw e Battle, 1957) por 48 horas. Após este período as amostras foram preservadas em álcool 70% até o processamento histológico.

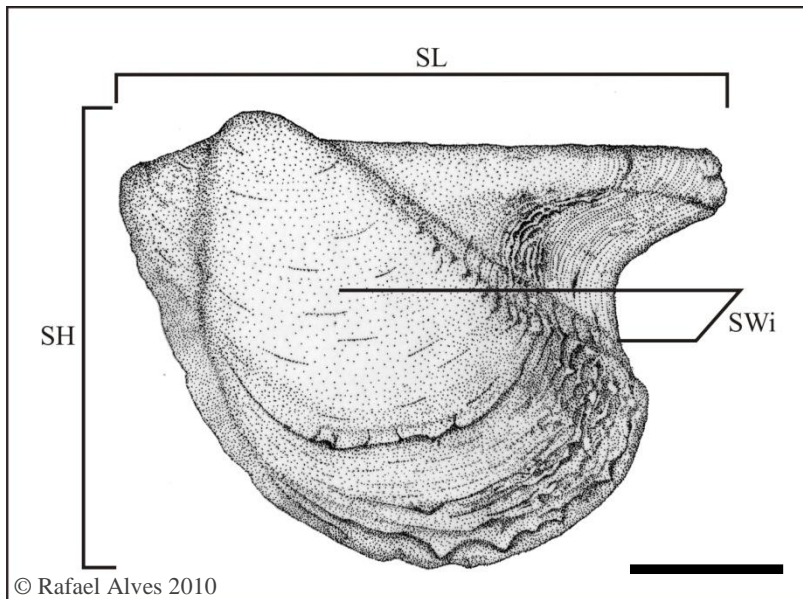


Figura 1 - Vista externa da valva esquerda de *Pteria hirundo* com destaque para as áreas mensuradas na biometria, para o cálculo do índice de condição. SH - Altura; SL - Distância entre as aurículas e SWi - Espessura. Barra = 10mm

Para o processamento histológico foi utilizado o método clássico, com desidratação em série alcoólica progressiva, diafanização em xilol, inclusão em parafina com secção a $7\mu\text{m}$ e coradas com hematoxilina de Harris e eosina (HHE) (Arjarassirikoon et al., 2004; Kim et al., 2006). As estruturas das gônadas foram analisadas em microscópio óptico, sendo os animais sexados de acordo com a presença de ovócitos ou espermatozóides nos ácinos.

Para avaliar os estágios do ciclo reprodutivo, as gônadas foram utilizados cinco estágios: indeterminado/repouso, gametogênese, pré-desova, desova parcial e desova total, utilizando as características baseadas em Saucedo and Southgate (2008) (Tabela 1). Nos casos onde houve dúvidas, foi realizada análise quantitativa, através do método da estereologia utilizando a gráticula de Weibel (Weibel, 1989).

Tabela 1 – Descrição dos estágios de desenvolvimento das gônadas masculinas e femininas, baseada em Saucedo and Southgate (2008).

Estágios	Fêmeas	Machos
Gametogênese	Dentro dos ácinos visualizam-se células germinativas junto à parede. Os ovócitos em sua maioria se apresentam pedunculados e ligados à parede. Os ovócitos livres apresentam um formato mais esférico (figura 5A e B).	Dentro dos ácinos, junto à parede, é possível distinguir várias linhagens de células germinativas. Os espermatozóides se acumulam no lúmen e as caudas eosinófilas ficam evidentes projetadas nesta direção. A quantidade de tecido conjuntivo decresce entre os ácinos em virtude do acúmulo de espermatozóides (figura 6A e B).
Pré-desova	A quantidade de células germinativas decai, os ovócitos se apresentam em sua maioria destacados da parede com um formato poligonal. Pouco ou nenhum tecido conjuntivo está presente entre os ácinos (figura 5C).	Os ácinos se encontram distendidos, preenchidos com densas aglomerações de espermatozóides. As células germinativas praticamente desaparecem ficando restritas a uma pequena margem na parede acicular. Os ácinos se tocam evidenciando a ausência praticamente total do tecido conjuntivo (figura 6C).
Desova parcial	Poucos ácinos contêm ovócitos que se encontram normalmente livres no lúmen, pouco tecido conjuntivo presente e paredes com aparência de quebradas (figura 5D).	Neste estágio, o espermatozóide é expelido dos ácinos, que assumem uma aparência frouxa ficando parcialmente vazios e com as paredes com aparência de quebradas (figura 6D).
Desova total	Os ácinos encontram-se colapsados, inicia-se a reabsorção dos ovócitos não expelidos (figura 5E).	Os ácinos encontram-se colapsados. Inicia-se a reabsorção dos espermatozóides não expelidos (figura 6E).
Indeterminado/ repouso	Não há evidencia de gônadas e não é possível distinguir os sexos. O tecido conjuntivo ocupa todo o espaço entre os ácinos colapsados.	

2.3 Análises estatísticas.

Foram utilizados os testes de correlação de Pearson para inferir a associação entre a temperatura e índice de condição com os estágios do ciclo reprodutivo e sexo dos animais e χ^2 para testar as proporções entre machos e fêmeas. Utilizou-se a ferramenta computacional BioEstat 5.0 para obtenção destes resultados.

3. RESULTADOS

3.1 Parâmetros ambientais

3.1.1 Temperatura

A temperatura da água do mar variou de 14 a 29°C, sendo seu valor médio $22,51 \pm 3,44$ °C. A figura 2 demonstra que, durante os dois anos estudados, houve uma uniformidade na variação da temperatura sendo os meses de inverno apresentando os picos inferiores e, os de verão, os superiores. Nos meses do outono foram registradas quedas gradativas das temperaturas voltando a subir durante a primavera.

3.2 Parâmetros biológicos

3.2.1 Índice de condição

A figura 3 mostra que os valores calculados do índice de condição sofreram pouca variação ao longo do primeiro ano e, durante o segundo, a variação foi mais acentuada, com uma brusca variação a partir do mês de abril de 2008.

3.2.2 Ciclo reprodutivo

Os dois anos de estudo estão sumarizados na figura 4. O ciclo reprodutivo dos animais estudados demonstra atividade de eliminação de gametas ao longo de todo o ano, com maior atividade nos meses quentes. Praticamente inexistem períodos de repouso. Foi muito comum a presença de animais com gônadas com característica de dois estágios do ciclo reprodutivo, sendo adotado para a sumarização aquele que se apresentou em maior quantidade através do método de estereologia.

O início da desova está associado com o início do aquecimento das águas que ocorre na primavera, principalmente a partir do mês de outubro, tanto de 2007 quanto de 2008. Encontram-se animais em estágio de gametogênese ao longo de todo ano ocorrendo uma diminuição nos meses de desova mais intensa, como observado no final de 2008.

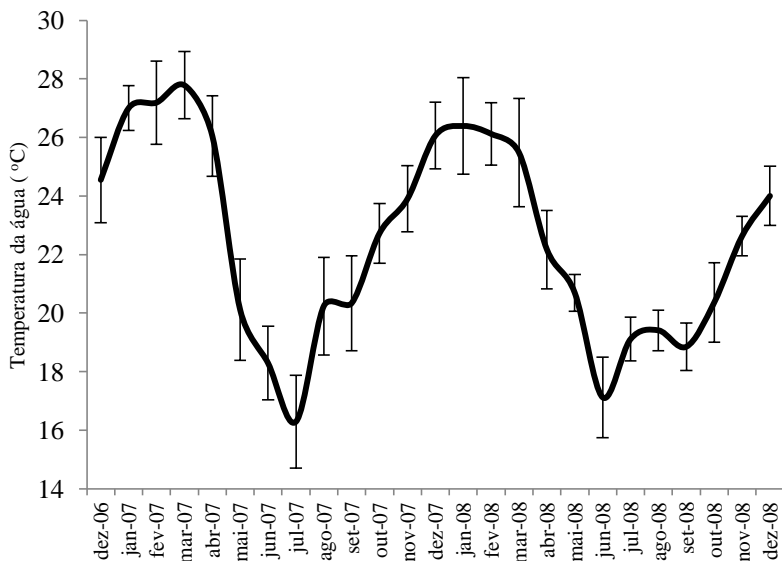


Figura 2 – Temperatura média da água do mar durante os meses de coleta na praia da Ponta do Sambaqui – Florianópolis - Brasil.

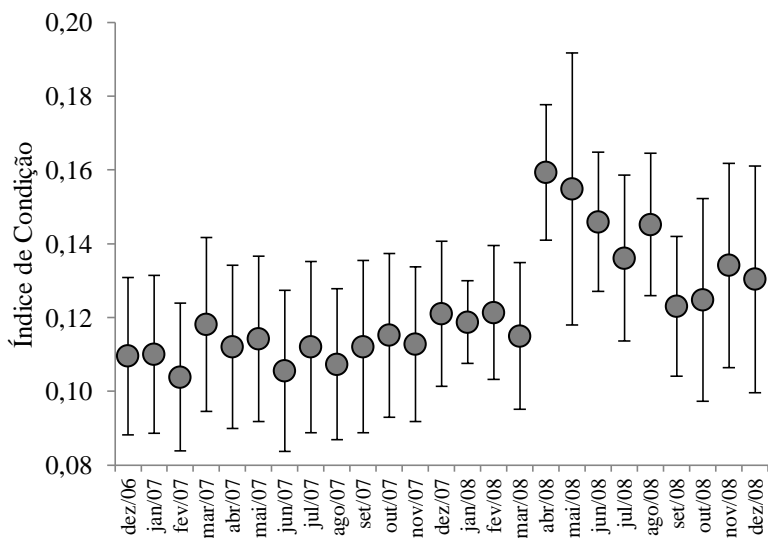


Figura 3 – Médias mensais do Índice de Condição (CI) dos animais analisados histologicamente.

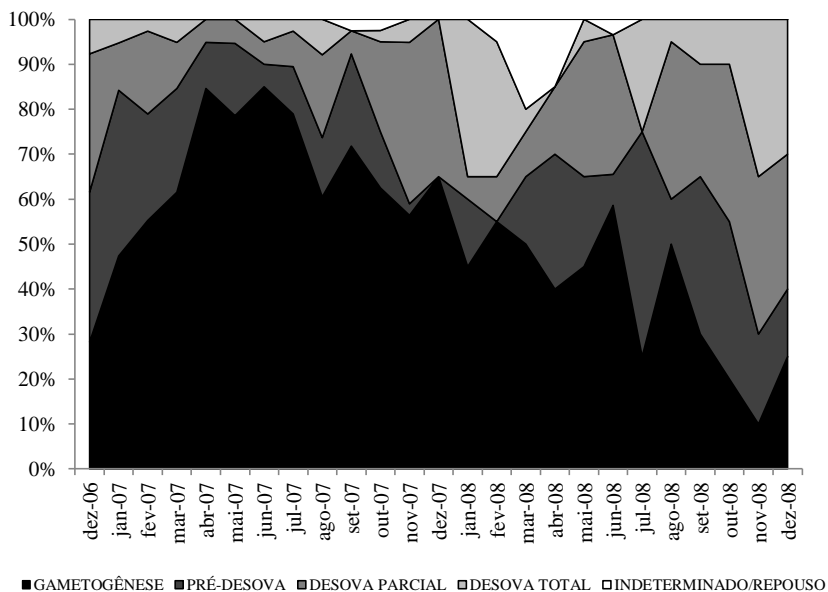


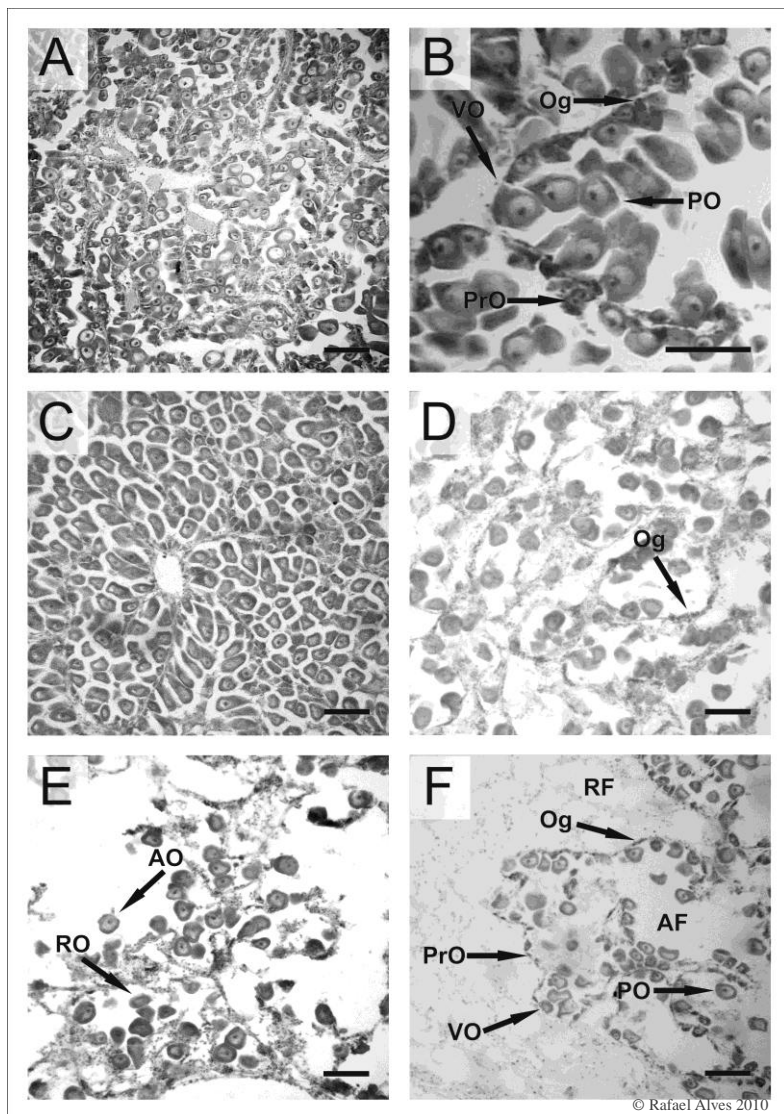
Figura 4 – Distribuição relativa dos estágios do ciclo reprodutivo de *Pteria hirundo*.

3.2.3 Proporção sexual

Durante as análises histológicas foram identificados 314 indivíduos atuando como machos (42,43%) e 423 como fêmeas (57,16%). Também foram encontrados três animais com características de ambos os sexos (hermafroditas simultâneos), representando 0,63% da amostra. As gônadas eram nitidamente femininas, porém com espermatozoides no lúmen dos ácinos (figura 6F).

3.3 Estatística

O resultado do teste de correlação ($\alpha = 0,05$) entre a temperatura e os estágios do ciclo reprodutivo e índice de condição não obteve valor significativo. O índice de condição apresentou uma correlação leve com os estágios do ciclo reprodutivo ($P \leq 0,0001$, $r = 0,132$). A proporção sexual (1,347M:1F, $n=740$) não diferiu estatisticamente ($P \leq 0,05$) da proporção esperada de 1M:1F.



© Rafael Alves 2010

Figura 5 – Fotomicrografia de gônadas femininas de *Pteria hirundo* mostrando os estádios do ciclo reprodutivo. A. Gametogênese; B. Detalhes das células de linhagem germinativa; C. Pré-desova; D. Desova parcial com indícios de preparação de nova etapa de desenvolvimento; E. Desova parcial a total; F. Animal em gametogênese (AF), com áreas da gônada em repouso (RF). AO– Ovócito Atrésico; Og– oogônias; PO– Ovócito Pós-vitelogênico; PrO– Ovócito Pré-vitelogênico; RO– Ovócito em reabsorção; VO– Ovócito Vitelogênico. Barras = 100 µm.

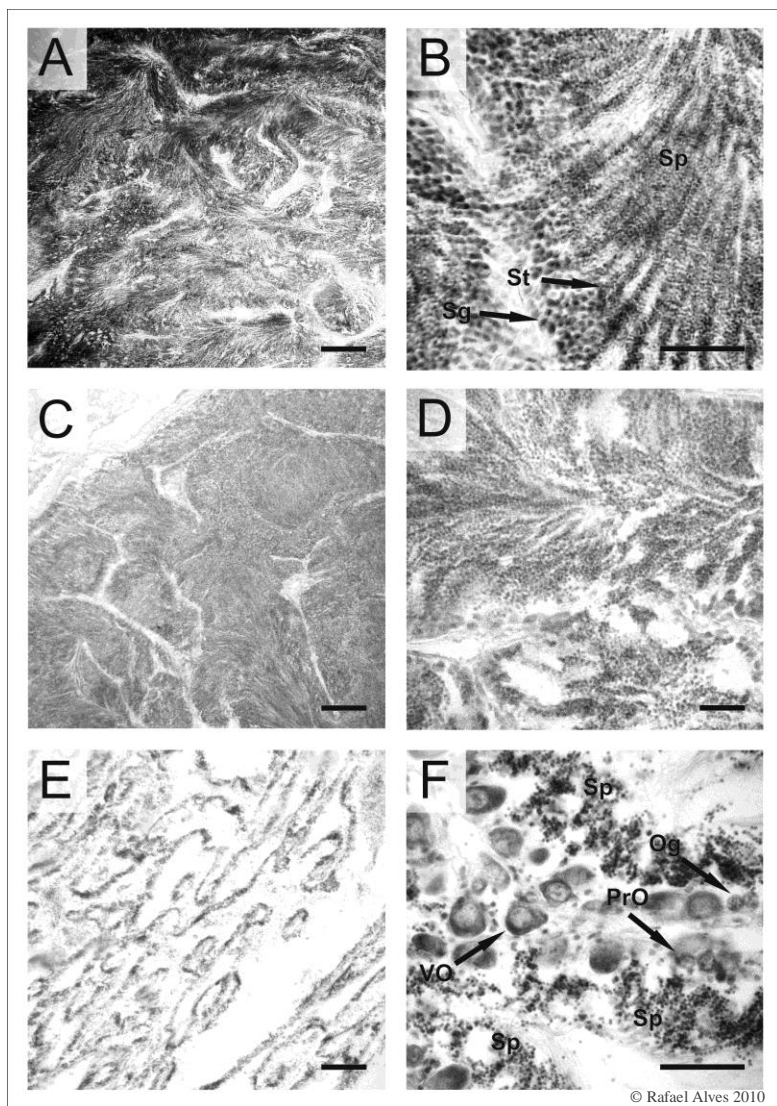


Figura 6 – Fotomicrografia de gônadas masculinas e hermafrodita (F) de *Pteria hirundo* mostrando os estádios do ciclo reprodutivo. A. Gametogênese; B. Detalhes das células de linhagem germinativa; C. Pré-desova; D. Desova parcial; E. Desova total; F. Indivíduo hermafrodita simultâneo apresentando ovócitos e espermatozóides. Og – Oogônias; PrO – Ovócito pré-vitelogênico; Sg – Espermatogônia; Sp – Espermátide; St – Espermátide; VO – Ovócito vitelogênico. Barras = 100 µm.

4. DISCUSSÃO

O resultado das análises histológicas do ciclo reprodutivo de *Pteria hirundo*, oriundas do cultivo experimental realizado na Praia da Ponta do Sambaqui, demonstrou que a espécie apresenta um ciclo reprodutivo contínuo, sem sazonalidade definida. A exemplo do que ocorre com *Pinctada mazatlanica* (Garcia-Domingues et al., 1996) na Baixa Califórnia Sul (México) apresenta desovas por todo o ano. Esta característica aparentemente forma um padrão para a família Pteriidae, ocorrendo também em outras espécies, como *Pinctada margaritifera* (Tranter, 1958b) e *Pinctada maxima* (Rose et al., 1990) na Austrália e *Pinctada radiata* ao sul do Mediterrâneo (Derbali et al., 2009).

Derbali et al. (2009) comentam que em latitudes mais altas, isto é, em regiões mais frias, o regime de reprodução normalmente se restringe aos meses mais quentes, apontando esta variação mesmo dentro de animais de uma mesma espécie. Com *Pteria sterna* ocorre este fenômeno, apresentando um ciclo anual bem definido na região da Lagoa Olho de Lebre no México (Hernández-Olade et al., 2007) e um ciclo indeterminado no Golfo da Califórnia (Díaz and Buckle-Ramirez 1996; Saucedo and Monteforte 1997), onde as águas são mais quentes.

Em locais com uma amplitude maior de temperaturas onde as mais baixas se distanciam mais das mais altas, o ciclo reprodutivo tende a ser mais definido, como ocorre com *Pinctada fucata martensii* na Coreia do Sul, onde a temperatura varia durante o ano de 8 a 28 °C. Neste ambiente a ostra perliífera apresenta um ciclo bem definido com grande incidência de períodos de repouso (Choi and Chang, 2003).

Na praia da Ponta do Sambaqui, a amplitude de temperatura foi de 14 a 29 °C. Esta variação de 15 °C, não foi suficiente para interromper o ciclo reprodutivo e ocasionar um período definido de repouso. Observa-se que com *P. hirundo* ocorrem leves picos de desova quando há o aquecimento da água. Para o México, Saucedo and Monteforte (1994) e Garcia-Domingues et al. (1996) indicam a faixa de temperatura entre 21 e 31°C como o pico de desova para *P. mazatlanica*. Em JICA (1987) encontram-se parâmetros de 24 a 28 °C como valor de desova para *P. sterna*, valor muito semelhante ao encontrado neste experimento com *P. hirundo*, que variou de 24 a 27 °C.

Jaramillo and Navarro (1995) citam que uma série de combinações internas somadas as condições ambientais, influenciam na época e na intensidade da desova em moluscos bivalves. Para Mackie (1984), de todos os fatores externos de controle da reprodução,

a temperatura é provavelmente o mais importante, sendo difícil distinguir os reais efeitos da temperatura, latitude ou profundidade.

O índice de condição (CI) para *P. hirundo* não apresentou uma relação nítida com a temperatura da água, relacionando-se sim com o estágio de gametogênese. Derbali et al. (2009) citam que as flutuações de CI podem ser em decorrência de alterações do peso do corpo, por se tratarem de animais jovens ainda em crescimento, que dividem sua reserva energética tanto para reprodução quanto para crescimento, fato este que pode explicar a variação brusca ocorrida em abril de 2008. Os valores obtidos por Choi and Chang (2003) também não revelaram relações positivas entre o CI e o ciclo sexual, sugerindo que este método não seja adequado para determinar a época de desova em ostras perliíferas, ao contrário do indicado para outros moluscos (Rebello et al., 2005).

A proporção sexual encontrada para *P. hirundo* é condizente com o padrão da família Pteriidae, alcançando valores muito parecidos com o encontrado por Garcia-Domingues et al. (1996) para *P. mazatlanica* (1M:1,33F) e também para *P. radiata* (1,27M:1F) *P. martensii* (1,29M:1F) e *P. fucata* (1,04M:1F) (Derbali et al., 2009).

A presença de animais hermafroditas simultâneos é reportada também para *P. fucata*, em pequena proporção (1,1%), como em *P. hirundo* e pode representar o ponto de mudança de sexo para o espécime. Nos animais hermafroditas simultâneos encontrados neste estudo fica evidente a continuidade do ciclo reprodutivo, pois observa-se a presença de espermatozoides remanescentes do ciclo anterior juntamente com ovócitos imaturos do ciclo atual, sem a presença de estágio de repouso.

Outra característica marcante neste estudo histológico foi a ambiguidade observada nos ácinos gonádicos de muitos animais, onde parte da gônada se encontrava em um estágio e outra parte em outro (figura 5F), muitas vezes observando que o amadurecimento ocorre no sentido da glândula digestiva para a parte externa do corpo.

Com este estudo sugere-se, que a ostra perliífera *Pteria hirundo* é hermafrodita sequencial, possuindo um ciclo reprodutivo contínuo, com as épocas de eliminação de gametas associadas com a elevação da temperatura da água, apresentando uma proporção sexual estatisticamente de 1M:1F.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao Laboratório de Moluscos Marinhos pelo apoio técnico, de material e humano, assim como a CAPES pela bolsa de Doutorado e ao CNPq, FINEP e FAPESC pelo financiamento dos trabalhos.

REFERÊNCIAS

Abbott, R.T. 1974. American seashells. Van Nostrand Reinhold, New York - USA.

Arjarasirikoon, U.; Kruatrachue, M.; Sretarugsa, P.; Chitramvong, Y.; Jantataeme, S.; Upatham, E.S. 2004. Gametogenic processes in the pearl oyster, *Pteria penguin* (Röding, 1798) (Bivalvia, Mollusca). Journal of Shellfish Research, 23, 403-409.

Arnaud-Haond, S., Monteforte, M., Blanc, F., Bonhomme, F. 2003. Evidence for male-biased effective sex ratio and recent step-by-step colonization in the bivalve *Pinctada mazatlanica*. Journal of Evolutionary Biology, 16, 790-796.

Behzadi, S., Parivar, K., Roustaian, P. 1997. Gonadal cycle of pearl oysters, *Pinctada fucata* (Gould) in Northeast Persian Gulf, Iran. Journal of Shellfish Research, 16, 129-135.

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

Derbali, A., Jarboui, O., Ghorbel, M., Dhieb, K. 2009. Reproductive biology of the pearl oyster, *Pinctada radiata* (Mollusca: Pteriidae), in northern Kerkennah Island (Gulf of Gabes). Cahiers de Biologie Marine. 50, 215-222.

Diaz, H. A. and L. F. Buckle-Ramirez. 1996. Gonadal cycle of *Pteria sterna* (Gould, 1851) (Mollusca, Bivalvia) in Baja California, Mexico. Ciencias Marinas, 22, 495-509.

Garcia-Dominguez, F.; Vazquez, B. C., Quezada, A. T. 1996. Spawning cycle of the pearl oyster, *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856), (Pteriidae) at Isla Espiritu Santo, Baja California Sur, Mexico. Journal of Shellfish Research, 15, 297-303.

- Gosling, E. 2003. Bivalve mollusks: biology, ecology and culture. 1st. ed. Fishing News Books Oxford - UK.
- Hernández-Olalde, L.; García-Domínguez, F.; Arellano-Martínez, M., Ceballos-Vázquez, B. P. 2007. Reproductive cycle of the pearl oyster *Pteria sterna* (PTERIIDAE) in the Ojo De Liebre Lagoon, B.C.S., Mexico. Journal of Shellfish Research, 26, 543-548.
- Jaramillo R. and Navarro J. 1995. Reproductive cycle of the Chilean ribbed mussel *Aulacomya ater* (Molina, 1982). Journal of Shellfish Research, 14, 165-171.
- JICA. 1987. Aquaculture organisms of the world. Japan International Cooperation Agency, Tokyo - Japan.
- Kim, Y., Ashton-Alcox, K.A., Powell. E.N., 2006. Histological Techniques for Marine Bivalve Molluscs: Update. NOAA, Silver Spring – USA.
- Lunetta, J.E. 1969. Fisiologia da reprodução dos mexilhões *Mytilus perna* (Mollusca Lamellibranchia). Boletim de Zoologia e Biologia Marinha, 26, 36-109.
- Mackie, G.L., 1984. Bivalves, In: Tompa, A.S., Verdonk, N.H., Van Den Bigglaar, J.A.M. The Mollusca volume 7: Reproduction. Academic Press. Orlando - USA, p. 351-418.
- Nascimento, I. A., Lunetta, J. E. 1978. Ciclo sexual da ostra de mangue e sua importância para o cultivo. Boletim de Fisiologia Animal da Universidade de São Paulo, 2, 63-98.
- Nascimento, I. A., Silva, E. M., Ramos, M. I. S., Santos, A. E. 1980. Desenvolvimento da gônada primária em ostras do mangue *C. rhizophorae*: idade e tamanho mínimos de maturação sexual. Ciência e Cultura, 32, 736-742.
- Pouvreau, S. Gangnery, A., Tiapari J., Lagarde F., Garnier M., Boday, A. 2000. Gametogenic cycle and reproductive effort of the tropical blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (Bivalvia: Pteriidae), cultivated in Takapoto atoll (French Polynesia). Aquatic Living Resource, 13, 37-48.
- Rebelo, M.F., Amaral, M.C.R., Pfeiffer, M.C. 2005. Índice de condição de ostras *Crassostrea rhizophorae* (Guilding 1828) de uma baía contaminada por metais pesados. Brazilian Journal of Biology, 65(2), 345-351.

- Rios, E. C. 2009. Compendium of Brazilian Seashells. 1st ed. Evangraf, Porto Alegre – Brasil.
- Rose, R.A., Dybdahl, R.E., Harders, S. 1990. Reproductive cycle of the Western Australian silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Mollusca: Pteriidae). Journal of Shellfish Research, 9, 261– 272.
- Saucedo, P., Monteforte, M. 1997. Breeding cycle of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahia de La Paz, Baja California Sur, Mexico. Journal of Shellfish Research, 16, 103–110.
- Saucedo, P.; Southgate, P. C. 2008. Reproduction, development and growth. In: Southgate, P. C.; Lucas, J. S. (ed.). The Pearl Oyster. Elsevier. Oxford - UK, p.131-186.
- Shaw, B., Battle, H. 1957. The gross and microscopic anatomy of the digestive tract of the oyster *Crassostrea virginica* (Gmelin). Canadian Journal of Zoology, 35, 325-347.
- Tranter, D.J. 1958a. Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia). III. *Pinctada albina* (Lamarck): Breeding season and sexuality, Australian. Journal of. Marine and Freshwater Research, 9, 191–216.
- Tranter, D.J. 1958b. Reproduction in australian pearl oysters (Lamellibranchia). IV. *Pinctada margaritifera* (Linné) Australian Journal of Marine and Freshwater Research, 9, 509 - 525
- Tranter, D.J. 1959. Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia): V. *Pinctada fucata* (Gould). Australian. Journal of Marine and Freshwater Research, 10, 45– 66.
- 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.
- Weibel, E.R. 1989. Stereological Methods – Vol. 1: Practical Methods for Biological Morphometry. Academic Press, London - UK.

CAPÍTULO IV – FOULING E PREDACÃO

Este capítulo possui dois artigos. O primeiro redigido sob as normas da revista Biofouling (ISSN: 1029-2454) fator de impacto 3,707 conceito A1 no Qualis e o segundo sob as normas da revista Biological Invasions (ISSN: 1573-1464) fator de impacto 2,788 conceito A1 no Qualis.

O capítulo aborda sobre a fauna acompanhante e predadores presentes nos cultivos de *Pteria hirundo* apresentando uma listagem de espécies encontradas e discussão do impacto no cultivo.

Incrustações biológicas na ostra perliífera *Pteria hirundo* em condições de cultivo

Rafael Alves*

Ana Carolina V. Zanandrea

Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX)

Departamento de Aquicultura, CCA, UFSC, Florianópolis – SC, Brasil

*Autor para correspondência

rafael@cca.ufsc.br

Abstract

In bivalves culture, growth rates and survival are related to accumulation of fouling, and thus recommended the practice of management systems. When done properly, benefits the culture, removing excess fouling, which compete for space and food. The aim of this study was the identification of biofouling present in cultures of native pearl oyster *Pteria hirundo*. 20 animals were collected fortnightly from January to December 2007, in culture plant located at Ponta do Sambaqui beach in Florianópolis. The specimens were taken alive and without cleaning. The biofouling has been removed and separated from the accompanying fauna, and fixed in 70% alcohol for identification. Were found the following animal phyla: Porifera, Cnidaria, Platyhelminthes, Ectoprocta, Crustacea, Annelida, Mollusca, Echinodermata and Urochordata. In the warmer months there was a higher concentration of organisms of the phylum Bryozoa, acting as bio-attractor of other organisms, with lots of *Caprella* sp. Also at this time, the barnacles initiate colonization of the *P. hirundo* shells soon followed by native oysters when temperatures are higher, increases the colonial sponge *Cliona* sp. and the ascidian *Styela plicata* incidence. In late summer increases the polychaetes family Sabellidae incidence with the presence of *P. hirundo* and *Pinctada imbricata* juvenile. In the cold months reduces the activity of fouling. During the entire period was observed the presence of small crustaceans of the genus *Fabia* present inside of the oysters palial cavity. This study sought information on the biofouling in the culture of *Pteria hirundo* and contributes to the implementation of pearl oyster species culture and to strengthen the culture of marine bivalve.

Keywords: aquaculture, fouling, mariculture, pearl oyster, Pteriidae

Resumo

Nos cultivos de bivalves, menores taxas de crescimento e sobrevivência estão relacionadas com acúmulo de *fouling*, sendo recomendada a prática de manejo que inclua a retirada periódica das incrustações biológicas. Quando realizado corretamente, o manejo beneficia o cultivo, retirando o excesso de organismos incrustantes que competem por espaço e alimento com as espécies em cultivo. É importante conhecer estes organismos presentes no cultivo para indicar as melhores formas de controle. O objetivo deste estudo foi a identificação do *biofouling* e da fauna acompanhante no cultivo da ostra perliífera nativa *Pteria hirundo*. Foram coletados 20 animais quinzenalmente de janeiro a dezembro de 2007, de cultivo localizado na Praia da Ponta do Sambaqui em Florianópolis / SC. Os exemplares foram levados vivos e sem limpeza para o laboratório, onde foi removido o *biofouling* e separada a fauna acompanhante. Esse material foi fixado em álcool 70% para posterior identificação. Neste trabalho foram encontrados animais dos seguintes filos: Porifera, Cnidaria, Platyhelminthes, Ectoprocta, Crustacea, Annelida, Mollusca, Echinodermata e Urochordata, totalizando 34 espécies. A temperatura no período de coleta variou de 17 °C no final do outono a 26 °C no verão. Nos meses mais quentes observou-se uma concentração maior de organismos do filo Ectoprocta, principalmente *Bugula neritina* e *Bugula stolonifera* agindo como bio-atrator de outros organismos dos filos crustácea, com grande quantidade de *Caprella* sp. neste período as cracas *Megabalanus tintinnabulum* e *Chthamalus bisinuatus* iniciam a colonização das conchas de *P. hirundo* logo seguidas pelas ostras nativas. Quando as temperaturas estão mais altas aumenta a incidência da esponja colonial *Cliona* sp. e da ascidia *Styela plicata*. No fim do verão aumenta a incidência de poliquetos da família Sabellidae, neste período também há a presença de juvenis de *P. hirundo* e *Pinctada imbricata*. Nos meses frios reduz-se a atividade do *fouling*. Durante todo período foi observada a presença de pequenos crustáceos Pinnoterideos do gênero *Fabia*, presentes dentro da cavidade palial das ostras perliíferas. Este trabalho buscou informações sobre o *biofouling* e a fauna acompanhante no cultivo de *Pteria hirundo* visando contribuir para a implementação de cultivos desta espécie de ostra perliífera e para o fortalecimento dos cultivos de bivalves marinhos.

Unitermos: aquicultura, *fouling*, manejo, ostra perliífera, Pteriidae

Introdução

A região da Grande Florianópolis é reconhecida pela sua vocação para o cultivo de moluscos marinhos. No entanto, os cultivos necessitam de estratégias para minimizar problemas, como o da fixação de organismos sobre bóias, embarcações e estruturas de cultivo.

O termo *fouling* é utilizado para as incrustações por agentes biológicos em uma superfície. Para a aquicultura, entende-se por *fouling* toda forma de vida que vive associada às estruturas de cultivo e também junto aos animais cultivados. Arakawa (1990) considera os organismos do *fouling* como competidores, sendo aqueles organismos que ocupam o mesmo nicho ecológico que o animal cultivado, causando danos por competir pela disponibilidade de alimento e principalmente por espaço.

O *fouling* interfere nas taxas de crescimento e de sobrevivência dos animais cultivados (Mohammad 1976, Lodeiros and Himmelman 1996, Taylor et al., 1997, Guenther et al. 2006), uma vez que estes organismos competem por espaço e alimento. Podem ser, em alguns casos, predadores em potencial (Pit and Southgate 2003). Taylor et al. (1997) destacam que em cultivos de *Pinctada maxima* (Jameson, 1901), se faz necessário a remoção mensal do *fouling* dos animais para maximizar a taxa de crescimento e reduzir o risco de deformações dos animais durante crescimento.

Segundo Guenther et al. (2006), o *fouling* também exerce influência nas estruturas de cultivo, onde seu peso dificulta as atividades de manejo e manutenção.

A ostra perlífera *Pteria hirundo* é caracterizada pelo formato ovalado de suas valvas e a presença de aurículas, onde a posterior apresenta um prolongamento em forma de asa. Apresenta coloração marrom avermelhada, com raios brancos partindo do umbo em direção às margens e também produzem um bisso grosso e resistente (Rios, 2009).

O presente estudo teve como objetivo a observação e identificação do *fouling* na ostra perlífera nativa do Brasil *Pteria hirundo* (Linné, 1758) em condições de cultivo no litoral da Ilha de Santa Catarina / SC / Brasil.

Material e métodos

Para este estudo foram utilizados animais fornecidos pelo Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina, provenientes de reprodução e larvicultura em laboratório

e mantidos em estruturas de cultivo (lanternas). O cultivo experimental do LMM está localizado na Praia da Ponta do Sambaquí, Florianópolis / SC / Brasil (Figura 1).

Foram realizadas 25 coletas quinzenais, de janeiro a dezembro de 2008, sendo coletados 10 indivíduos adultos por coleta, totalizando 250 animais. Os exemplares foram levados vivos e sem nenhuma limpeza para o laboratório, onde foram limpos para remoção do *fouling*. Em seguida, os animais do *fouling* foram triados, separados e conservados em álcool 70% para identificação. Durante o período de coleta a temperatura da água na área de cultivo foi monitorada diariamente e calculada a média mensal.

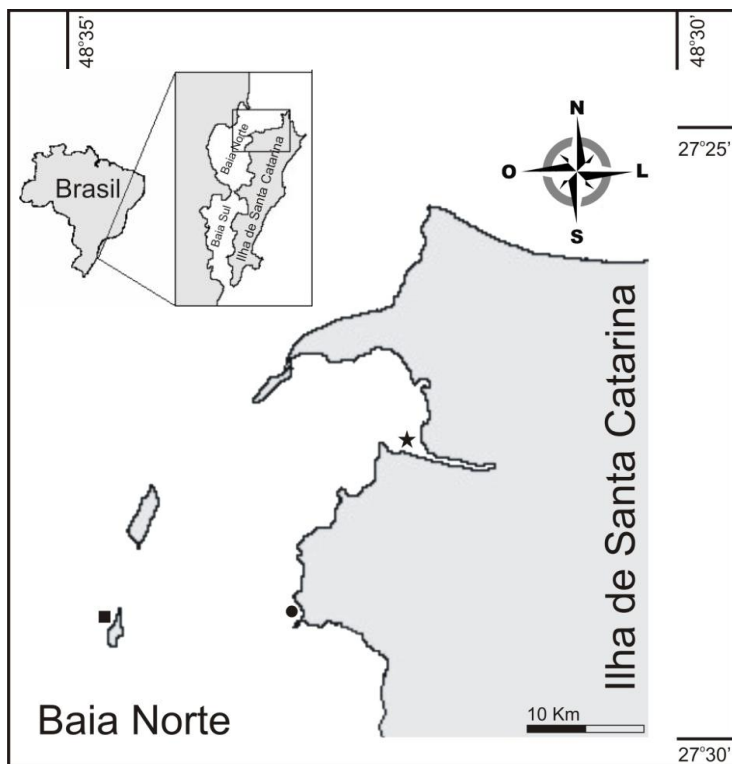


Figura 1 – Localização da área de cultivo de *Pteria hirundo*:
● – Praia da Ponta do Sambaquí;
Outros locais de referência: ■ – Ilha de Ratón Pequeno (Arquipélago de Ratonés); ★ – Enseada do rio Ratonés.

Resultados

No período estudado foi encontrado um grande número de indivíduos de 34 espécies diferentes, fazendo parte do *fouling* de *Pteria hirundo*. A Tabela 1 resume as espécies encontradas.

Tabela 1 – *Biofouling* encontrado no cultivo de *Pteria hirundo* ordenados por filo segundo Margulis and Schwartz (1998) e Nielsen (2002).

Filo	Classe	Espécies	Autor
Porifera	Demospongiae	<i>Cliona</i> sp.	Grant, 1826
Cnidaria	Anthozoa	<i>Bunodosoma caissarum</i>	Corrêa in Belém, 1987
Platyhelminthes	Turbellaria	<i>Stylochoplana divae</i>	Marcus, 1947
Ectoprocta	Gymnolaemata	<i>Bugula neritina</i>	(Linné, 1758)
		<i>Bugula stolonifera</i>	Ryland, 1960
		<i>Schizoporella</i> sp.	Hincks, 1877
Crustacea	Maxillopoda	<i>Megabalanus tintinnabulum</i>	(Linné, 1758)
		<i>Chthamalus bisinuatus</i>	Pilsbry, 1916
	Malacostraca	<i>Caprella</i> spp.	Lamarck, 1801
		<i>Hexapanopeus</i> sp.	Rathbun, 1898
		<i>Panopeus</i> sp.	Edwards, 1834
		<i>Eurytium limosum</i>	(Say, 1818)
		<i>Fabia</i> sp.	Dana, 1851
		<i>Petrolisthes</i> sp.	Stimpson, 1858
		<i>Penaeus</i> sp. (juvenil)	Fabricius, 1798
		<i>Cronius ruber</i>	(Lamarck, 1818)
<i>Charybdis hellerii</i>	(Milne Edwards, 1867)		
Annelida	Polychaeta	<i>Polydora websteri</i>	Hartman, 1943
		<i>Nereis oligohalina</i>	(Rioja, 1946)
		<i>Neanthes succinea</i>	(Frey and Leuchart 1847)
		<i>Halosydnella brasiliensis</i>	(Kinberg, 1858)
		Sabellidae (1 espécie)	Malmgren, 1867
Mollusca	Gastropoda	<i>Cymatium parthenopeum</i>	(Von Salis, 1793)
		<i>Stramonita haemastoma</i>	(Linné, 1767)
		<i>Spurilla neapolitana</i>	(Delle Chiaje, 1823)
	Bivalvia	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	(Guilding, 1828)
		<i>Ostrea equestris</i>	(Say, 1834)
		<i>Anadara ovalis</i>	(Bruguiera, 1789)
Echinodermata	Asteroidea	<i>Perna perna</i>	(Linné, 1758)
		<i>Pinctada imbricata</i>	Röding, 1798
		<i>Leptopecten bavayi</i>	(Dautzenberg, 1900)
		<i>Enoplopatiria stellifera</i> (juvenil)	(Mobius, 1758)
Urochordata	Ascidiacea	<i>Clavelina oblonga</i>	Herdmann, 1880
		<i>Styela plicata</i>	(Leseuer, 1823)

Dos animais encontrados destacam-se os dos filos Ectoprocta, Urochordata, Mollusca, Crustacea e Porifera, respectivamente, como a maior incidência na fauna incrustante e Mollusca, Crustacea e Annelida como acompanhante.

A temperatura da água do mar no período de coleta variou de 17 °C no final do outono a 26 °C no verão (figura 2). Nos meses mais quentes, principalmente no final do outono e começo do verão, observou-se uma concentração maior de organismos do filo Ectoprocta, principalmente *Bugula neritina* e *Bugula stolonifera*. Esses organismos formam colônias nas estruturas de cultivo e na própria *Pteria hirundo*, agindo como bio-atrator de outros organismos dos filos Crustacea, com grande quantidade de *Caprella* sp. e Mollusca, principalmente o mexilhão *Perna perna*. Neste período as cracas *Megabalanus tintinnabulum* e *Chthamalus bisinuatus* iniciam a colonização das conchas de *P. hirundo* logo seguidas pelas ostras nativas das espécies *Crassostrea rhizophorae* e *Ostrea equestris*.

No auge do verão, quando as temperaturas estão mais elevadas, aumenta a incidência da esponja colonial *Cliona* sp. e da ascidia *Styela plicata*, que formam grandes aglomerados recobrendo vários animais que se encontram nas lanternas, assim como preenchendo todo o assoalho dos andares das lanternas de cultivo.

No fim do verão aumenta a incidência de poliquetos sedentários da família Sabellidae que alojam seus tubos entre os emaranhados de bisso que *P. hirundo* utiliza para se fixar nas lanternas de cultivo. Neste período também há a presença de juvenis de *Pteria hirundo* juntamente com *Pinctada imbricata*, em menor número.

Nos meses frios, do final do outono ao início da primavera, o *fouling* sobre *P. hirundo* foi menor, observando-se principalmente a presença de pequenos crustáceos alojados junto ao lodo que se acumula entre as conchas.

Durante todo o período foi observada a presença de pequenos crustáceos Pinoterídeos do gênero *Fabia* presentes dentro da cavidade palial das ostras perlíferas, sendo em sua maioria fêmeas.

Discussão

Guenther et al. (2006) observaram em estudo sobre o acúmulo de *fouling* em *Pinctada fucata* (Gould, 1850), bivalve da família Pteriidae, em cultivo na Austrália, a ocorrência de representantes de todos os filos mencionados neste trabalho, notando-se também que algumas classes são similares e recorrentes, mostrando uma convergência de espécies com hábitos semelhantes nas duas regiões.

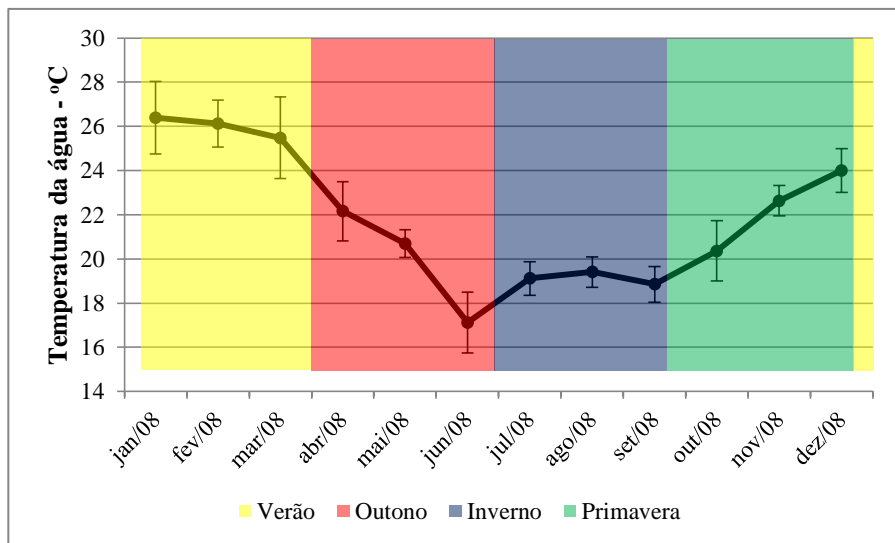


Figura 2 – Médias da temperatura da água na praia da Ponta do Sambaqui ordenadas mensalmente, com destaque para as estações do ano.

Doroudi (1996) observou no Golfo Pérsico que os organismos do *fouling* mais abundantes em cultivos de ostras perliíferas são cracas, juvenis de ostras nativas e poliquetas. Fato este que também ocorreu neste estudo, onde se fez constante a presença das ostras nativas *Ostrea equestris* (Say, 1834) e *Crassostrea rhizophorae* (Guilding 1828), das cracas *Megabalanus tintinnabulum* e *Chthamalus bisinuatus* e a predominância, nas conchas de *Pteria hirundo*, de poliquetas escavadores *Polydora websteri* Hartman, 1943.

Lodeiros and Himmelman (1996) examinando o impacto dos organismos do *fouling* no crescimento e sobrevivência de vieiras *Euvola ziczac* (Linné, 1758) cultivadas no Golfo de Cariaco na Venezuela, encontrou como predominante a craca *Balanus trigonus* (Darwin, 1854) e as ostras *Ostrea equetris* e *Crassostrea rhizophorae*. Este resultado é similar ao encontrado no cultivo de *P. hirundo*, porém sendo diferenciada a espécie de craca encontrada.

Melo and Boehs (2004) descreveram a associação entre outro Pinoterídeo, *Holothuriophilos tomentosus* (Ortmann, 1894) e o bivalve *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791), popularmente conhecido por berbigão ou vôngole, em estudos com animais coletados na Enseada de Ratoles, um local adjacente à região onde foi realizada a coleta.

É conhecida também a associação de outros Pinoterídeos com ostras perlíferas de outras espécies como *Pinnotheres villosulus* em *Pinctada maxima* na Austrália (Humphrey, 2008)

A diversidade de organismos encontrada neste estudo foi similar ao descrito por Freitas (1997), que analisou o *fouling* em cultivo do mexilhão *Perna perna* (Linné, 1758) na Ilha de Ratón Pequeno, sendo relatada a presença de organismos semelhantes aos encontrados em cultivo de *P. hirundo*. No entanto, a autora apresenta um número maior de espécies, sendo encontrado em pequenas quantidades os moluscos gastrópodes *Cymatium parthenopeum* e *Stramonita haemastoma*, identificados como predadores importantes de moluscos bivalves.

Neste estudo obtivemos dados semelhantes ao encontrado por Boehs et al. (2003) que constataram, em amostragens na região entremarés na Enseada de Ratoles (SC), como sendo os poliquetas, seguidos por moluscos e crustáceos as taxocenoses com maior número de espécies e indivíduos, o que coincide com os resultados deste estudo.

Mallet et al. (2009) em estudos com *biofouling* em cultivos de *Crassostrea virginica* (Gmelin, 1791) no Canadá, relatam que os organismos do *fouling* com maior concentração na área de cultivos são cracas da espécie *Balanus improvisus* Darwin, 1854 e o mitilídeo *Mytilus edulis* Linné, 1758. Organismos semelhantes também se mostram presentes nos cultivos de *P. hirundo*, porém com as espécies recorrentes para a região foco do estudo, *Megabalanus tintinnabulum* e *Perna perna*. O autor também destaca que embora estas espécies sejam competidoras por alimento, o problema maior é o potencial aumento nos custos de mão de obra causada pela necessidade de remoção manual das cracas e mexilhões.

A presença e quantidade dos organismos que compõem o *fouling* variam de acordo com alguns fatores, como: temperatura da água, salinidade, disponibilidade de alimento e manejo, entre outros (Mohammad 1976, Mazouni et al., 2001, Pit and Southgate, 2003). Boas condições de temperatura aliada à oferta de alimento favorecem o aumento do *fouling*. Desta forma, durante as épocas mais quentes observou-se o rápido e intenso acúmulo de *fouling*, indicando que águas com temperaturas mais elevadas favorecem o desenvolvimento destes organismos.

Mazouni et al. (2001) realizando estudos na Lagoa Thau, na França, sobre a composição do *biofouling* em cultivos suspensos de ostras *Crassostrea gigas*, observaram um aumento na riqueza taxonômica durante a primavera e no verão, com o desenvolvimento de briozoários, esponjas, poliquetas e algas. O inverno foi a estação de

menor desenvolvimento de *fouling*. Os autores destacam que entre os grupos taxonômicos, as ascídias *Ciona intestinalis* (Linné, 1767), *Phallusia mammillata* (Cuvier, 1815) e *Botryllus* sp. foram dominantes nas estruturas de cultivo das ostras.

A presença de Ascídias nos cultivos de *Pteria hirundo* seguem um padrão amplamente registrado para a região da Grande Florianópolis. Freitas (1997) e Rocha et al. (2009) citam a presença de *Styela plicata* como abundante em cultivos de ostras e mexilhões nesta região e Rocha et al. (2005) relaciona a presença de *Clavelina oblonga* na Reserva Marinha do Arvoredo, uma área próxima ao local de estudo.

Em geral, o cultivo de *Pteria hirundo* apresentou representantes de organismos do *fouling* semelhantes aos demais estudos reportados para o *fouling* em cultivos de moluscos bivalves como os de Lodeiros and Himmelman (1996), Freitas (1997), Taylor et al. (1997), Guenther et al. (2006) e Humphrey (2008).

A diversidade encontrada, pode ser favorecida devido à localização da área de estudo, que se encontra próxima a uma região rica em organismos que compõem o *fouling*, favorecendo assim o aparecimento destes nos cultivos. A proximidade à Enseada de Ratonés e a Ilha de Ratón Pequena (Figura 1), parece colaborar para a incidência de espécies descritas por Freitas (1997) e Boehs et al. (2003), colocando esta região como uma provável fornecedora de larvas e juvenis destes organismos.

A retirada manual do *fouling* representa uma fonte de estresse para as ostras perliíferas, podendo representar uma possível causa de mortalidade. Isto foi observado no manejo também para *Pteria hirundo*, sobretudo nos animais mais jovens, fato este citado por Taylor et al. (1997).

A identificação dos animais que compõem o *fouling* fornece subsídios para o planejamento de estratégias menos invasivas de manejo, onde se deseja a menor taxa de mortalidade possível. Assim, para manter o controle do *fouling* nos cultivos é necessário realizar manejos programados, uma vez que seu período é outro fator que influencia na quantidade de *fouling* presente nas estruturas de cultivo. A frequência varia de acordo com a época do ano e local de cultivo, conforme os estudos realizados por Taylor et al. (1997), Pit and Southgate (2003), Guenther et al. (2006) e Mallet et al. (2009).

O próximo passo para a efetivação dos cultivos de ostras perliífera em Florianópolis é a determinação de estratégias de manejo que diminuam o *fouling* com o menor impacto possível sobre *Pteria hirundo* e favoreçam o desenvolvimento pleno do cultivo de pérolas.

Referências:

- Arakawa, KY. 1990. Competitors and fouling organisms in the hanging culture of the pacific oysters, *Crassostrea gigas* (Thunberg) Mar. Behav. Physiol., 17: 67-94.
- Boehs, G, Blankensteyn, A, Alves, R, Sabry, RC, Carvalho, FG, Domingos, JAS, Carvalho-Filho, JW. 2003. Macrofauna bêntica de uma planície de maré da Enseada de Ratoões, Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. Biotemas, 16 (2): 45-65.
- Doroudi, MS. 1996. Infestation of pearl oysters by boring and fouling organisms in the northern Persian Gulf. Indian J. Mar. Sci., 25: 168-169.
- Freitas, M. 1997. Incrustações biológicas no mexilhão *Perna perna* (Mollusca, Bivalvia), cultivado na Ilha de Ratoões, SC: efeito da exposição ao ar. [Dissertation]. [Florianópolis – Brazil]: Universidade Federal de Santa Catarina.
- Guenther, J, Southgate, PC, Nys, R. 2006. The effect of age and shell size on accumulation of fouling organisms on the Akoya pearl oyster *Pinctada Fucata* (Gould). Aquaculture, 253: 366-373.
- Humphrey, JD. 2008. Disease and Predation. In: The Pearl Oyster. Elsevier, Amsterdam, p. 367-435.
- Lodeiros, CJM, Himmelmann, JH. 1996. Influence of fouling on the growth and survival of the tropical scallop, *Euvola (Pecten) ziczac* (L. 1758) in suspended culture. Aquacult. Res., 27:749-756.
- Mallet, AL, Carver, CE; Hardy, M. 2009. The effect of floating bag management strategies on biofouling, oyster growth and biodeposition levels. Aquaculture, 287: 315-323.
- Margulis, L, Schwartz, K. 1998. Five kingdoms, an illustrated guide to the phyla of life on earth. 3rd Edition. New York (USA): W. H. Freeman.
- Mazouni, N, Gaertner, JC; Deslous-Paoli, JM. 2001. Composition of biofouling communities on suspended oyster cultures: na *in situ* study of their interactions with the water column. Mar. Ecol. Prog. Ser, 214:93-102.
- Melo, GAS; Boehs, G. 2004. Rediscovery of *Holothuriophilus tomentosus* (Ortmann) comb. nov. (Crustacea, Brachyura, Pinnotheridae) in the Brazilian coast. Rev. Bras. Zool., 21(2): 229-232.

- Mohammad, MBM. 1976. Relationship between biofouling and growth of the pearl oyster *Pinctada fucata* (Gould) in Kuwait, Arabian Gulf. *Hydrobiologia*, 51 (2): 129-138.
- Nielsen, C. 2002. The Phylogenetic Position of Entoprocta, Ectoprocta, Phoronida, and Brachiopoda. *Integr.Comp. Biol.*, 42: 685–691.
- Pit, JH; Southgate, PC. 2003. Fouling and predation; how do they affect growth and survival of the blacklip pearl oyster, *Pinctada margaritifera*, during nursery culture? *Aquacult. Int.*, 11: 545-555.
- Rios, E. C. 2009. Compendium of brazilian seashells. Museu Oceanográfico Prof. E. C. Rios/FURG, Rio Grande.
- Rocha, RM, Kremer, LP, Baptista, MS, Metri, R. 2009. Bivalve cultures provide habitat for exotic tunicates in southern Brazil. *Aquatic Invasions*. 4:195-205.
- Rocha, RM, Moreno, TR, Metri, R. 2005. Ascídias (Tunicata, Ascidiacea) da Reserva Biológica Marinha do Arvoredo, Santa Catarina, Brasil. *Rev. Bras. Zool.*, 22(2):461-476.
- Taylor, JJ; Southgate, PC, Rose, RA. 1997. Fouling animals and their effect on the growth of silver-lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson) in suspended culture. *Aquaculture*, 153: 31-40.

Charybdis hellerii (Milne Edwards, 1867) (Decapoda:Portunidae), um siri exótico em estruturas de cultivo de *Pteria hirundo* na Ilha de Santa Catarina / SC / Brasil

Rafael Alves*
Aimê Rachel Magenta Magalhães

Laboratório de Malacologia Experimental (LAMEX)
Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias
Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis – SC, Brasil

*Autor para correspondência
rafael@cca.ufsc.br

Abstract

The Asiatic Portunidae crab, *Charybdis hellerii* has been frequently reported in many parts of the world including Brazil. Is believed that dispersal occurs through larval transport in ballast water of ships. Were collected 26 *C. hellerii* within cages of pearl oyster *Pteria hirundo* from the Marine Molluscs Laboratory (LMM) of Santa Catarina Federal University (UFSC), at the Sambaqui beach in Florianópolis - Brazil. Of the total, 15 were males and 11 females, including 6 ovigerous. The presence of adult animals in the cages show that they stayed in fouling still in larval form. The presence of ovigerous females, mainly of the small size (42.74 mm) confirms there early reproduction. Once an exotic aquatic species becomes established, eradication is almost impossible, thus the increasing presence of exotic species in Brazilian waters becomes a fact of great concern, because these animals usually do not have natural predators, which ultimately provide a serious environmental disequilibrium. The presence of *C. hellerii* in the cages of *P. hirundo*, a native animal, demonstrates the high degree of adaptivity of this predator species outside their habitat.

Key words: *Charybdis hellerii*, bioinvasion, aquaculture, pearl oyster

Resumo

O crustáceo asiático da família Portunidae, *Charybdis hellerii* vem sendo encontrado em diversas partes do mundo, incluindo o Brasil. Acredita-se que sua dispersão ocorra por meio de transporte de larvas em água de lastro de navios. No período de janeiro a agosto de 2009 foram coletados 26 indivíduos desta espécie dentro de lanternas de cultivo da ostra perlífera *Pteria hirundo* provenientes do cultivo do Laboratório de moluscos marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), na praia da Ponta do Sambaqui em Florianópolis – Brasil. Destes animais, 15 eram machos e 11 fêmeas, estando 6 ovíferas. A presença dos animais adultos nas lanternas demonstra que os mesmos se alojaram no *fouling* ainda em forma larval. A presença de fêmeas ovíferas, principalmente de pequeno tamanho (42,74 mm) corrobora sua precocidade reprodutiva. Uma vez que uma espécie aquática exótica se estabelece, sua erradicação é quase impossível. Desta forma, a crescente presença de espécies exóticas em águas brasileiras se torna um fato muito preocupante, pois estes animais costumam não possuir predadores naturais, o que acaba por propiciar um sério desequilíbrio ambiental. A presença do *C. hellerii* nas lanternas de *P. hirundo*, um animal nativo, demonstra o alto grau de adaptatividade desta espécie predadora fora de sua região original.

Unitermos: *Charybdis hellerii*, bioinvasão, aquicultura, ostra perlífera

Introdução

No Brasil, há alguns anos, tem-se discutido com muita ênfase o impacto de espécies exóticas, que de alguma maneira, foram introduzidas no litoral brasileiro. O crustáceo asiático da família Portunidae, *Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) vem, ao longo dos anos, sendo registrado em diversas partes do mundo (Campos and Türkay, 1989; Gómez and Martínez-Iglesias, 1990; Hernández and Bolaños, 1995 e Lemaitre, 1995) incluindo o Brasil (Coelho and Santos, 2003).

Acredita-se que sua dispersão mundial seja em decorrência do transporte de larvas em águas de lastro de navios cargueiros (Lemaitre, 1995), porém Coelho and Santos (2003) aventam a possibilidade de que o transporte deste animal possa ocorrer também no casco de embarcações, tendo em vista a presença de reservatórios de água para o resfriamento do motor, que poderia eventualmente capturar indivíduos em forma adulta. Dodgshum and Coutts (2003), estudando embarcações na Nova Zelândia, entre os anos de 2000 e 2002, encontraram uma variedade de invertebrados, incluindo o *Charybdis hellerii*, comprovando assim a ocorrência do transporte por meio desse mecanismo conhecido como “*sea chests*”.

A distribuição original de *Charybdis hellerii* contempla a região do Indo-Pacífico, mais especificamente Japão, Filipinas, Nova Caledônia, Austrália, Havaí e Oceano Índico em geral e mar Vermelho (Lemaitre, 1995). Atualmente a espécie se distribui nas regiões Indo-Pacífico: Japão, Filipinas, Nova Caledônia, Austrália, Havaí e em todo o Oceano Índico incluindo o Mar Vermelho (Stephenson 1972, Kathirvel and Gopalakrishnan 1974, Lemaitre, 1995). Leste do Mediterrâneo: Israel e Egito (Lemaitre, 1995). No Atlântico Ocidental: Flórida Oriental, Cuba, Colômbia, Venezuela (Campos and Türkay 1989, Gómez and Martínez-Iglesias 1990, Hernandez and Bolaños 1995, Lemaitre, 1995) e Brasil (Calado, 1996; Carqueija e Gouvêa, 1996; Tavares and Mendonça-Jr, 1996; Negreiros-Fransozo, 1996; Mantelatto e Dias; 1999; Ferreira et al., 2001; Frigotto e Serafim-Junior, 2007). Ocorre geralmente em águas rasas, podendo atingir até 51 m de profundidade, em fundos móveis, sob pedras e em recifes (Coelho and Santos, 2003).

Segundo Mantelatto and Dias (1999) a espécie provavelmente teria chegado ao Brasil em torno de 1993 e 1994. Mas os primeiros registros ocorreram no Nordeste, nos estados de Alagoas, Bahia e Rio Grande do Norte, em meados de 1990 (Calado, 1996; Carqueija and Gouvêa, 1996 e Ferreira et al., 2001), seguindo para as regiões Sul e

Sudeste nos anos subjacentes, ficando registrado para o Rio de Janeiro (Tavares and Mendonça-Jr, 1996), São Paulo (Negreiros-Franzoso, 1996), Santa Catarina (Mantelatto and Dias, 1999) e Paraná (Frigotto and Serafim-Junior, 2007) e novamente para o Nordeste, no Piauí (Lima-Júnior et al., 2008)

Os crustáceos bentônicos são em geral carnívoros e predadores em potencial de moluscos bivalves. Observa-se esta tendência para várias espécies de moluscos como *Mytilus edulis* (Leonard et al. 1999; DeGraaf and Tyrrel, 2004), *Mercenaria mercenaria* (Sponaugle and Lawton, 1990), *Crassostrea virginica* (Eggleston, 1990), *Crassostrea gigas* (Mascaro and Seed, 2000), entre muitas outras espécies.

A predação de moluscos por crustáceos favorece uma regulação na sua composição e abundância, porém a presença de animais exóticos pode promover um desequilíbrio ecológico nas comunidades naturais e prejuízos significativos em áreas de cultivo.

Material e métodos

Os siris da espécie *Charybdis hellerii* (Figura 1) utilizados neste estudo foram todos encontrados dentro de estruturas de cultivo (lanternas) de ostra perlífera *Pteria hirundo* da área de cultivo do Laboratório de moluscos marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), localizado na praia da ponta do Sambaqui em Florianópolis – Brasil (27°29'16" S - 48°32'24" O) durante os manejos trimestrais de manutenção das estruturas de cultivo. Os animais coletados passaram por biometrias sendo medido o comprimento e a largura da carapaça, assim como o peso total do indivíduo e submetido à inspeção visual dos caracteres externos para identificação da espécie.

Resultados

Ao todo foram coletados 26 animais no período de janeiro a agosto de 2009, sendo 15 machos e 11 fêmeas (figura 2A). Das fêmeas encontradas 54,5 % eram ovíferas (figura 2B), sendo que os dados da biometria estão sumarizados na tabela 1. Durante as coletas não foram localizados nenhuma outra espécie de portunideo.

Discussão

A predação de moluscos bivalves por crustáceos da família Portunidae é um fato amplamente conhecido. Appukuttan (1987) relata que, em cultivos na Baía de Vizhinjam na Índia, ocorreu a predação de gaiolas inteiras de *Pinctada fucata* por siris do gênero *Charybdis*.

Crossland (1957) cita o ataque de diversas espécies de siris e caranguejos em ostras perlíferas na região do Mar Vermelho. Estes crustáceos atacam animais de até 100 mm de diâmetro, apesar de haver preferência por animais menores, em geral de até 12 mm. No cultivo de *Pteria hirundo* na Ponta do Sambaqui foram encontrados diversos exemplares dessa ostra perlífera mortos com a concha quebrada, um sinal característico de predação, juntamente com os siris.

Segundo Gervis and Sims (1992) e Humphrey (2008), os crustáceos passam por entre as malhas das estruturas de cultivo ainda em fase larval e se acomodam junto ao *fouling* que normalmente acompanha estes cultivos. Este fato parece ocorrer no cultivo de ostras perlíferas em Florianópolis, tendo vista que todos os animais coletados neste estudo estavam dentro das lanternas de cultivo, acomodados junto ao *fouling*.

Tabela 1 – Dados da biometria de *Charybdis hellerii* (* Fêmeas ovígeras)

Sexo	Peso	Largura da carapaça	Altura da carapaça
	g	mm	mm
Fêmea	5,19	32,16	20,06
Fêmea	9,15	35,39	22,39
Fêmea*	12,48	42,74	27,04
Fêmea	27,94	54,42	34,42
Fêmea	25,85	55,09	34,59
Fêmea*	34,27	57,86	36,59
Fêmea*	37,31	59,35	37,54
Fêmea	42,83	61,85	39,12
Fêmea*	56,67	67,27	42,55
Fêmea*	58,91	68,06	43,05
Fêmea*	59,39	68,22	43,15
Média	33,64 ± 19,70	54,77 ± 12,75	34,59 ± 8,12
Macho	8,79	36,18	20,95
Macho	8,07	37,50	23,72
Macho	12,87	43,13	27,28
Macho	13,07	43,34	27,41
Macho	14,59	44,79	28,33
Macho	19,83	49,10	31,06
Macho	27,07	53,90	34,10
Macho	38,97	54,99	34,78
Macho	21,15	59,22	37,46
Macho	40,33	60,75	38,43
Macho	42,21	61,58	38,95
Macho	51,23	65,27	41,28
Macho	51,96	65,54	41,46
Macho	52,00	65,56	41,47
Macho	65,12	67,12	44,72
Média	31,15 ± 18,71	53,87 ± 10,78	34,09 ± 7,27
Total	30,88 ± 17,90	53,73 ± 11,33	33,89 ± 7,32

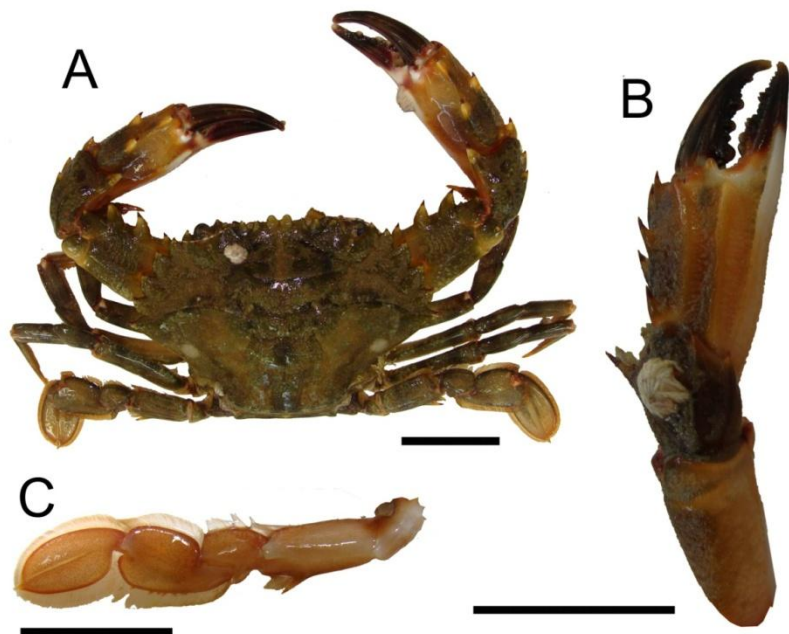


Figura 1 – A - vista dorsal de *Charybdis hellerii*;
 B – detalhe do quelípodo; C – detalhe da pata natatória. Barras = 20 mm

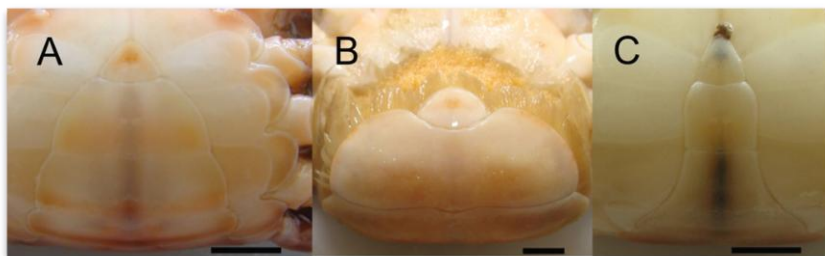


Figura 2 – Detalhe do abdome de *Charybdis hellerii* (vista ventral);
 A – Fêmea; B – Fêmea Ovígera; C - Macho. Barras = 10 mm

A presença de fêmeas ovígeras corrobora o citado por Mantelatto and Garcia (2001) quando se referem à proficuidade da espécie, com reprodução ocorrendo frequentemente por todo o ano, em especial nos meses do inverno e primavera. Destas fêmeas, a de menor tamanho possuía 42,74 mm de largura, o que mostra sua precocidade reprodutiva, coincidindo com dados de Mantelatto and Garcia (2001) que marcam como 34,6 mm o tamanho mínimo para maturação de fêmeas dessa espécie, sendo considerados como juvenis os animais abaixo deste tamanho.

A abundância de alimento, não só o fornecido diretamente por *P. hirundo*, demonstra ser um atrativo para que estes indivíduos se utilizem deste micro ambiente para refúgio, alimentação e reprodução.

Frigotto e Serafim-Junior (2007) alertam para o fato de que em decorrência dos siris da espécie *C. hellerii* serem animais carnívoros, sua alta frequência nas estruturas de cultivo pode vir a causar prejuízos à atividade.

Williams and Meffe (1999) sumarizaram várias características que influenciam no sucesso de uma espécie invasora em se estabelecer em um ambiente. Para os exemplares de *C. hellerii* encontrado em Florianópolis podemos identificar algumas delas, principalmente a alta taxa reprodutiva e alta fecundidade, as altas taxas de dispersão, a tendência generalista quanto ao habitat e a hábitos alimentares e a ocorrência de clima semelhante ao do local de origem. Dineen et al. (2001) citam ainda a capacidade de *C. hellerii* de se adaptar a novos ambientes devido a sua longa vida larval, em média 44 dias, e ao rápido crescimento e maturação sexual precoce que ocorre em menos de um ano.

Outro dado preocupante foi a ausência de portunideos nativos nas estruturas de cultivo de *P. hirundo*, ocorrendo somente *C. hellerii*, fato este que pode ser um indício de que uma competição em ambiente natural possa estar ocorrendo, pendendo negativamente para as espécies nativas.

Uma vez que uma espécie aquática exótica se estabelece, sua erradicação é quase impossível nos grandes ecossistemas (Howells, 1999, Benson 2000, Mack et al., 2000). Desta forma, a crescente presença de espécies exóticas em águas do território brasileiro se torna um fato muito preocupante, pois estes animais costumam, com algumas exceções, não possuir predadores naturais, o que acaba por propiciar um sério desequilíbrio ambiental. A presença do *C. hellerii* nas estruturas de cultivo de *P. hirundo*, um animal nativo, demonstra o alto grau de adaptatividade desta espécie predadora fora de seu habitat.

O controle é geralmente específico para cada local, e uma combinação de vários métodos são necessários (Benson, 2000). Gestão e controle devem seguir um plano integrado com vários componentes como prevenção, avaliação, gestão de sítios específicos, avaliação, monitoramento e educação (Madsen, 1997).

Mack et al. (2000) afirmam que o controle de animais invasores é mais eficaz quando se emprega uma estratégia de longo prazo voltada ao ecossistema, ao invés de uma abordagem centrada no combate a invasores individuais. Reverter uma invasão é praticamente impossível técnica e financeiramente em habitats vastos como o oceânico. Porém medidas de controle são possíveis demandando ações preventivas simples, como o hidrojateamento mensal e raspagem trimestral das lanternas, ficando esta sugestão na elaboração de rotinas de manejo que ajudem a reduzir a incidência de *C. hellerii* no cultivo de *P. hirundo* em Florianópolis e reduzam a possibilidade de prejuízos para a atividade.

Este estudo vem mostrar um risco real para o cultivo de ostras perliíferas da espécie *Pteria hirundo* provocado pela presença do predador, o siri exótico *Charybdis hellerii*, na região de Florianópolis – Brasil.

Referências

- Appukuttan, KK. (1987) Pearl culture in Vizhinjam Bay. CMFRI Bull. 39: 54–61.
- Benson, AJ. (2000) Documenting Over a Century of Aquatic Introductions in the United States. In: Claudi, R. and Leach, J.H. (Eds). Nonindigenous Freshwater Organisms: Vectors, Biology, and Impacts. Lewis Publishers, Boca Raton, pp 1-31.
- Calado TCS. (1996) Registro de *Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) em águas do litoral brasileiro (Decapoda:Portunidae). Bol. Estud Cienc. 9: 175-80.
- Campos, NH, Türkay, M. (1989) On a record of *Charybdis hellerii* from the Caribbean coast of Colombia. Senckenbergiana Mar. 20(3-4): 119-123.
- Carqueija CRG, Gouvêa, EP. (1996) A ocorrência, na costa brasileira, de um Portunidae (Crustacea: Decapoda), originário do Indo-Pacífico e Mediterrâneo. Nauplius, 4: 105-12.
- Coelho, PA, Santos, MDCF. (2003) Ocorrência de *Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) (CRUSTACEA, DECAPODA, PORTUNIDAE)

- no litoral de Pernambuco. Bol. Téc.. Cient. do CEPENE, 11(1): 167-173.
- Crossland, C. (1957) The cultivation of the mother of pearl oyster in the Red Sea. Aust. J. Mar. Freshw. Res. 8: 111-130.
- Degraaf, JD, Tyrrell, MC. (2004) Comparison of the feeding rates of two introduced crab species, *Carcinus maenas* and *Hemigrapsus sanguineus*, on the blue mussel, *Mytilus edulis*. Northeast. Nat. 11(2): 163-167
- Dineen, JF, Clark, PF, Hines, AH, et al. (2001) History, Larval Description, and Natural History of *Charybdis hellerii* (Decapoda, Brachyura, Portunidae), an Invasive Crab in the Western Atlantic. Journal of Crustacean Biology. 21(3): 774-805.
- Dodgshun, T, Coutts, A. (2003) Opening the lid on sea chests. Seaf. N. Z. 11(2): 35.
- Eggleston, DB. (1990) Functional responses of blue crabs *Callinectes sapidus* Rathbun feeding on juvenile oysters *Crassostrea virginica* (Gmelin): effects of predator sex and size, and prey size. J. of Exp. Mar. Biol. Ecol. 143(1-2): 73-90
- Ferreira, AC, Sankarankuty, C, Cunha, IMC, et al. (2001) Yet another record of *Charybdis hellerii* (Milne-Edwards, 1867) (Crustacea, Decapoda) from the Northeast of Brazil. Rev. Bras. Zool, 18(sup. 1): 357-358.
- Frigotto, SF, Serafim-Junior, M. (2007). Primeiro registro de *Charybdis hellerii* (Milne Edwards, 1867) (CRUSTACEA) no litoral do estado do Paraná. Est. Biol. 29(67): 227-230.
- Gervis, M, Sims, N. (1992) The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae). ICLARM Stud Ver. 21: 1-49
- Gómez, O, Martínez-Iglesias, JM. (1990). Reciente hallazgo de la especie indopacífica *Charybdis hellerii* (A. Milne-Edwards, 1867) (Crustacea: Decapoda: Portunidae) em águas rasas cubanas. Caribb. J. of Sci. 26(1-2): 70-72.
- Hernández, G, Bolaños, J. (1995) Additions to the anomuran and brachyuran fauna of northeastern Venezuela. The Crustacean Society Summer Meeting, Fort Pierce, USA, pp 25-27.
- Howells, RG. (1999) Guide to Identification of Harmful and Potentially Harmful Fishes, Shellfishes, and Aquatic Plants Prohibited in Texas. Texas Parks and Wildlife Department, Austin, USA.

- Humphrey, JD. (2008) Disease and Predation. In: Southgate, PC, Lucas, JS. (Eds.) The Pearl Oyster. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands, pp 367-435.
- Kathirvel, M, Gopalakrishnan, KN. (1974) On the occurrence of *Charybdis* (*Charybdis*) *hellerii* (A. Milne Edwards) (Decapoda: Portunidae) along the west coast of India. J. Mar. Biol. Assoc. India 16: 286-287.
- Lemaitre, R. (1995) *Charybdis hellerii* (A. Milne Edwards), a nonindigenous portunid crab (Crustacea, Decapoda, Brachyura), discovered in the Indian River lagoon system of Flórida. Proc. Biol. Soc. Wash. 108 (4): 643-648.
- Leonard, GH, Bertness, MD, Yund, PO. (1999) Crab predation, waterborne cues, and inducible defenses in the blue mussel, *Mytilus edulis*. Ecology, 80(1): 1-14.
- Lima-Júnior, TB, Aragão, MIDC, Silva, JPD, et al. (2008) Occurrence of two indo-pacific species of brachyura on the coast of Piauí, Brazil. Bol. Lab. de Hidrobiol. 21: 35-40
- Mack, RN, Simberloff, D, Lonsdale, WM, et al. (2000) Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. Ecol. Appl. 10(3): 689-710.
- Madsen, JD. (1997) Methods for Management of Nonindigenous Aquatic Plants. In: Luken, J.O. e Thieret, J.W. (Eds.) Assessment and Management of Plant Invasions. Springer, New York, USA, pp 145-171.
- Mantelatto, FLM, Dias, LL. (1999) Extension of the known distribution of *Charybdis hellerii* (A. Milne-Edwards, 1867) (Decapoda, Portunidae) along the western tropical South Atlantic. Crustaceana. 72(6): 617-620.
- Mantellato, FLM, Garcia, RB. (2001). Biological aspects of the nonindigenous portunid crab *Charybdis hellerii* in the western tropical South Atlantic. Bull. Mar. Sci. 68: 469-477.
- Mascaro, M, Seed, R. (2000) Foraging behavior of *Carcinus maenas* (L.): comparisons of size-selective predation on four species of bivalve prey. J. Shellfish Res. 19(1): 283-291.
- Negreiros-Fransozo ML. (1996) The zoea I of *Charybdis hellerii* (A. Milne-Edwards, 1867) (Decapoda, Portunidae) obtained in laboratory. Nauplius. 4: 165-168.

Sponaugle, S, Lawton, P. (1990). Portunid crab predation on juvenile hard clams: effects of substrate type and prey density. *Mar. Ecol. Prog Ser.* 67: 43-53.

Stephenson, W. (1972) An annotated check list and key to the Indo-West-Pacific swimming crabs (Crustacea: Decapoda: Portunidae). *R. Soc. N. Z. Bull.* 10:1-64.

Tavares M, Mendonça-Jr JB. (1996). *Charybdis hellerii* (A. Milne-Edwards, 1867) (Brachyura, Portunidae), eighth nonindigenous marine decapod recorded from Brazil. *Crustac. Res.* 25: 151-157.

Williams, JD, Meffe, GK. (1999) Factors Affecting Biological Resources – nonindigenous Species. In: Mac, MJ, Opler, PA, Puckett-Haecker, CE, et al. (Eds.). *Status and Trends of the Nation's Biological Resources. Volume 1.* U.S. Department of the Interior, Reston, USA, pp117-129.

Referências:

- ABBOTT, R.T. **American seashells**. New York: Van Nostrad Reinhold, 1974. 663p.
- ACOSTA-SALMÓN, H.; MARTINEZ-FERNANDEZ, E.; SOUTHGATE, P. C. Use of relaxants to obtain saibo tissue from the blacklip pearl oyster (*Pinctada margaritifera*) and the akoya pearl oyster (*Pinctada fucata*) **Aquaculture**. v.246, p.167-172. 2005.
- ALAGARSWAMI, K.; DHARMARAJ, S.; CHELLAM, A.; VELAYUDHAN, T.S. Larval and juvenile rearing of black-lip pearl oyster, *Pinctada margaritifera* (Linnaeus), **Aquaculture**. v.76, n.1-2, p.43-56, 1989.
- 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.; S. DHARMARAJ. Manual on pearl culture techniques. **C.M.F.R.I. Spl. Publ.**, v. 20, p. 1- 42, 1984.
- ALBUQUERQUE, M.C.P. **Novas opções de cultivo de moluscos bivalves marinhos no Brasil: *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) e *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758)**. 2010. 218p. Tese (Doutorado) UFSC/AQI Florianópolis.
- ALCORÃO. Português. **Sagrado Alcorão**. Tradução de Samir El-Hayek. Foz do Iguaçu: Centro Cultural Beneficente Islâmico de Foz do Iguaçu, 2010. Disponível em <<http://www.islam.com.br/quoran/traducao/index.htm>> Acesso em: 29 jan. 2010.
- ALEXANDER, A.E. Pearl and the pearl Industry. In: TRESSLER, D.K.; LEMON, J.M. **Marine products of commerce**. New York: Van Nostrad Reinhold, 1951. p.107-123
- 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.

ARJARASIRIKOON, U.; KRUATRACHUE, M.; SRETARUGSA, P.; CHITRAMVONG, Y.; JANTATAEME, S.; UPATHAM, E.S.

Gametogenic processes in the pearl oyster, *Pteria penguin* (Röding, 1798) (Bivalvia, Mollusca). **Journal of Shellfish Research**, v. 23, n.2, p. 403-409, 2004.

ARNAUD-HAOND, S., MONTEFORTE, M., BLANC, F., BONHOMME, F. Evidence for male-biased effective sex ratio and recent step-by-step colonization in the bivalve *Pinctada mazatlanica*. **Journal Of Evolutionary Biology**, v.16, p.790–796, 2003.

ATKINS, D. On the ciliary mechanisms and interrelationships. of lamellibranchs. I: New observations on sorting mechanisms. **Quarterly journal of microscopical science**, v.79, p.181-308, pl. 10-11. 1937.

AVELAR, W. E. P.; W. NARCHI. Anatomia funcional de *Brachidontes darwinianus darwinianus* (Orbigny, 1846) (Mollusca: Bivalvia). **Papéis Avulsos de Zoologia**. v.35, p.331-359. 1984.

BARBER, B.J.; BLAKE, N.J. Reproductive physiology. In: Shumway, S.E.(ed.) **Scallop: biology, ecology and aquaculture**, Elsevier Amsterdam, 1991.

BARNES, R. D.; HARRISON, F. W. Introduction to the Mollusca. In: HARRISON, F. W.; KOHN, A. J. (ed.) **Microscopic anatomy of invertebrates**. v. 5 - Mollusca I. New York: Wiley Liss, 1994. p. 1-12.

BEHZADI, S., PARIVAR, K., ROUSTAIAN, P. Gonadal cycle of pearl oysters, *Pinctada fucata* (Gould) in Northeast Persian Gulf, Iran. **Journal of Shellfish Research**. v.16, p.129– 135, 1997.

BÍBLIA. Português. **Bíblia sagrada**. Tradução de Padre Antônio Pereira de Figueredo. Rio de Janeiro: Encyclopaedia Britannica, 1980. Edição Ecumênica.

BONDAD-REANTASO, M. G.; MCGLADDERY, S. E.; BERTHE, F. C. **Technical paper. no. 503 - pearl oyster health management - a manual**. Rome, Italy: *Food and Agriculture Organization of The United Nations*. 2007. 120p.

BRUSCA, R.C.; BRUSCA, G.J. **Invertebrates**. 2nd ed. Sunderland: Sinauser Ass. Inc., 2003. 935p.

CASAS, M.G. **Ciclo reprodutivo do mexilhão *Perna perna* (Mollusca: Bivalvia) (Linné, 1758) na Ilha de Santa Catarina**. 1986.

41f. Monografia (Bacharelado em Ciências Biológicas) UFSC. Florianópolis.

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.

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.

CIPRIANI, R.; GUZMAN, H. M.; LOPEZ, M. Harvest history and current densities of the pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (bivalvia: pteriidae) in Las Perlas and Coiba archipelagos, Panama. **Journal of Shellfish Research**. v.27, n.4, p.691-700, 2008

COE, W. R. Sexual differentiation in Mollusks I. Pelecypods. **Q. Rev. Biol.** 18, 154-164, 1943

DAKIN, W.J. **Pearls**. London: Cambridge University Press, 1913, 146p.

DERBALI, A., JARBOUI, O., GHORBEL, M., DHIEB, K. Reproductive biology of the pearl oyster, *Pinctada radiata* (Mollusca: Pteriidae), in northern Kerkennah Island (Gulf of Gabes). **Cahiers de Biologie Marine**. V.50, p.215-222, 2009.

D'ERRICO, F.; HENSHILWOOD, C.; VANHAEREN, M.; NIEKERK, K. V. *Nassarius kraussianus* shell beads from Blombos Cave: evidence for symbolic behaviour in the middle stone age **Journal of Human Evolution**. v.48, p.3-24. 2005.

DIAZ, H. A. & L. F. BUCKLE-RAMIREZ.. Gonadal cycle of *Pteria sterna* (Gould, 1851) (Mollusca, Bivalvia) in Baja California, Mexico. **Ciencias Marinas**, v.22, p.495–509, 1996

DOMANESCHI, O. A comparative study of the functional morphology of *Semele purpurascens* (Gmelin, 1791) and *Semele proficua* (Pulteney, 1799) (Bivalvia: Semelidae). **The Veliger**, v.38, n.4, p. 340-359, 1995.

DOMANESCHI, O.; LOPES, S.G.B.C. Família PTERIIDAE Gray, 1847. **Informativo SBMa**. v.57, p.9-12, 1986a

DOMANESCHI, O.; LOPES, S.G.B.C. Pteriídeos Brasileiros. **Informativo SBMa**. v.58, p.9-12, 1986b

FAO. **Pearl oyster farming and pearl culture**. Rome: FAO, 1991, 68p.

- 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 pearl oyster resources of Panama. US Dept. Interior Fish and Wild Life Service, **Spec. Sci. Rep. Fish** v. 23, p.1-52. 1950.
- GARCIA-DOMINGUEZ, F.; VAZQUEZ, B. C., QUEZADA, A. T. Spawning cycle of the pearl oyster, *Pinctada mazatlantica* (hanley, 1856), (Pteriidae) at Isla Espiritu Santo, Baja California Sur, Mexico. **Journal of Shellfish Research**, v.15, p.297-303. 1996.
- GERVIS, M.; SIMS, N., The biology and culture of pearl oysters (Bivalvia: Pteriidae). **ICLARM Stud. Rev.**, v.21, p.1-49, 1992
- GIRIBET, G.; WHEELER., W. On bivalve phylogeny: a high-level analysis of the Bivalvia (Mollusca) based on combined morphology and DNA sequence data. **Invertebrate Biology**, v.121, n.4, p.271-324, 2002.
- 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.
- GUERÓN, C.O.C.; NARCHI, W. Anatomia funcional de *Protothaca (Leukoma) pectorina* (Lamarck) (Bivalvia: Veneridae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 17, n.4, p. 1007-1039, 2000.
- HAWANG, J.J.; 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
- HELM, M.M.; BOURNE, N.; LOVATELLI, A. Hatchery culture of bivalves. A practical manual. **FAO Fisheries Technical Paper**. Rome, FAO. n. 471, 177p., 2004.
- HERNÁNDEZ-OLALDE, L.; GARCÍA-DOMÍNGUEZ, F.; ARELLANO-MARTÍNEZ, M., CEBALLOS-VÁZQUEZ, B. P. Reproductive cycle of the pearl oyster *Pteria sterna* (PTERIIDAE) in the Ojo De Liebre Lagoon, B.C.S., Mexico. **Journal of Shellfish Research**, v.26, p.543-548, 2007.

HERTLEIN, L.G.; COX, L.R. Family Pteriidae Gray, 1847 (1820). In: COX, L.R. et al. (ed.), **Treatise on Invertebrate Paleontology. Part N. Mollusca 6: Bivalvia. Vol. 1.** Lawrence, USA: Geological Society of America and University of Kansas. 1969. p. N302-N306.

JOHNSCHER-FORNASARO, G. **Observações sobre populações da ostra *Crassostrea rhizophorae* (Guilding 1828) em ambientes ecologicamente diferentes do litoral de São Paulo.** 1981. 163p. Dissertação (Mestrado) USP/IO São Paulo

KATO, K. Waiting for the tide, tuning in the world traditional knowledge, environmental ethics and community. In The 2nd International Small Island Cultures Conference. Norfolk Island. **Refereed Papers**, Norfolk: Norfolk Island Museum 2006. PDF

KOKICHI MIKIMOTO & CO. LTD. **The Founder Kokichi Mikimoto.** Tokyo, s.d. Disponível em <<http://kokichi.mikimoto.com/en/>> Acesso em 10 jan. 2010

KUNZ, G.F.; STEVENSON, C.H. **The book of the pearl.** New York: The Century Co., 1908, 650p.

LANDMAN, N.H. et al. **Pearls: A natural history.** New York: American Museum of Natural History / Harry N. Abrams, Inc., 2001, 232p.

LIMA, F.R.; VAZZOLER, A.E. Sobre o desenvolvimento das ostras e possibilidades da ostreicultura nos arredores de Santos. **Boletim do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo**, v.13, n.2, p.3-20, 1963

LINNÉ, C. **Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus differentiis, synonymis, locis - tomus I** - editio décima. Salvii, Holmiae (Holm, Sweden), 1758, 824p.

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.

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.

LUNETTA, J.E. Fisiologia da reprodução dos mexilhões *Mytilus perna* (Mollusca Lamellibranchia). **Boletim de Zoologia e Biologia Marinha**, v.26, p.36-109, 1969.

MACKENZIE, C. L.; TROCCOLI, L.; LÉON, B. L. History of the Atlantic pearl-oyster, *Pinctata imbricata*, industry in Venezuela and Colombia, with biological and ecological observations. **Marine Fisheries Review**. v.65, n.1, p.1-20. 2003.

MAGALHÃES, A.R.M. **Teor de proteínas do mexilhão *Perna perna* (Linné, 1758) (Mollusca, Bivalvia), em função do ciclo sexual**. 1985. 117p. Dissertação (Mestrado) - Departamento de Fisiologia Geral, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo.

MAGALHÃES, J.; MEZZALIRA, S. **Moluscos fósseis do Brasil**. Rio de Janeiro: Instituto Nacional do Livro, 1953, 283p.

MAMANGKEY, N. G. F.; ACOSTA-SALMON, H.; SOUTHGATE, P. C. Use of anaesthetics with the silver-lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson). **Aquaculture**. v.288, p. 280-284. 2009

MANUTCHEHR-DANAI, M. **Dictionary of Gems and Gemology**. 3rd Ed., Berlin: Springer Berlin Heidelberg, 2009, 1037p.

NARCHI, W. ; GALVÃO-BUENO, M.S. Anatomia funcional de *Mytella charruana* (D'Orbigny, 1846) (Bivalvia: Mytilidae). **Bol. Zool. Univ. S. Paulo**, v. 6, p. 113-145, 1993.

NARCHI, W. A importância do conhecimento dos ciclos gametogênicos de bivalves comestíveis. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v.47 (Sup.), p. 133-134, 1976.

NARCHI, W. Aspects of the adaptive morphology of *Mesodesma mactroides* (Bivalvia: Mesodesmatidae). **Malacologia**, v.21, n.1-2, p. 95-110, 1981.

NARCHI, W. Comparative study of the functional morphology of *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791) and *Tivela mactroides* (Born, 1778) (Bivalvia, Veneridae). **Bulletin of Marine Science**, v.22, n.3, p.643-670, 1972.

NARCHI, W. Functional morphology of *Petricola (Rupellaria) typica* (Bivalvia: Petricolidae). **Marine Biology**. v.27(2). p.123-129. 1974.

- NARCHI, W.; ASSIS, R. C. F. Anatomia funcional de *Lucina pectinata* (Gmelin, 1791) (Bivalvia-Lucinidae). **Bolm. Zool. Univ. S. Paulo**, v.5, p.79-110, 1980.
- NARCHI, W.; DARIO, F. D.I. The anatomy and functional morphology of *Tivela ventricosa* (Gray, 1838) (Bivalvia: Veneridae). **The Nautilus**, v.116, n.1, p.13-24, 2002.
- NARCHI, W.; GABRIELI, M. A. Sobre anatomia funcional de *Chione subrostrata* (Lamarck, 1818). **Revista Nordestina de Biologia**, v.3(Espec.), p.25-46, 1981.
- NARCHI, W.; GALVÃO-BUENO, M.S. Anatomia funcional de *Perna perna* (Linné) (Bivalvia: Mytilidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 14, n.1, p. 135-168, 1997.
- NASCIMENTO, I. A. ; LUNETTA, J. E. . Ciclo sexual da ostra de mangue e sua importância para o cultivo. **Boletim de Fisiologia Animal da Universidade de São Paulo**, v. 2, p. 63-98, 1978.
- NASCIMENTO, I. A. ; SILVA, E. M. ; RAMOS, M. I. S. ; SANTOS, A. E. . Desenvolvimento da gonada primaria em ostras do mangue c. rhizophorae: idade e tamanho minimos de maturacao sexual. **Ciência e Cultura**, v. 32, n. 6, p. 736-742, 1980.
- NAVA, M.; ARIZMENDI, E.; FARELL, S.; MCLAURIN, D. Evaluation of success in the seeding of round nuclei in *Pteria sterna* (gould 1851), a new species in pearl culture. **SPC Pearl Oyster Information Bulletin**. v.14, p.13-16. 2000.
- NOMURA, H. **Criação de moluscos e crustáceos**. São Paulo: Nobel, 1978. 102p.
- NORTON, J. H.; et al. An evaluation of some relaxants for use with pearl oysters. **Aquaculture**. v.144, p.39-52. 1996.
- O'CONNOR, W.A.; LAWL, N.F. Reproductive condition of the pearl oyster, *Pinctada imbricata*, Röding, in Port Stephens, New South Wales, Austrália. **Aquaculture Research**, v.35, p.385-396, 2004.
- O'CONNOR, W.; WANG, A. M. Akoya pearl culture in China. **World Aquaculture**. v.32, n.3, p.18-20, 2001.
- PASSOS, F. D.; DOMANESCHI, O. Biology and functional anatomy of *Donax gemmula* Morrison (Bivalvia, Donacidae) from the littoral of São

Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.21, n.4, p.1017-1032, 2004.

PAULILO, M.I.S. Maricultura e território em Santa Catarina – Brasil. **Cadernos de Pesquisa – PPGSP – UFSC**, v. 31, p. 1-19, 2002.

PEARLSHELLERS Disaster. **The Queenslander**, Queensland, 25 mar. 1899, p. 544. Disponível em <<http://newspapers.nla.gov.au/ndp/del/article/20857800>> Acessado em 29 jun. 2010.

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.

PURCHON, R. D. **The Stomach in the Bivalvia. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences**, v. 316, p.183-276, 1987.

RIOS, E. C. **Compendium of Brazilian Sea Shells**. 1st ed. Porto Alegre: Evangraf, 2009. 668p.

ROBERTS, R.B.; ROSE, R.A. Evaluation of some shells for use as nucleifor round pearl culture. **Journal of Shellfish Research**. v. 8, n.2, p.387-389. 1989

ROCZANSKI, M.; COSTA, S.W.; BOLL, M.G.; OLIVEIRA NETO, F.M. A evolução da aquicultura no estado de Santa Catarina - Brasil. In: Aquicultura Brasil 2000: XI Simpósio Brasileiro de Aquicultura; IV Encontro Sulbrasileiro de Aquicultura; V Encontro Catarinense de Aquicultura; II Festival nacional da ostra e da cultura açoriana - FENAOSTRA. 2000, Florianópolis. **Anais...** Florianópolis: ABRAq, 2000. CD-ROM.

ROMERO, A. Death and taxes: the case of the depletion of pearl oyster beds in sixteenth-century Venezuela. **Conservation Biology**. v.17, n.4, p.1013-1023, 2003

ROMERO, A.; CHILBERT, S. ; EISENHART, M. Cubagua's pearl-oyster beds: the first depletion of a natural resource caused by europeans in the american continent. **Journal of Political Ecology**. v.6, p.57-78. 1999.

- ROSE, R.A.; BAKER, S.B. Larval and spat culture of Western Australian silver or gold pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Mollusca:Pteriidae). **Aquaculture**, v. 126, p. 35-50, 1994.
- ROSE, R.A.; DYBDAHL, R.E.; HARDERS, S. Reproductive cycle of the Western Australian silver-lip pearl oyster *Pinctada maxima* (Jameson) (Mollusca: Pteriidae). **Journal of Shellfish Research**, v.9, p.261– 272, 1990.
- RUPP, G.S.; DE OLIVEIRA NETO, F.M.; GUZENSKI, J. Estado actual del cultivo de moluscos bivalvos en la region sudeste-sur de Brasil. In LOVATELLI, A., FARIAS, A. & URIARTE, I. (eds). Estado actual del cultivo y manejo de moluscos bivalvos y su proyeccion futura: factores que afectan su sustentabilidad en America Latina. Taller Tecnico Regional de La FAO. 20–24 de agosto de 2007, Puerto Montt, Chile. **FAO Actas de Pesca y Acuicultura**. Roma, 2008, v.12, p. 77– 89.
- RUPPERT, E. E.; BARNES, R. D. **Zoologia dos invertebrados**. 6. ed. São Paulo: Roca. 1996. 1029p.
- SAUCEDO, P.; MONTEFORTE, M. Breeding cycle of pearl oysters *Pinctada mazatlanica* and *Pteria sterna* (Bivalvia: Pteriidae) at Bahia de La Paz, Baja California Sur, Mexico. **Journal of Shellfish Research**. v.16, 103–110, 1997
- SAUCEDO, P.; RODRIGUEZ-JAMARILLO, C. MONTEFORTE, M., Microscópic anatomy of gonad tissue and specialized storage cells associated with oogenesis na spermatogenesis in the Calafia mother-of-pearl oyster, *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856). **Journal of Shellfish Research**. v.21, 145–155, 2002.
- SAUCEDO, P.; SOUTHGATE, P. C. Reproduction, development and growth. In: SOUTHGATE, P. C.; LUCAS, J. S. (ed.). **The Pearl Oyster**. Oxford, UK: Elsevier, 2008. p.131-186.
- SIMONE, L. R. L. Anatomy and systematics of *Anodontites elongatus* (Swainson) from Amazon and Parana Basins, Brazil (Mollusca, Bivalvia, Unionoida, Mycetopodidae) **Revista Brasileira de Zoologia**, v.14, p.877-888, 1997
- SIMONE, L. R. L.; GONCALVES, E. P. Anatomical study on *Myoforceps aristatus*, an invasive boring bivalve in s.e. brazilian coast (Mytilidae). **Papéis Avulsos de Zoologia**,v.46, p.57-65, 2006

SIMONE, L.R.L.; MEZZALIRA, S. **Fossil molluscs of Brazil**. São Paulo: Instituto Geológico de São Paulo, 1994, 202p.

SOUSA, G.S. **Tratado descritivo do Brasil em 1587**. Brasília: Instituto Histórico do Brasil, 2010. Disponível em:<<http://www.dominiopublico.gov.br/download/texto/me003015.pdf>>. Acesso em: 04 fev.2010.

SOUTHGATE P.C. Overview of the cultured marine pearl industry. In: BONDAD-REANTSO, M.G.; McGLADDERY, S.E. and BERTHE, F.C.J. (ed.) **Pearl oyster health management: a manual**. Rome, Italy: FAO, 2007. 7-17.

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, et al. Exploitation and culture of major commercial species. In: SOUTHGATE, P. C.; LUCAS, J. S. (ed.). **The Pearl Oyster**. Oxford, UK: Elsevier, 2008. p.303-355.

STRACK, E. Introduction. In: SOUTHGATE, P. C.; LUCAS, J. S. (ed.). **The Pearl Oyster**. Oxford, UK: Elsevier, 2008. p.1-35.

STRACK, E. **Pearls**. Stuttgart, Germany: Ruhle-Diebener-Verlag GmbH & Co., 2006. 707p.

TACON, A.G.J. Produção Aquícola Global em 2005. **Panorama da Aquicultura**, v. 100, p. 24-29. 2007.

TAYLOR, J.J.; STRACK, E. Pearl Production. In: SOUTHGATE, P. C.; LUCAS, J. S. (ed.). **The Pearl Oyster**. Oxford, UK: Elsevier, 2008. p.273-302.

TAYLOR, J.J; SOUTHGATE, P.C; ROSE, R.A., Fouling animals and their effect on the growth of silver-lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson) in suspended cultura. **Aquaculture**, v.153, p.31-40, 1997.

TRANter, D.J., Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia). I. *Pinctada albina* (Lamarck): Breeding season and sexuality, **Australian Journal of Marine and Freshwater Research**, v.9, p.135–143, 1958a.

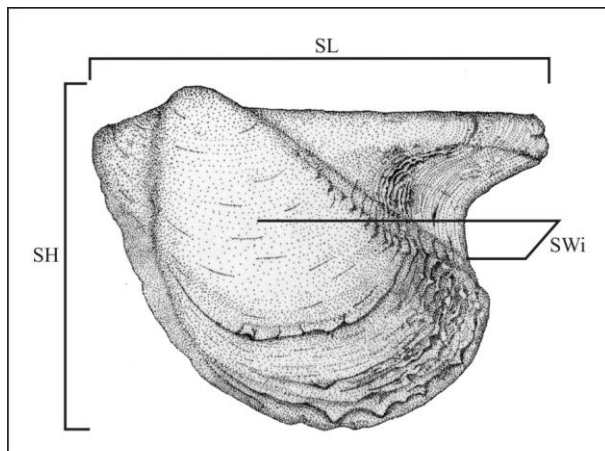
TRANter, D.J., Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia). III. *Pinctada albina* (Lamarck): Primary gonad development, **Australian Journal of Marine and Freshwater Research**, v.9, p.191–216, 1958b.

- TRANTER, D.J., Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia). IV. *Pinctada margaritifera* (L.), **Australian Journal of Marine and Freshwater Research**, v.9, p.509–523, 1958c.
- TRANTER, D.J., Reproduction in Australian pearl oysters (Lamellibranchia): V. *Pinctada fucata* (Gould). **Australian Journal of Marine and Freshwater Research**, v.10, p.45– 66, 1959.
- 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.
- VELÁZQUEZ, A.; ZÚÑIGA-ARELLANO, B.; SÁNCHEZ-GAVITO, J. Changes in the use of the pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (BIVALVIA: PTERIIDAE) in the great temple of Tenochtitlan. **Revista Mexicana de Biodiversidad**. v.78(SUPPL), p.71S-76S . 2007.
- WADA, K.T. and TËMKIN. Taxonomy and Phylogeny In: SOUTHGATE, P. C.; LUCAS, J. S. (ed.). **The Pearl Oyster**. Oxford, UK: Elsevier, 2008. P. 37-75.
- 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.; KOMARU, A. 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**, v.142, n.1,p. 25-32, 1996.
- WAKAMATSU, T. **A ostra da Cananéia e seu cultivo**. 2ª Ed. São Paulo: SUDELPA/USP, 1975, 141p.
- WRIGHT, H.; HOLGUÍN, O.; ARREGUÍN, F. Abundancia y estructura poblacional de la madreperla *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856) (Bivalvia: Pteriidae) en el litoral oriental de Baja California Sur, México. **Revista de Biología Marina y Oceanografía**. v.44, n.2, p.295-307, 2009.

ANEXOS

ANEXO A – Protocolo para biometria da ostra perlífera.

- 1- Remover o fouling;
- 2- Medir os parâmetros da concha (SH = altura; SL = largura; SWi = espessura);



- 3- Pesar o animal com concha;
- 4- Separar a concha do corpo do animal;
- 5- Pesar o corpo do animal (TiW);
- 6- Pesar as valvas (VW);
- 7- Separar o músculo adutor;
- 8- Pesar o músculo adutor (MW);
- 9- Calcular o peso da massa visceral: $VMW = TiW - MW$;
- 10 – Calcular o índice de condição: $CI = \frac{TiW}{SL \times SH \times SWi} \times 1000$
- 11 – Calcular o índice de proporção do músculo: $IM = \frac{MW}{TiW} \times 100$

Obs: Alguns parâmetros obtidos na biometria não foram utilizados neste estudo.

ANEXO B – Protocolo para histologia para estudo do ciclo reprodutivo

Primeira etapa: Preparação da amostra

- 1- Remover o fouling das conchas dos animais;
- 2- Separar a concha do corpo do animal;
- 3- Retirar o músculo adutor, brânquias e manto;
- 4- Etiquetar com a numeração da coleta e número sequencial do animal;
- 5- Fixar em solução de Davidson sem ácido acético (Anexo C) por 48h;
- 6- Preservar as amostras em álcool 70% até a inclusão em parafina.

Segunda etapa: Inclusão em parafina

- 1- Seccionar a amostra em duas metades em plano sagital de forma a expor todo o trato digestório (esôfago, estômago, glândula digestiva e intestino) para visualização do tecido gonádico que o envolve;
- 2- Acondicionar uma metade em cassete próprio para procedimento histológico;
- 3- Desidratar a amostra em banhos de álcool:
 - Álcool 70% I – 1h
 - Álcool 70% II – 1h
 - Álcool 96% I – 1h
 - Álcool 96% II – 1h
 - Álcool 100% I – 1h
 - Álcool 100% II – 1h
- 4- Diafanizar:
 - Xilol I – 1h
 - Xilol II – 1h
- 5- Impregnar com parafina (70°C)
 - Parafina I – 1h
 - Parafina II – 1h
- 6- Montar as amostras em blocos de parafina com auxílio de formas metálicas.

Terceira etapa: Corte

- 1- Resfriar os blocos de parafina;
- 2- Desbastar os blocos no micrótomo até atingir os tecidos desejados;
- 3- Realizar cortes seriados em espessura de 5 a 7 µm e colocá-los na cuba de banho Maria com gelatina P.A. (1g/L);
- 4- Aderir os cortes as lâminas de vidro previamente limpas e aquecidas a 40°C;
- 5- Deixar secando na placa aquecida a 40°C e aguardar 24h para coloração.

Quarta etapa: Coloração HHE (Hematoxilina de Harris e Eosina)**1- Retirar a parafina:**

Xilol I – 3 min.;

Xilol II – 3 min.;

2- Hidratar:

Álcool 100% – 3 min.;

Álcool 100% – 3 min.;

Álcool 90% – 3 min.;

Álcool 80% – 3 min.;

Álcool 70% – 3 min.;

Álcool 50% – 3 min.;

3- Lavar em água corrente**4- Banho em Hematoxilina de Harris* – 20 s.****5- Lavar em água corrente até não sair mais a coloração arroxeada;****6- Banho em Eosina* – 10 s.****7- Lavar em água corrente até não sair mais a coloração rósea;****8- Desidratar:**

Álcool 50% – 3 min.;

Álcool 70% – 3 min.;

Álcool 80% – 3 min.;

Álcool 90% – 3 min.;

Álcool 100% – 3 min.;

Álcool 100% – 3 min.;

Xilol / Álcool 100% (1:1) – 3 min.;

Xilol IV – 3 min.;

Xilol V – 3 min.;

Xilol VI – 3 min.;

9- Montar a lâmina colocando uma gota de adesivo histológico e cobrir com lamínula de tamanho adequado para sobrepor todo o corte e aguardar 24h para análises ao microscópio óptico.

* Os tempos de permanência na Hematoxilina e na Eosina são variáveis dependendo da forma de preparação dos reagentes. A cada troca de bateria de coloração é aconselhável realizar um teste nos tempos dos corantes antes de utilizar as amostras definitivas.

Obs: Para os cortes anatômicos somente foi alterado o item 3 da primeira etapa e o item 1 da segunda etapa, dissecando no animal fresco os tecidos e órgãos estudados.

10- Análise em microscopia óptica: Os estádios do ciclo reprodutivo foram classificados segundo a tabela abaixo:

Estádios	Fêmeas	Machos
Gametogênese	Dentro dos ácinos visualizam-se células germinativas junto à parede. Os ovócitos em sua maioria se apresentam pedunculados e ligados à parede. Os ovócitos livres apresentam um formato mais esférico.	Dentro dos ácinos, junto à parede, é possível distinguir várias linhagens de células germinativas. Os espermatozóides se acumulam no lúmen e as caudas eosinófilas ficam evidentes projetadas nesta direção. A quantidade de tecido conjuntivo decresce entre os ácinos em virtude do acúmulo de espermatozóides.
Pré-desova	A quantidade de células germinativas decai, os ovócitos se apresentam em sua maioria destacados da parede com um formato poligonal. Pouco ou nenhum tecido conjuntivo está presente entre os ácinos.	Os ácinos se encontram distendidos, preenchidos com densas aglomerações de espermatozóides. As células germinativas praticamente desaparecem ficando restritas a uma pequena margem na parede acicular. Os ácinos se tocam evidenciando a ausência praticamente total do tecido conjuntivo
Desova parcial	Poucos ácinos contém ovócitos que se encontram normalmente livres no lúmen, pouco tecido conjuntivo presente e paredes com aparência de quebradas.	Neste estágio, o espermatozóide é expelido dos ácinos, que assumem uma aparência frouxa ficando parcialmente vazios e com as paredes com aparência de quebradas.
Desova total	Os ácinos encontram-se colapsados, inicia-se a reabsorção dos ovócitos não expelidos.	Os ácinos encontram-se colapsados. Inicia-se a reabsorção dos espermatozóides não expelidos .
Indeterminado/ repouso	Não há evidencia de gônadas e não é possível distinguir os sexos. O tecido conjuntivo ocupa todo o espaço entre os ácinos colapsados.	

11- Análise estereológica - nos casos onde o animal apresentava folículos em mais de um estágio, a classificação foi determinada com auxílio da graticula de Weibel acoplada ao microscópio óptico, sendo feita a análise dos folículos subpostos a cada um dos 42 pontos presentes. Em cada animal, a análise foi feita em duas áreas com cinco campos escolhidos aleatoriamente e não sobrepostos, por área, totalizando 420 pontos, utilizando as objetivas de 4x (para fêmeas) e 10x (para machos).

ANEXO C – Fixador de Davidson.

O fixador de Davidson é amplamente utilizado em procedimentos histológicos, dada a maior velocidade de penetração nos tecidos mais frágeis, o que reduz o ressecamento.

Para um litro de fixador de Davidson marinho utiliza-se:

100 mL – Glicerina.

300 mL – Álcool Etílico 100%.

200 mL – Formol 37%.

300 mL – Água do mar filtrada.

100 mL – Ácido acético glacial*

* O ácido acético é acrescentado somente na hora da fixação, sendo também dispensado para fixação de alguns tecidos específicos.

ANEXO D – Protocolo de diafanização de tecidos.

A diafanização visa deixar translúcidos os tecidos animais. Os tempos de desidratação e de diafanização propriamente dita determinam a busca deste efeito.

Para ostras perlíferas foi utilizado o seguinte protocolo de diafanização:

1- Desidratação:

Álcool 70% I – 12h

Álcool 70% II – 12h

Álcool 96% I – 12h

Álcool 96% II – 12h

Álcool 100% I – 12h

Álcool 100% II – 12h

2- Diafanização:

Xilol I – 24h

Xilol II – 24h

3- Preservação em Glicerina.

ANEXO E – Planilha de medidas utilizadas no Capítulo I - Descrição anatômica de *Pteria hirundo* (Linné) (Bivalvia: Pteridae) de Florianópolis - Brasil

Dados biométricos de *Pteria hirundo*. H - Altura da concha, L - Largura da Concha; E - Espessura total da concha; EVE - Espessura da valva esquerda; EVD - Espessura da valva direita; PT - Peso total (com concha); PC Peso do corpo (sem concha); PM - Peso do músculo adutor; M - Relação da massa do músculo adutor com a massa do corpo; DUF - Distância do úmbo até a extremidade da aurícula anterior; A - Ângulo da concavidade da valva em relação a charneira; HMA - Altura da cicatriz do músculo adutor; LMA - Largura da cicatriz do músculo adutor; DCP - Distância entre a margem posterior da cicatriz do músculo e a margem posterior da concha; DCI - Distância entre a margem inferior da cicatriz do músculo e a margem inferior da concha; DRP - Média do diâmetro dos músculos retratores posteriores; DRA - Média do diâmetro dos músculos retratores anteriores; CRP - Média do comprimento dos músculos retratores posteriores; CRA - Média do comprimento dos músculos retratores anteriores; E - Comprimento do esôfago; I - Comprimento do Intestino. Obs - Os animais de número 17 a 20 tiveram medidos somente os parâmetros básicos de concha.

Animal	H mm	L mm	E mm	EVE mm	EVD mm	PT g	PC g	PM g	M %	DUF mm	A graus	HMA mm	LMA mm	DCP mm	DCI mm	DRP mm	DRA mm	CRP mm	CRA mm	E mm	I mm
1	60.85	65.40	30.20	12.08	18.12	53.11	17.36	3.50	20.16	11.51	62.00	17.85	9.03	9.86	20.64	3.93	2.11	21.52	15.73	12.78	94.77
2	62.30	66.60	27.30	10.92	16.38	40.48	14.24	2.32	16.29	12.48	50.00	18.76	10.05	10.19	10.84	3.52	1.84	18.73	11.53	13.08	92.41
3	59.40	61.70	27.40	10.96	16.44	39.36	11.89	2.36	19.85	12.59	51.00	16.97	9.00	9.23	19.24	3.68	2.04	24.48	15.63	12.47	95.13
4	53.50	64.50	32.30	12.92	19.38	42.23	14.32	3.55	24.79	14.30	56.00	15.31	7.71	8.45	8.95	3.03	1.03	18.62	17.44	13.38	99.32
5	64.90	60.00	29.60	11.84	17.76	53.92	12.30	2.31	18.78	12.36	54.00	19.29	9.90	10.31	10.45	3.81	1.98	19.35	13.41	13.63	99.62
6	63.60	64.30	30.00	12.00	18.00	44.39	11.43	1.54	13.47	11.20	62.00	18.57	9.81	10.02	20.70	3.80	1.34	16.02	14.01	12.72	96.92
7	66.47	63.53	31.84	12.74	19.10	52.14	15.77	3.04	19.26	12.22	60.00	19.56	10.28	11.05	22.46	4.24	2.26	22.08	19.83	16.62	97.21
8	62.37	68.63	31.87	12.75	19.12	49.35	16.03	3.45	21.52	12.34	62.00	18.70	9.42	9.49	9.72	4.07	1.94	15.37	11.94	14.35	95.36
9	61.08	69.61	29.53	11.81	17.72	54.74	19.12	3.49	18.26	16.86	50.00	17.83	9.60	10.20	10.27	4.15	1.50	24.49	18.00	15.27	96.44
10	66.31	63.32	32.97	13.19	19.78	59.07	11.04	3.93	35.59	11.33	49.00	18.95	10.16	10.96	22.74	3.45	1.39	20.78	12.97	15.91	91.57
11	58.70	68.05	31.77	12.71	19.06	47.76	18.82	3.40	18.05	13.68	55.00	17.72	9.68	9.93	20.03	4.18	2.34	16.97	8.72	13.50	99.41
12	65.58	62.09	32.07	12.83	19.24	45.20	12.98	3.46	26.68	12.78	56.00	19.36	10.65	11.35	23.22	3.98	1.52	21.64	20.07	16.40	93.68
13	61.77	65.89	30.19	12.08	18.11	58.22	21.47	3.35	15.60	11.56	52.00	18.25	9.83	10.14	10.91	3.93	1.58	21.92	17.23	15.44	94.05
14	64.23	64.86	29.32	11.73	17.59	52.78	16.66	3.34	20.07	15.37	54.00	19.23	10.46	10.82	21.81	3.94	1.63	23.65	14.08	16.06	92.59
15	65.17	68.08	32.24	12.90	19.34	57.77	15.76	3.35	21.27	12.05	60.00	19.23	10.59	11.17	11.58	4.18	1.47	17.84	15.00	13.69	97.22
16	61.95	69.17	30.33	12.13	18.20	55.43	20.91	3.22	15.40	14.09	61.00	18.15	9.90	10.24	21.31	3.76	1.62	20.49	14.52	15.49	99.66
17	59.00	73.25	32.80	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
18	62.60	69.50	33.00	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
19	69.60	63.30	29.50	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
20	64.60	65.30	32.90	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Média	62.39	65.36	30.56	12.22	18.33	50.37	15.63	3.10	19.84	12.92	55.88	18.36	9.75	10.21	16.55	3.85	1.72	20.25	15.01	14.42	95.96
Desvio	3.509	3.252	1.767	0.682	1.021	6.437	3.296	0.631	5.283	1.569	4.731	1.087	0.730	0.761	5.724	0.319	0.363	2.846	3.049	1.434	2.697

